



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCION DE ENSEÑANZA E INVESTIGACION EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO

POSTGRADO EN HIDROCIENCIAS

RESPUESTA HÍDRICA Y PRODUCTIVA DEL CHILE POBLANO Y JITOMATE A DIFERENTES CONDICIONES DE MANEJO DEL NÚMERO DE TALLOS BAJO CONDICIONES PROTEGIDAS

CÁNDIDO MENDOZA PÉREZ

T E S I S

PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MEXICO

2015

La presente tesis titulada: " **Respuesta hídrica y productiva del chile poblano y jitomate a diferentes condiciones de manejo del número de tallos bajo condiciones protegidas**" realizada por el alumno: Cándido Mendoza Pérez, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS
HIDROCIENCIAS
CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO


DR. CARLOS RAMÍREZ AYALA

DIRECTOR


DR. WALDO OJEDA BUSTAMANTE

ASESOR


DR. HÉCTOR FLORES MAGDALENO

ASESOR


DR. JORGE FLORES VELÁZQUEZ

ASESOR


MC. ERNESTO SIFUENTES IBARRA

ASESOR


MC. ENRIQUE MARTÍNEZ VILLEGAS

Montecillo, Texcoco, Estado de México, Diciembre de 2015

RESPUESTA HÍDRICA Y PRODUCTIVA DEL CHILE POBLANO Y JITOMATE A DIFERENTES CONDICIONES DE MANEJO DEL NÚMERO DE TALLOS BAJO CONDICIONES PROTEGIDAS

Mendoza Pérez Cándido, MC.

Colegio de Postgraduados, 2015

RESUMEN

El manejo de cultivos bajo condiciones protegidas en función de número de tallos define el desarrollo y producción, para lo cual se requiere conocer las principales variables de respuesta que definen su rendimiento. El objetivo fue estimar el Índice de Área Foliar (IAF), grados-día desarrollo, fenología, coeficiente de cultivo (K_c), requerimientos hídricos, en cultivos de chile poblano (*Capsicum annuum* L.) y jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.), bajo invernadero en tres condiciones del manejo en función de número de tallos. El trabajo se realizó en el Campus Montecillo del Colegio de Postgraduados. La fecha de trasplante fue el 20 de abril del 2014 y 2015 utilizando tezontle como sustrato bajo riego por goteo. El experimento consistió en tres tratamientos (T). El T1 (II Tallos), T2 (III Tallos) y el T3 (Sin poda) para el chile poblano y para el jitomate el T1 (I Tallo), T2 (II Tallos) y el T3 (III Tallos). Para estimar IAF se utilizaron dos métodos, el directo y de estimación. Las condiciones climáticas fueron monitoreadas con un Data Logger, del cual se obtuvieron valores de temperatura °C para calcular los grados-día acumulados (°DA). Para estimar la evapotranspiración de referencia se utilizó el Atmómetro y los valores de evapotranspiración de cultivo se obtuvieron del lisímetro para estimar el K_c . Para estimar los requerimientos diarios del jitomate se usaron los valores del lisímetro. El valor máximo del IAF para el chile poblano se presentó en la etapa de floración, los cuales fueron 0.93, 1.2 y 2.75 para T1, T2 y T3, para el jitomate el IAF fue 3.69, 5.27 y 6.16 para T1, T2 y T3 respectivamente y se presentó en la etapa maduración de frutos. En la fenología, el chile poblano ocupa 204 días después de trasplante (DDT) para completar su ciclo y el jitomate 162 (DDT) o 1770 °DA para completar a 10 racimos. El K_c máximo fue de 1.25, 1.35 y 1.45 para T1, T2 y T3 y la evapotranspiración diaria fue de 0.1 L pl^{-1} en la etapa inicial, hasta 1.47, 1.59 y 2.0 L pl^{-1} en la etapa de máxima demanda para T1, T2 y T3. El volumen bruto aplicado por planta en todo el ciclo agrícola fue de 135, 146 y 148 L pl^{-1} para T1, T2 y T3, con una productividad de 49, 41 y 36 kg m^{-3} de agua y un rendimiento de 20, 18 y 16 kg m^{-2} .

Palabras clave: interceptómetro, coeficiente de cultivo, área foliar, requerimiento hídrico.

RESPONSE AND PRODUCTION OF WATER POBLANO PEPPER AND TOMATOES A
DIFFERENT CONDITIONS OF HANDLING NUMBER OF STEMS UNDER
PROTECTED CONDITIONS

Mendoza Pérez Cándido, MC.

Colegio de Postgraduados, 2015

ABSTRACT

Crop management under protected conditions in terms of number of stalks defines development and production, for which it is necessary to know the main variables that define response performance. The objective was to estimate the leaf area index (IAF), degree-day development, phenology, crop coefficient (Kc), water requirements, crops poblano chili (*Capsicum annuum* L.) and tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) greenhouse on three driving conditions based on number of stems. The work was conducted in Montecillo Campus of the Graduate College. The transplant date was April 20, 2014 and 2015 using as substrate tezontle under drip irrigation. The experiment consisted of three treatments (T). The T1 (II stems), T2 (III stems) and T3 (no pruning) for the poblano chile and tomato T1 (I stalk), T2 (II stems) and T3 (III stems). IAF two methods to estimate the direct estimation and used. Weather conditions were monitored with a Data Logger, which °C temperature values were obtained to calculate accumulated degree days (°DA). The atmometer was used to estimate the reference evapotranspiration and crop evapotranspiration values were obtained from lysimeter to estimate the Kc. Lysimeter values were used to estimate the daily requirements of tomatoes. The maximum value of the IAF for the poblano chile was presented at the flowering stage, which were 0.93, 1.2 and 2.75 for T1, T2 and T3, the IAF for tomatoes was 3.69, 5.27 and 6.16 for T1, T2 and T3 respectively and he presented in fruit ripening stage. In phenology, poblano chile takes 204 days after transplanting (DDT) to complete its cycle and tomatoes 162 (DDT) or 1770 °DA to complete 10 clusters. The maximum Kc was 1.25, 1.35 and 1.45 for T1, T2 and T3 and daily evapotranspiration was 0.1 L pl⁻¹ in the initial stage, up 1.47, 1.59 and 2.0 L pl⁻¹ at the stage of maximum demand for T1, T2 and T3. The gross volume applied per plant throughout the growing season was 135, 146 and 148 L pl⁻¹ for T1, T2 and T3, with a productivity of 49, 41 and 36 kg m⁻³ of water and a yield of 20, 18 and 16 kg m⁻².

Keywords: ceptometer, crop coefficient, leaf area, water requirement.

DEDICATORIAS

A dios: Gracias dios por darme tu bendición y hacer que mi vida sea maravillosa, tu luz siempre me ilumina y haces que cada día sea especial, por protegerme a mí y a toda mi familia, eres mi guía y a quien le debo todo lo que tengo, te doy las gracias por darme salud para trabajar cada día, sabiduría para tomar decisiones importantes y por enseñarme el camino correcto hacia la vida eterna. Por darme la oportunidad de estar en este maravilloso mundo, porque cada mañana me das la fuerza necesaria para salir adelante y porque me enviaste una mujer y dos hijos maravillosos para ser mis compañeros en la vida.

A mis padres: Faustino Mendoza Morales (+) y Margarita Pérez Hernández; por traerme a este mundo, por sus bendiciones y consejos. Además por todas sus enseñanzas de principios y valores. La ayuda, comprensión y esfuerzo que me han brindado durante toda mi vida, aunque hemos pasado por momentos difíciles siempre han estado apoyándome y brindándome todo su amor y confianza, por todo esto les agradezco con todo el corazón y este trabajo es para ustedes que me brindaron todo, solamente les estoy devolviendo lo que ustedes me dieron en un principio muchas gracias.

A mis hermanos: A mis hermanos Epifanio, Arturo, Alberta, Adela, Pabla, Juana, Catalina y Emilia, muchas gracias por estar conmigo y por apoyarme siempre, los quiero mucho siempre los llevare en mi corazón. Y a mis cuñados por estar siempre conmigo y apoyarme gracias a todos por sus buenos consejos.

A mi esposa: A mi esposa Perla Yvetee Barreras Talamantes y mi hijo Luis Michel Mendoza Barreras quienes me apoyaron en la culminación de mis estudios, son ellos los que más sacrificaron su tiempo al brindármelo alentándome a seguir adelante y ser mejor cada día. Y no puedo ir sin antes decirles, que sin ustedes a mi lado no hubiera logrado, tantas desveladas me sirvieron de algo y aquí está el fruto del esfuerzo. Les agradezco a todos ustedes con toda mi alma el haber llegado a mi vida y el compartir momentos agradables y momentos tristes, pero esos momentos son los que nos hacen crecer y valorar las personas que nos rodea. Los quiero mucho y nunca los olvidare.

A mis sobrinos: A mis sobrinos muchas gracias por existir, por ser parte de mi vida pero principalmente por sus sonrisas que tanto me alimentaron, aunque hemos pasado por momentos complicados pero siempre supimos levantarnos y seguir hacia adelante.

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) y al Colegio de Posgraduados (COLPOS) por haberme dado la oportunidad de continuar con mi formación académica profesional.

Al programa de Hidrociencias, personal académico y administrativo por el apoyo y facilidades otorgadas durante mi permanencia en esta área.

Al Dr. Carlos Ramírez Ayala por aceptarme para realizar esta tesis de maestría bajo su dirección. Su apoyo, confianza en mi trabajo y su capacidad para guiar mis ideas ha sido un aporte invaluable. No solamente en el desarrollo de esta tesis, sino también mi formación hacia la investigación. Le agradezco también el haberme facilitado siempre los medios suficientes para llevar a cabo todas las actividades propuestas durante el desarrollo de esta tesis.

Al Dr. Waldo Ojeda Bustamante por su dirección y apoyo, siendo fundamental para el desarrollo de la presente tesis. Gracias por brindarme esa confianza incondicional la cual se ha transformado en un camino lleno de apoyo y enseñanza continúa hacia la investigación agrícola y por ser fundamental en la revisión de la presente tesis. Le agradezco también el haberme facilitado siempre los equipos para llevar a cabo todas las actividades propuestas durante el desarrollo de esta tesis.

Al Dr. Jorge Flores Velázquez por su apoyo en la realización y supervisión del experimento. Por su paciencia, disponibilidad y generosidad para compartir su experiencia y amplio conocimiento sobre el manejo de los cultivos de esta área de investigación.

Al Dr. Héctor Flores Magdaleno por su disposición y apoyo para la revisión de este trabajo. Por brindarme ese valioso apoyo sin prácticamente conocerme, por sus acertados comentarios y orientación durante mi transcurso en los estudios de maestría en el Colegio de Postgraduados, así como las observaciones realizadas en la presente tesis.

Al M.C. Ernesto Sifuentes Ibarra por sus comentarios y sugerencias en la orientación del presente trabajo y por su invaluable amistad y valiosa calidad humana.

Al M.C. Enrique Martínez Villegas por sus comentarios, consejos y apoyo en la realización y revisión de la tesis.

CONTENIDO

RESUMEN.....	iii
ABSTRACT.....	iv
DEDICATORIAS	v
AGRADECIMIENTOS.....	vi
ÍNDICE DE FIGURAS.....	xvii
ÍNDICE DE CUADROS.....	xxii
INTRODUCCIÓN GENERAL.....	1
OBJETIVO GENERAL.....	5
OBJETIVOS PARTICULARES.....	5
HIPÓTESIS GENERAL	5
BIBLIOGRAFÍA.....	6
BREVE DESCRIPCIÓN DE LOS CAPÍTULOS DE LA TESIS	9
CAPITULO I. CARACTERISTICAS GENERALES DE CULTIVO DE CHILE POBLANO Y JITOMATE BAJO CONDICIONES PROTEGIDAS	10
RESUMEN.....	10
ABSTRACT.....	11
1.1. INTRODUCCIÓN	12
1.2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	13
1.2.1. Importancia económica y sociocultural del chile en México.....	13
1.2.2. Origen y distribución de <i>Capsicum annuum</i> L.....	15
1.2.3. Características morfológicas del chile poblano.....	15
1.2.4. Características de la planta.....	15
1.2.5. Factores agroecológicos del cultivo de chile poblano.....	20
1.2.5.1. Efecto de la temperatura.....	20

1.2.5.2. Humedad.....	20
1.2.5.3. Luz	20
1.2.5.4. Suelo	21
1.2.5.5 Riego y fertilización	21
1.3. Producción de cultivo de jitomate en invernadero	24
1.3.1. La importancia socioeconómica del jitomate	25
1.3.2. Requerimientos agroecológicos del cultivo.....	26
1.3.3. La Radiación.....	26
1.3.4. La temperatura	27
1.3.5. El suelo	28
1.3.6. Requerimiento de riego	28
1.3.7. Luz.....	28
1.3.8. Humedad del aire.....	29
1.3.9. Características morfológicas.....	29
1.4. BIBLIOGRAFÍA.....	33
CAPÍTULO II MATERIALES Y METODOS.....	40
2.1. Descripción de la zona de estudio	40
2.1.2. Semillero	41
2.1.3. Características físicas del sustrato.....	41
2.1.4. Trasplante	42
2.1.5. Solución nutritiva	43
2.1.6. Aplicación de los riegos	43
2.1.7. Tutorio de las plantas.....	44
2.1.8. Polinización.....	44
2.1.9. Plagas y enfermedades	45

2.1.10. Descripción del marco de plantación	45
2.1.11. Establecimiento de los tratamientos	45
CAPÍTULO III. ESTIMACIÓN DEL ÍNDICE DE ÁREA FOLIAR DE CULTIVOS DE CHILE POBLANO Y JITOMATE BAJO CONDICIONES PROTEGIDAS	46
RESUMEN.....	46
ABSTRACT.....	47
3.1 INTRODUCCIÓN	48
3.1.1. OBJETIVO GENERAL	51
3.1.2. OBJETIVOS PARTICULARES	51
3.1.3. HIPÓTESIS	51
3.2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	52
3.2.1. El clima espontaneo en invernadero.....	52
3.2.2. Efecto invernadero	52
3.2.3. La radiación solar en invernadero	55
3.2.4. Transmisividad a la radiación	56
3.2.5. Orientación y transmisividad	61
3.2.6. Optimización de la transmisividad.....	62
3.2.7. La temperatura.....	64
3.2.8. La temperatura del aire.....	64
3.2.9. La temperatura de planta.....	64
3.2.10. La temperatura de suelo	66
3.2.11. Inercia térmica del invernadero.....	67
3.2.12. El viento dentro del invernadero	67
3.2.13. La atmosfera de los invernaderos.....	67
3.2.14. La aireación en los invernaderos.....	68

3.2.15. La higrometría del aire	68
3.2.16. Contenido en CO ₂	69
3.2.17. Gases polucionantes	69
3.2.18. La fotosíntesis	70
3.2.19. La radiación solar produce dos tipos de efectos.....	70
3.2.20. La fotosíntesis en relación con la intensidad de la luz y temperatura	71
3.2.21. Fotosíntesis en relación con la concentración de CO ₂	71
3.2.22. Respiración y fotosíntesis	72
3.2.23. Factores internos que influyen la fotosíntesis.....	73
3.2.24. Factores externos que influyen la fotosíntesis.....	74
3.3. LA RADIACIÓN FOTOSINTÉTICAMENTE ACTIVA (RFA).....	75
3.3.1. Importancia de la Radiación Fotosintéticamente Activa para las plantas	76
3.3.2. Calidad de la luz para las plantas	76
3.3.3. Equipos para medir la radiación fotosintéticamente activa.....	78
3.4. EL ÍNDICE DE ÁREA FOLIAR.....	78
3.4.1. La importancia del índice de área foliar	79
3.4.2. Utilización de la radiación por los cultivos	81
3.4.3. Distribución de la radiación dentro de una cubierta vegetal	82
3.4.4. Índice de área foliar crítico (IAFC).....	83
3.4.5. Herramientas para estimar el índice de área foliar	83
3.5. MATERIALES Y METODOS	84
3.5.1 Medición de la Radiación Fotosintéticamente Activa (RFA)	84
3.5.2 Métodos para estimar el índice de área foliar (IAF)	85
3.5.3. Método directo (destrutivo).....	85
3.5.4. Método estimado (interceptómetro)	86

3.5.5. Análisis de transmitancia	87
3.5.6. Materia fresca y seca de la hoja, tallo, raíz y fruto.....	88
3.5.7. Parámetros de calidad del fruto de jitomate	88
3.5.7. Evaluación de rendimiento y número de frutos por planta	88
3.5.8. Cosecha	88
3.5.9. Clasificación de frutos por tamaño.....	89
3.5.10. Análisis estadístico de comparación de medias	89
3.6. RESULTADOS Y DISCUSION	89
3.6.1. RESULTADOS OBTENIDOS DE CHILE POBLANO EN EL CICLO 2014	89
3.6.1.1. Radiación Fotosintéticamente Activa (RFA) para el cultivo de chile poblano ...	89
3.6.1.2. Índice de área foliar para el cultivo de chile poblano.....	90
3.6.1.3. Ecuaciones de regresión no lineal de los tratamientos	91
3.6.1.4. Regresión lineal de los tratamientos.....	92
3.6.1.5. Análisis de transmitancia de la radiación RFA	93
3.6.1.6. Materia fresca de los órganos de la planta.....	93
3.6.1.7. Materia seca de los órganos de la planta	94
3.6.1.8. Rendimiento y número de frutos por planta	95
3.6.1.9. Rendimiento acumulado	96
3.6.2. RESULTADOS OBTENIDOS DE JITOMATE EN EL CICLO 2015	97
3.6.2.1. Radiación interceptada en el cultivo de jitomate.....	97
3.6.2.2. Índice de área foliar de cultivo de jitomate	97
3.6.2.3. Ecuaciones de regresión no lineal de los tratamientos	98
3.6.2.4. Regresion lineal de los tratamientos.....	99
3.6.2.4. Análisis de transmitancia.....	100
3.6.2.5. Materia fresca	100

3.6.2.6. Materia seca.....	101
3.6.2.7. Altura de la planta.....	103
3.6.2.8. Clasificación de tamaño de los frutos de jitomate.....	103
3.6.2.9. Rendimiento por planta	105
3.6.2.10. Clasificación de número de frutos por su calidad.....	105
3.6.2.11. Número de frutos por planta.....	106
3.6.2.12. Rendimiento total	106
3.6.2.13. Parámetros de calidad del fruto de jitomate	107
3.7. CONCLUSIONES.....	110
3.8. BIBLIOGRAFÍA.....	113
<i>CAPÍTULO IV. COMPORTAMIENTO DE LA FENOLOGÍA DE CULTIVOS DE CHILE POBLANO Y JITOMATE BAJO CONDICIONES PROTEGIDAS.....</i>	124
RESUMEN.....	124
ABSTRACT.....	125
4. INTRODUCCIÓN	126
4.1.1. OBJETIVO GENERAL	128
4.1.2. OBJETIVOS PARTICULARES	128
4.1.3. HIPÓTESIS	128
4.2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	129
4.2.1. Grados-día desarrollo (°DD).....	129
4.2.1.1. Definición de grados-día desarrollo	129
4.2.1.2. La temperatura para la plantas.....	130
4.2.1.3. Temperatura de las plantas	130
4.2.1.4. Temperatura individual.....	131
4.2.1.5. Temperatura de las hojas	131

4.2.1.6. Requerimientos térmicos de las plantas.....	131
4.2.1.7. Temperaturas letales, umbrales y óptimas.....	132
4.2.1.8. Temperaturas letales	132
4.2.1.9. Temperaturas umbrales.....	132
4.2.1.10. Temperaturas óptimas.....	133
4.2.1.11. Constate térmica	133
4.2.1.12. La importancia de los grados-día.....	134
4.2.1.13. Distribución de las plantas en función de las temperaturas	135
4.2.1.14. Nictotemperatura y fototemperatura.....	136
4.2.1.15. Usos de grados-día desarrollo.....	137
4.2.1.16. Calculo de los grados-día desarrollo	137
4.2.2. FENOLOGÍA DEL CULTIVO.....	140
4.2.2.1. Definición de la fenología	141
4.2.2.2. Aplicaciones e importancia de la fenología.....	142
4.2.2.3. División de periodos de la planta	143
4.2.2.4. La temperatura como factor que interviene en el desarrollo de los cultivos	145
4.2.2.5. Factores asociados a la fenología de cultivos	146
4.2.2.6. Fenología y cambio global	147
4.3. MATERIALES Y METODOS	147
4.3.1. Calculo de los grados-día desarrollo	147
4.3.2. Calculo de grados-día acumulados.....	148
4.3.3. Determinación de la fenología de cultivo de chile poblano	149
4.3.4. Asociación de grados-día desarrollo en la fenología de la planta de jitomate	149
4.5 RESULTADOS Y DISCUSION	149
4.5.1. Fenología de cultivo de chile poblano.....	149

4.5.2. Descripción de las etapas fenológicas	150
4.5.3. Fenología de cultivo de jitomate asociado con los grados-día desarrollo.....	151
4.5.4. Descripción de las etapas fenológicas del cultivo.....	151
4.5.5. Relación de la temperatura y humedad relativa en el interior del invernadero asociado con los grados-día acumulado.....	153
4.6. CONCLUSIONES.....	153
4.7. BIBLIOGRAFÍA.....	155
<i>CAPITULO V. ESTIMACIÓN DEL COEFICIENTE DE CULTIVO DE JITOMATE BAJO CONDICIONES PROTEGIDAS</i>	163
RESUMEN.....	163
ABSTRACT.....	164
5.1 INTRODUCCION	165
5.1.2. OBJETIVO GENERAL	166
5.1.3. OBJETIVOS PARTICULARES	166
5.1.4. HIPÓTESIS	166
5.2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	167
5.2.1. Definición de coeficiente de cultivo.....	167
5.2.2. Coeficiente de cultivo basal	168
5.2.3. Comportamiento del coeficiente de cultivo	171
5.2.4. El coeficiente de cultivo y su determinación	171
5.2.5. Evolución temporal del coeficiente de cultivo, curva típica	173
5.2.6. Fases de desarrollo del cultivo	174
5.2.7. Fase inicial.....	174
5.2.8. Fase media.....	176
5.2.9. Fase final	177

5.2.10. Construcción de la curva de coeficiente de cultivo.....	178
5.2.11. Aplicación del coeficiente de cultivo dual	178
5.3. MATERIALES Y MÉTODOS	179
5.3.1. Evapotranspiración del cultivo (ET_c).....	179
5.3.2. Evapotranspiración de referencia (ET_0) con el Atmómetro	180
5.4. RESULTADOS Y DISCUSIONES	180
5.4.1. Coeficientes de cultivo obtenidos experimentalmente en jitomate.....	180
5.5. CONCLUSIONES.....	182
5.6. BIBLIOGRAFÍA.....	183
<i>CAPÍTULO VI. EVAPOTRANSPIRACIÓN Y REQUERIMIENTO HÍDRICO DE CULTIVO DE JITOMATE BAJO CONDICIONES PROTEGIDAS</i>	186
RESUMEN.....	186
ABSTRACT.....	187
6.1. INTRODUCCIÓN	188
6.1.1. OBJETIVO GENERAL	190
6.1.2. OBJETIVOS PARTICULARES	190
6.1.3. HIPÓTESIS	190
6.2.1. REVISIÓN DE LITERATURA.....	191
6.2.1.1. Evaporación	191
6.2.1.2. Transpiración	192
6.2.1.3. Evapotranspiración (ET).....	193
6.2.1.4. Factores que afectan la evapotranspiración	195
6.2.1.5. Variables climáticas.....	196
6.2.1.6. Factores de cultivo.....	196
6.2.1.7. Manejo y condiciones ambientales.....	197

6.2.1.8. Intercambio de masa y de energía	198
6.2.1.9. Intercambio de vapor desde un cultivo.....	199
6.2.1.10. Intercambio de vapor desde el suelo.....	199
6.2.1.11. Factores que afectan a la evaporación de un cultivo	200
6.2.2.1. Evapotranspiración potencial (ET_P) y evapotranspiración de referencia (ET_O)....	202
6.2.2.2. Evapotranspiración de referencia	203
6.2.2.3. Evapotranspiración del cultivo bajo condiciones no estándar ($ET_{c_{aj}}$)	204
6.2.2.4. Métodos de estimación de la evapotranspiración	204
6.2.2.5. Método de balance de agua en el suelo	205
6.3. LISÍMETROS PARA MEDIR LA EVAPOTRANSPIRACIÓN DEL CULTIVO....	206
6.3.1. Principios de funcionamiento	206
6.3.2. Tipos de lisímetros.....	209
6.3.3. Lisímetros no pesantes o de drenaje	209
6.3.4. Lisímetros de drenaje sin nivel freático.....	209
6.3.5. Lisímetro de compensación con nivel freático constante	211
6.3.6. Lisímetros de compensación con niveles freáticos en la superficie	212
6.3.9. Lisímetros pesantes.....	213
6.3.10. Lisímetros de peso mecánico.....	213
6.3.12. Lisímetros de peso electrónico	214
6.3.13. Lisímetro de pesada con células hidráulicas de resistencia mecánica.....	215
6.3.14. Lisímetros flotantes	215
6.3.15. Transferencia de masa	216
6.3.16. Métodos climatológicos.....	217
6.3.17. ET calculada con datos meteorológicos	217
6.3.18. Fórmulas basadas en la temperatura del aire	218

6.3.19. ET estimada con el tanque de evaporación	218
6.3.20. Estimación de la evapotranspiración de referencia con el atmómetro	219
6.3.21. Descripción y manejo del atmómetro	219
6.3.22. Monitoreo o toma de lecturas	220
6.3.23. Instalación y uso	220
6.4. MATERIALES Y MÉTODOS	221
6.4.1. Evapotranspiración de cultivo (ET_c).....	221
6.4.2. Evapotranspiración de referencia (ET_0) con el atmómetro	222
6.4.3. Requerimiento hídrico del cultivo.....	223
6.4.4. Variación de la fracción de drenaje.....	223
6.5. RESULTADOS Y DISCUSIONES	223
6.5.1. Mediciones de evapotranspiración de cultivo con el lisímetro de drenaje.....	223
6.5.2. Productividad del agua.....	226
6.5.3. Valores de conductividad eléctrica y pH manejados	226
6.5.4. Evapotranspiración de referencia (ET_0) con el Atmómetro.....	227
6.5.5. Variación del drenaje con respecto a volumen de agua aplicado.....	227
6.6. CONCLUSIONES.....	229
6.7. BIBLIOGRAFÍA.....	230
ANEXOS.....	236

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Sistema radical de cultivo de chile poblano	16
Figura 2. Hojas de cultivo de chile poblano en la etapa de inicio de floración	17
Figura 3. Flor de chile poblano bajo condiciones protegidas	18
Figura 4. Fruto de chile poblano en etapa de maduración	19
Figura 5. Sistema radical de cultivo de jitomate (Garza y Molina, 2008).....	30
Figura 6. Formación del tallos de cultivo de jitomate (Garza y Molina, 2008).....	30
Figura 7. Hoja de cultivo de jitomate completamente desarrollada	31
Figura 8. Flor de cultivo de jitomate y componentes	31
Figura 9. Fruto de cultivo de jitomate de la variedad Cid F1	32
Figura 10. Localización de la zona de estudio ubicado en el Colegio de Postgraduados.....	40
Figura 11. Producción de plántulas de chile poblano y jitomate en charolas de poliestireno	41
Figura 12. Trasplante de plántulas de chile poblano y jitomate en bolsas maceteras.....	42
Figura 13. Esquema del efecto invernadero, propiamente dicho.....	53
Figura 14. Balance de radiación y de energía en un invernadero (adaptada de Seeman, 1974)..	56
Figura 15. La radiación solar que incide sobre la lámina plástica es transmitida en parte (atravesando dicha lamina), reflejada o absorvidad por las lámina.	57
Figura 16. La transmisividad a la radiación directa, expuesta en porcentaje de la radiación incidente, decrece al aumentar el ángulo de incidencia (Figura 17).....	58
Figura 17. Evolución de la intensidad de radiación solar al aire libre y en invernadero.	59
Figura 18. Evolución de la intensidad de radiación solar al aire libre y en invernadero en un día con nubes y claros de primavera y en otro de invierno.....	60
Figura 19. Las sombras de un módulo sobre el adyacente.	60
Figura 20. Diferencias de transmisividad global media diaria en un invernadero simétrico de pendientes de cubierta 10° C (izquierda), o de 30° C (derecha).....	62
Figura 21. Evolución de diversos parámetros climáticos bajo invernadero y al exterior	66
Figura 22. Concentración de CO ₂ en el interior de un invernadero.....	70
Figura 23. Punto de compensación	73
Figura 24. Esquema de hoja y de la capa límite (capa de aire inmóvil que la rodea).....	74
Figura 25. Índice de área foliar del cultivo a lo largo de su periodo de crecimiento.....	80

Figura 26. Medición de la radiación fotosintéticamente activa en chile poblano y jitomate con el interceptómetro.....	84
Figura 27. Integrador de área foliar Modelo LI-3100C.....	86
Figura 28. Medición de la RFA con el interceptómetro en chile poblano y jitomate.....	87
Figura 29. Comportamiento de la radiación fotosintéticamente activa interceptada en dos niveles posicionales de la planta.....	90
Figura 30. Índice de área foliar de chile poblano por el método directo y el estimado.....	91
Figura 31. Relación entre el índice de área foliar obtenidos por el método directo y por el método estimado para todos los tratamientos.....	93
Figura 32. Análisis de la transmitancia de la RFA para el cultivo de chile poblano.....	93
Figura 33. Materia fresca acumulada en la hoja.....	94
Figura 34. Materia fresca acumulada en el tallo.....	94
Figura 35. Materia fresca acumulada en el fruto.....	94
Figura 36. Materia fresca acumulada en la raíz.....	94
Figura 37. Materia seca acumulada en la hoja.....	95
Figura 38. Materia seca acumulada en el tallo.....	95
Figura 39. Materia seca acumulada en el fruto.....	95
Figura 40. Materia seca acumulada en la raíz.....	95
Figura 41. Rendimiento y número de frutos por planta.....	96
Figura 42. Rendimiento total obtenido para los tres tratamientos.....	96
Figura 43. Comportamiento de la RFA en jitomate para los tres tratamientos.....	97
Figura 44. Índice de área foliar de cultivo de jitomate por el método directo y el estimado.....	98
Figura 45. Relación entre el IAF por el método directo y el método estimado para los tratamientos.....	99
Figura 46. Análisis de transmitancia de la RFA para el plástico lechoso de 25% de sombra...	100
Figura 47. Materia fresca acumulada en la hoja.....	100
Figura 48. Materia fresca acumulada en el tallo.....	100
Figura 49. Materia fresca acumulada en el fruto.....	101
Figura 50. Materia fresca acumulada en la flor.....	101
Figura 51. Materia fresca acumulada en la raíz.....	101
Figura 52. Materia seca acumulada en la hoja.....	102

Figura 53. Materia seca acumulada en el tallo.....	102
Figura 54. Materia seca acumulada en el fruto	102
Figura 55. Materia seca acumulada en la flor	102
Figura 56. Materia seca acumulada en la raíz.....	102
Figura 57. Comportamiento de la altura de las plantas en los tratamientos durante el ciclo.....	103
Figura 58. Calidad del fruto de jitomate para T1.....	104
Figura 59. Calidad del fruto de jitomate para el T2.....	104
Figura 60. Calidad del fruto de jitomate para el T3.....	104
Figura 61. Rendimiento obtenido por la planta para cada uno de los tratamientos	105
Figura 62. Rendimiento total de cultivo de jitomate en condiciones protegidas	106
Figura 63. Sólidos solubles totales (°Brix) en frutos de jitomate	107
Figura 64. Firmeza de frutos de cultivo de jitomate	108
Figura 65. Concentración de ácido ascórbico (vitamina C) del fruto de jitomate	109
Figura 66. El pH del fruto de jitomate para los tres tratamientos	109
Figura 67. Acidez titulable, expresada como el porcentaje de ácido cítrico en el cultivo de jitomate	110
Figura 68. Relación entre la temperatura y el crecimiento de una planta en todo el periodo....	140
Figura 69. Comportamiento de la fenología de cultivo de chile poblano.....	150
Figura 70. Comportamiento de la fenología de cultivo de jitomate	151
Figura 71. Comportamiento de la temperatura y humedad relativa en el interior de invernadero	153
Figura 72. Curva generalizada del Kc de un cultivo típico anual. Esta curva referida a una superficie de alfalfa, por ello el valor máximo del coeficiente de cultivo es de 1.0 (adaptada Wring, 1982).....	169
Figura 73. Evolución temporal del coeficiente de cultivo, en la que se han señalado las diferentes fases en las que se divide el ciclo de crecimiento (FAO, 2006)	173
Figura 74. Curva generalizada del Kc, correspondiente al procedimiento del coeficiente único del cultivo (FAO, 2006).....	175
Figura 75. Coeficiente de cultivo de jitomate obtenido de forma experimental para el T1	181
Figura 76. Coeficiente de cultivo de jitomate obtenido de forma experimental para el T2	181
Figura 77. Coeficiente de cultivo del jitomate obtenido de forma experimental para el T3	182

Figura 78. Representación esquemática de una estoma de una hoja	192
Figura 79. Repartición de la evapotranspiración en evaporación y transpiración durante el periodo de crecimiento de un cultivo anual	193
Figura 80. Factores que afectan la evapotranspiración de referencia a conceptos relacionados con la <i>ET</i>	196
Figura 81. Lisímetro de drenaje sin nivel freático	210
Figura 82. Evapotranspiración tipo Thornthwaite (Aboukhaled <i>et al.</i> , 1986).....	210
Figura 83. Lisímetro de drenaje con nivel freático constante.....	211
Figura 84. Lisímetro de compensación con nivel freático en la superficie	212
Figura 85. Lisímetro de pesada por báscula mecánica	214
Figura 86. Lisímetro de peso electrónico instalado en Versalles (Francia).....	215
Figura 87. Lisímetro flotando en solución de cloruro de zinc	216
Figura 88. Atmómetro instalado en la estación meteorológica del Colegio de Postgraduados. 220	
Figura 89. Instalación de lisímetro de drenaje para medir la evapotranspiración de cultivo de jitomate.....	222
Figura 90. Instalación del atmómetro en el interior del invernadero.....	222
Figura 91. Requerimiento hídrico neto para T1 (I Tallo)	224
Figura 92. Requerimiento hídrico neto para el T2 (II Tallos)	224
Figura 93. Requerimiento hídrico neto para el T3 (III Tallos)	225
Figura 94. Evapotranspiración de referencia estimada con el atmómetro.....	227
Figura 95. Variación del volumen drenado diario en promedio del lisímetro expresado en (L d-1) con respecto al volumen aplicado para los tres tratamientos	228

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Características físicas de tezontle que se utilizó para el experimento	41
Cuadro 2. Fertilizantes y sus dosis que se usaron para preparar la solución nutritiva	43
Cuadro 3. Comportamiento de los principales parámetros de microclima en invernadero en invierno, según el tipo de tiempo (adaptado de Berninger, 1989).	55
Cuadro 4. Tipos de energía que alcanza la tierra.....	75
Cuadro 5. Clasificación del fruto de jitomate tipo alargado por su tamaño	89
Cuadro 6. Modelos matemáticos para estimar el índice de área foliar en el cultivo de chile poblano	91
Cuadro 7. Modelos matemáticos para estimar el índice de área foliar de cultivo de jitomate	98
Cuadro 8. Prueba de comparación de medias en el cultivo de jitomate por tamaños	104
Cuadro 9. Clasificación del número de fruto por su tamaño por planta.....	105
Cuadro 10. Número total de frutos obtenidos por planta de cada uno de los tratamientos	106
Cuadro 11. Muestra rangos típicos de valores de ET_o en diferentes regiones agroclimáticas...	204
Cuadro 12. Requerimiento hídrico neto por etapa de cultivo de jitomate para el T1	225
Cuadro 13. Requerimiento hídrico neto por etapa de cultivo de jitomate ara el T2.....	226
Cuadro 14. Requerimiento hídrico neto por etapa de cultivo de jitomate para el T3.....	226

INTRODUCCIÓN GENERAL

El cultivo de chile es una hortaliza que se cultiva todo el año en casi todo México y es uno de los principales productos hortofrutícolas de exportación. No obstante, el 80% de la producción es para el mercado interno, lo que determina su importancia como alimento ya que además de poseer minerales y vitaminas, es un condimento que se presenta en la mayoría de los platillos mexicanos. La especie que más se cultiva es (*Capsicum annuum* L.), con diferentes tipos de chile como son: jalapeño, serrano, pasilla, guajillo, poblano, pimiento morrón (Zegbe *et al.*, 2012).

La producción mundial de cultivo de chile ha tenido un aumento espectacular en los últimos 10 años en todas sus presentaciones (fresco, seco y procesado) tanto para consumo directo como para usos industriales (Zegbe *et al.*, 2012). Este aumento en la producción se debe a la creciente demanda principalmente de chiles picosos, que contienen mayor concentración de capsaicina.

Capsicum annuum L. presenta gran variedad de tipos (Acosta y Chávez, 2003), uno de los cuales es el chile "poblano" o "mulato", que por ser ingrediente básico de platillos tradicionales, en la preparación del mole poblano y es de gran importancia gastronómica, económica y social en Puebla (Rodríguez *et al.*, 2007). Los estados de Guanajuato, Jalisco y Puebla son los productores más importantes de este cultivo, sobresaliendo en este último los alrededores de San Martín Texmelucan (Long, 1986).

Existen reportes por la SAGARPA (2008) que en el periodo de 1997 a 2008 en Puebla hubo una reducción de la superficie sembrada dedicada a este cultivo (14%), así como el rendimiento por hectárea (34%), por lo que ese estado podría dejar de ser un importante productor de este cultivo; adicionalmente, Rodríguez *et al.* (2007) mencionan que en la última década los rendimientos han disminuido de 25 t ha⁻¹ a 10 t ha⁻¹; estas pérdidas han sido causadas principalmente por la presencia de enfermedades fúngicas, bacterianas y por nemátodos, además de plagas, heladas y por la falta de paquetes tecnológicos apropiados que atiendan las necesidades del cultivo en la región.

El cultivo de jitomate es una planta de la familia de las Solanáceas, cuya especie básica es (*Lycopersicon esculentum* Mill). En México, el jitomate es la segunda hortaliza más importante después del chile. En 2008, México ocupó el doceavo lugar como productor de jitomate y el segundo lugar como exportador (SAGARPA, 2010). Sinaloa, es el estado que se ha consolidado como el primer productor de jitomate en México, cultivándose principalmente en los Valles de Ahome, Culiacán y Guasave. En el Estado se siembran aproximadamente 18,623.05 ha, con una producción de 1, 039,367.64 t ha⁻¹, y un valor de poco más de 3 billones de pesos, lo que significa una importante fuente de empleos y divisas para esta zona (SIAP, 2013).

Según CAADES (2008), el jitomate es el cultivo hortícola más importante del Estado de Sinaloa durante el ciclo agrícola otoño-invierno. Este cultivo requiere de una cantidad considerable de mano de obra para labores de campo, empaque y el procesamiento industrial. La exportación de este cultivo a los Estados Unidos de América, genera anualmente ganancias mayores a un billón de dólares. Sin embargo Medina, (2011), menciona que en los últimos años, la superficie dedicada al cultivo de jitomate ha disminuido gradualmente, debido a diversos factores; entre ellos, la incidencia creciente de plagas y enfermedades y a la limitada información científica generada en la región.

La producción de cultivos en invernadero es una técnica moderna usada en la producción agrícola; su ventaja sobre el método tradicional a cielo abierto es que se establece una barrera entre el medio ambiente externo y el cultivo. Esta barrera crea un microclima que permite protegerlo del viento, granizo, heladas, plagas, enfermedades, hierbas y animales (Castañeda *et al*, 2007). La importancia de la planta radica en que posee cualidades muy esenciales para adecuarse a la dieta alimenticia, para su consumo en fresco o procesado, representa una rica fuente de sales minerales y de vitaminas A y C principalmente, además de utilizarse en la industria cosmética, farmacéutica y ornamental. La planta es potencialmente perenne y muy sensible a las heladas, lo que determina su ciclo anual, de distinta duración según la variedad (Rodríguez *et al.*, 2001).

El manejo de cultivos en función de número de tallos define el desarrollo y producción para lo cual se requiere conocer las principales variables de respuesta que definen su rendimiento índice de área foliar, grados-día desarrollo, fenología, coeficiente de cultivo y requerimientos hídricos para incrementar la producción y calidad de fruto.

Un dato básico en el manejo agronómico del cultivo es el Índice de Área Foliar (IAF) ya que es un parámetro fundamental para el seguimiento del desarrollo y crecimiento de los cultivos, que es la base para estimar los requerimientos hídricos, nutricionales, eficiencia bioenergética y en la determinación potencial de daños fitosanitarios. Existe una estrecha relación de IAF con la intercepción de la radiación solar, asociada con la fotosíntesis y con los procesos transpirativos, aspectos fuertemente vinculados a la acumulación de biomasa y a la productividad. El IAF constituye la información básica para la modelización del crecimiento, desarrollo y rendimiento agronómico de los cultivos (Elings, 2000; De Oliveira *et al.*, 2007).

La radiación fotosintéticamente activa (RFA) es otro de los parámetros de gran importancia en el desarrollo de los cultivos por su intercepción y absorción por la cubierta vegetal. La RFA es la parte de la radiación solar disponible para la fotosíntesis y representa aproximadamente el 48% de la radiación solar (Monteith y Unsworth, 1990). La región del espectro solar de mayor interés agrícola es la Radiación Fotosintéticamente Activa, cuya longitud de onda está comprendida entre 400 y 700 nm. Debido a que las plantas realizan fotosíntesis y que la RFA es su fuente de energía, conocer la distribución espacial y temporal de la intercepción de la RFA por los cultivos es fundamental para el análisis de los procesos biológicos asociados (Grossi Gallegos, 2003 y 2004). Los valores de la RFA son importantes como parámetro de entrada de energía en diversos procesos biológicos y su evaluación temporal tiene particular interés en el seguimiento del crecimiento de cultivos.

Los grados-día de desarrollo (GDD por Growing Degree Days), o las unidades térmicas (HU por Heat Units), son los índices más comúnmente utilizados para estimar el desarrollo de las plantas (Qadir *et al.*, 2007).

Estos índices han sido aplicados en numerosos sistemas de producción de hortalizas para predecir la madurez fisiológica, la fecha de cosecha y el momento de siembras sucesivas (Perry *et al.*, 1986; Clay *et al.*, 2006; Qadir *et al.*, 2007). Aunque la acumulación °DD para las diferentes etapas de desarrollo es relativamente constante e independiente de la fecha de siembra, cada híbrido, variedad o cultivar de la especie, puede tener valores específicos para estos parámetros (Phadnawis y Saini, 1992; Qadir *et al.*, 2006).

La fenología es el estudio de las fases o actividades periódicas y repetitivas del ciclo de vida de las plantas y su variación temporal a lo largo del año (Mantovani *et al.*, 2003). Incluye el estudio de las causas de su sincronización y su relación con factores bióticos y abióticos, así como las interrelaciones que pueden existir entre fases de una o más especies (Lieth, 1974 en Badeck *et al.*, 2004; Talora y Morellato, 2000).

Tiene como finalidad estudiar y describir de manera integral los diferentes eventos fenológicos que se dan en las especies vegetales dentro de ecosistemas naturales o agrícolas en su interacción con el medio ambiente. En este sentido, la realización de las observaciones fenológicas, consideradas importantes, son la base para la implementación de todo sistema agrícola, permitiendo que los productores agrícolas obtengan con su aplicación una mayor eficiencia en la planificación y programación de las diferentes actividades agrícolas conducente a incrementar la productividad y producción de los cultivos (Yzarra *et al.*, 2011).

El coeficiente de cultivo (K_c) es el efecto de la transpiración de las plantas y la evaporación del suelo K_c . El coeficiente de cultivo promedio es más conveniente porque maneja simultáneamente el efecto de cultivo y de suelo (Fernández *et al.*, 2012). Los coeficientes de desarrollo de los cultivos dependen fundamentalmente de las características propias de cada cultivo, por lo tanto son específicos para cada uno de ellos y dependen de su estado de desarrollo y de sus etapas fenológicas; por ello, son variables a lo largo del tiempo. También dependen de las características del suelo y de la humedad, así como de las prácticas agrícolas y del riego. Los valores de K_c comienzan siendo pequeños y aumentan a medida que la planta cubre más el suelo (Fernández *et al.*, 2012).

El conocimiento del requerimiento de agua del cultivo es indispensable para realizar una planificación correcta del riego y mejorar así la eficiencia de los sistemas de riego, proveyendo al cultivo de la cantidad de agua suficiente para satisfacer plenamente sus necesidades (Fernández, 2000). Con el riego se debe aplicar la cantidad justa para cubrir las necesidades en el consumo de agua del cultivo. Un exceso de agua de riego supone el lavado de fertilizante y desperdicio, mientras que una aportación de agua inferior a las necesidades de consumo de agua del cultivo puede llegar a provocar déficit hídrico y por lo tanto una reducción de la producción.

En la agricultura forzada se modifican algunos factores ambientales que provocan cambios en la evapotranspiración (Antón, 2002) por lo tanto, para conocer los requerimientos hídricos de cultivos es importante centralizar en la medición de la evapotranspiración bajo condiciones de invernadero y evaporación en relación con la fenología son pieza clave para generar un método para estimar la evapotranspiración de cultivos que crecen en ambientes forzados.

OBJETIVO GENERAL

El objetivo de este trabajo fue comparar diferentes métodos para estimar el efecto del número de tallos en los requerimientos hídricos, el índice de área foliar, radiación fotosintéticamente activa, fenología, coeficiente de cultivo, y su relación con el rendimiento y calidad de frutos chile poblano y jitomate bajo condiciones protegidas.

OBJETIVOS PARTICULARES

1. Determinar el índice de área foliar con dos métodos en cultivos de chile poblano y jitomate bajo condiciones protegidas.
2. Estimar los requerimientos hídricos con el método de lisímetro de balance bajo condiciones protegidas.
3. Determinar el coeficiente de cultivo (K_c) para el cultivo de jitomate.
4. Calcular los grados-día desarrollo ($^{\circ}\text{DD}$) y asociar con la fenología del cultivo de jitomate.
5. Evaluar los parámetros de calidad en el cultivo de jitomate
6. Evaluar el rendimiento total de cultivo de chile poblano y jitomate
7. Determinar la materia fresca y seca de cultivo de chile poblano y jitomate
8. Determinar la productividad del agua de ambos cultivos

HIPÓTESIS GENERAL

El manejo del cultivo asociado con diferente número de tallos define el desarrollo y producción de los cultivos para lo cual se requiere conocer experimentalmente las variables de respuesta que definen su rendimiento, la radiación fotosintéticamente activa, el índice de área foliar, la fenología, el coeficiente de cultivo y los requerimientos hídricos.

BIBLIOGRAFÍA

- Acosta, R., G. F., Chávez S., N. 2003. Arreglo topológico y su efecto en rendimiento y calidad de la semilla de chile jalapeño. *Agricultura Técnica en México* 29: 49-60.
- Antón, A. 2002. El control del clima en los cultivos intensivos: del parral a los invernaderos modernos. *Fórum Internacional de Tecnología Hortícola. (FITECH VI)*. Almería, España.
- Badeck, F., Bandeau, A., Böttcher, K., Doktor, D., Lucht, W., Schaber, J., Sitch, S. 2004. Responses of spring phenology to climate change. *New Phytologist*. 162: 295-309.
- CAADES, (Confederación de Asociaciones Agrícolas del Estado de Sinaloa), 2008. Comparativo de avances de siembra de hortalizas en la temporada 2007-2008. Documento Interno del Departamento de Estudios Económicos de las Confederaciones de Asociaciones Agrícolas del Estado de Sinaloa (Culiacán, México).
- Castañeda, M. R., E.J. Ventura., R. R. Peniche y Herrera, G. 2007. Análisis y simulación del modelo físico de un invernadero bajo condiciones climáticas de la región central de México. *Agrociencia*. 41:317-335.
- Clay, P.A., K.M. Young and E.R. Taylor. 2006. Effect of heat unit accumulation on cotton defoliation, lint yield and fiber quality. *Arizona Cotton Report*. 145: 245-250.
- De Oliveira, R. A., E. Daros., J. L. Camargo Zambon., H. Weber., O. Teruyo Id., J. C. Bepalhok-Filho., K. C. Zuffellato-Ribas y D. K. Tramujas da Silva. 2007. Área foliar en tres cultivares de caña de azúcar y su correlación con la producción de biomasa. *Revista Industrial y Agrícola de Tucumán*. 37: 71-76.
- Elings, A. 2000. Estimation of leaf area in tropical maíz. *Agron. J*. 92: 436-444.
- Fernández, R. D., Martínez, M. M., Tavarez, E. C., Castillo, V. R y Salas, M. R. 2012. Estimación de las demandas de consumo de agua. Folleto Técnico. Colegio de Postgraduados. México. D.F. 33 pp.

- Fernández, M.D., Orgaz, F., Fereres, E. López, J.C., Céspedes, A., Pérez, J., Bonachela, S. y Gallardo, M. 2001. Programación del riego de cultivos hortícolas bajo invernadero en el sudeste español. Editorial CAJAMAR, Almería, España. 71 pp.
- Grossi, G.H. 2003. Estimación de la distribución espacial en Argentina de la Radiación Fotosintéticamente Activa (RFA). En Anais do XIII Congresso Brasileiro de Agrometeorología, vol.1, pp. 543-544, Santa María, RS, Brasil.
- Lieth, H., 1974. Purposes of a phenology book. En: H. Lieth (Ed.). Phenology and seasonality modelling. Springer-Verlag, New York.
- Long, S. J. 1986. *Capsicum* y Cultura: La Historia del Chilli. Fondo de Cultura Económica. México, D. F. 181 p.
- Medina, R. M. 2011. Inducción de Resistencia a *Fusarium oxysporum* y Estimulación del Desarrollo Vegetal en Jitomate (*Solanum lycopersicon*) Empleando *Methylobacterium* spp. Tesis de Maestría. Instituto Politécnico Nacional, CIIDIRIPN-MICHOACÁN. Jiquilpan, Michoacán, México. 69 pp.
- Monteith, J.L. and M.H. Unsworth, 1990. Principles of Environmental Physics, 2nd Ed., Edward Arnold, New York (p 53-54).
- Mantovani, M., Ruschel, A. R., Sedrez Dos Reis, M.; Puchalski, A., Nodari, R. O. 2003. Fenología reproductiva de especies arbóreas em uma formação secundária da floresta atlântica. R. Árvore, Vicosá-MG. 27: 451-458.
- Phadnawis, N.B. and A.D. Saini. 1992. Yield models in wheat based on sowing time and phenological development. Annals of Plant Physiology 6: 52-59. pp 264-265.
- Perry, K.B., T.C. Wehner and G.L. Johnson. 1986. Comparison of 14 methods to determine heat unit requirements for cucumber harvest. HortScience 21: 419-423.
- Qadir, G., S. Ahmad, F Hassan and M.A. Cheema. 2006. Oil and fatty acid accumulation in sunflower as influenced by temperature variation. Pakistan Journal of Botany 38(4): 1137-1147.

- Qadir, G, M.A. Cheema, F. Hassan, M. Ashraf and M.A. Wahid. 2007. Relationship of heat units accumulation and fatty acid composition in sunflower. *Pakistan Journal of Agricultural Sciences* 44: 24-29.
- Rodríguez, R. Tavares, R. y Medina, 2001. Cultivo moderno del tomate. 2ª Edición. Ediciones Mundi-Prensa. España. 255 p.
- Rodríguez, J., Peña O., B. V., Gil M., A., Martínez C., B.; Manzo, F., Salazar L., L. 2007. Rescate in situ del chile “poblano” en Puebla, México. *Revista Fitotecnia Mexicana* 30: 25-32.
- SAGARPA. 2008. Anuario estadístico de la producción agrícola de los Estados Unidos Mexicanos. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. México.
- SAGARPA (Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación), 2010. Monografía de cultivos “Jitomate”, Subsecretaría de Fomento a los agronegocios. 10 p. Disponible en línea:

<http://www.sagarpa.gob.mx/agronegocios/Documents/pablo/Documentos/Monografias/Jitomate.pdf> (consulta abril 18, 2013)
- SIAP, 2013. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Cierre de la producción agrícola por cultivo “modalidad riego y temporal”. SAGARPA, D.F., México.
- Talora, D. C., Morellato, P. C. (2000). Fenología de especies arbóreas em floresta de planície litorânea do sudeste do Brasil. *Revista Brasileira de Botânica*. 23: 13-26.
- Yzarra, T.W.J y López, R. F.M. 2014. Manual de observaciones fenológicas. SENAMHI. Argentina. 98 pp.
- Zegbe, J. B.; Valdez, R. V.; Lara, A. H. 2012. Cultivo de hile en México. *Fitotecnia* 35. México.

BREVE DESCRIPCIÓN DE LOS CAPÍTULOS DE LA TESIS

La tesis se encuentra organizada en 6 capítulos, cuyo contenido se describe a continuación.

En el **capítulo 1** describe las características generales de cultivo de chile poblano y jitomate desarrollado bajo condiciones protegidas, su importancia socioeconómica, origen y distribución, características morfológicas de la planta, factores y requerimientos agroecológicos que determina para su producción.

En el **capítulo 2** describe los materiales y métodos, descripción de la zona de estudio, manejo agronómico del cultivo, establecimiento del cultivo y la descripción de los tratamientos.

En el **capítulo 3** describe la importancia de la radiación fotosintéticamente activa, el índice de área foliar, su importancia y uso en los cultivos, espectro solar, tipos de radiación, la atmosfera y cómo influye en la radiación, componentes de la radiación, balance radioactivo del sistema tierra-atmosfera, distribución de la radiación dentro de una cubierta vegetal, índice de área foliar crítico (IAF_C) y herramientas para estimarla.

En el **capítulo 4** describe los grados-día de desarrollo (°DD) asociados con la fenología de los cultivos, su definición e importancia, temperatura en las plantas, temperatura individual, temperatura de las hojas, calor y temperatura en relación con el crecimiento y desarrollo de las plantas, temperaturas letales umbrales y óptimas, distribución de las plantas en función de las temperaturas, nictotemperatura y fototemperatura, uso y cálculo de grados-día de crecimiento, definición e importancia de la fenología y sus aplicaciones, factores asociados a la fenología de cultivos, fenología y cambio global.

En el **capítulo 5** describe la importancia y aplicación del coeficiente de cultivo (K_c), así como la duración de las etapas de crecimiento, coeficiente de cultivo basal, comportamiento del coeficiente de cultivo y su determinación para el cultivo de jitomate.

En el **capítulo 6** describe la definición e importancia de la evapotranspiración en los cultivos así como los factores que intervienen directamente en su determinación y los métodos más comunes para su medición. Al final presenta los requerimientos hídricos de cada uno de los tratamientos de cultivo de jitomate en función de número de tallos.

CAPITULO I. CARACTERISTICAS GENERALES DE CULTIVO DE CHILE POBLANO Y JITOMATE BAJO CONDICIONES PROTEGIDAS

RESUMEN

Las condiciones variables de clima como las lluvias, heladas, granizadas, las temperaturas extremas, son los principales factores que afectan la producción agrícola. Lo que ha obligado a los agricultores a utilizar nuevas prácticas agrícolas que permitan reducir los daños potenciales a los cultivos y asegurar mejores rendimientos y mejor calidad del fruto. La agricultura protegida es una opción viable para producir alimentos de mejor calidad en menor tiempo posible. Para el manejo de esta técnica de producción, actualmente la información es muy limitada lo cual genera discrepancias en el manejo agronómico de los cultivos. Entre los factores que afectan en la producción son; la fenología, el clima, radiación solar, la fertilización, plagas y enfermedades. El cultivo de chile poblano (*Capsicum annuum* L.) es la segunda hortaliza de mayor importancia en México, país que es considerado como centro de domesticación y de diversidad genética. Dentro del género *Capsicum* presenta gran variedad de tipos de chile, uno de los cuales es el chile poblano, por ser el ingrediente básico de platillos tradicionales y la base en la preparación del mole poblano por lo tanto tiene gran importancia gastronómica, económica y social. En octavo lugar en México lo ocupa el cultivo de jitomate (*Lycopersicon esculentum*, Mill.), considerada como una de las hortalizas de mayor importancia en muchos países del mundo, por el sinnúmero de subproductos que se obtiene de él, y las divisas que aporta. En México, el cultivo del jitomate tiene importancia no solo como generador de divisas, sino también por la elevada derrama económica que genera; además proporciona mano de obra a una gran cantidad de trabajadores estacionales de campo. El objetivo principal de este capítulo es obtener información actualizada sobre el manejo agronómico, la importancia y producción de cultivo de chile poblano y jitomate bajo condiciones protegidas en México así como las principales problemáticas y requerimientos agroecológicos, climáticos que se requiere para su producción.

Palabras clave: manejo agronómico, agricultura protegida, rendimiento.

CHAPTER I. GENERAL CHARACTERISTICS OF CULTURE AND TOMATO POBLANO PEPPER UNDER PROTECTED CONDITIONS

ABSTRACT

Variable weather conditions such as rain, frost, hail, extreme temperatures are the main factors affecting agricultural production. Forcing farmers to use new farming practices to reduce potential damage to crops and ensure better yields and better fruit quality. Protected agriculture is a viable to produce better food in less time option. For the management of this production technique is currently very limited information which creates discrepancies in the agronomic management of crops. Factors affecting production are; phenology, climate, solar radiation, fertilization, pests and diseases. The poblano chile culture (*Capsicum annuum* L.) is the second most important vegetable in Mexico, which is considered as a center of domestication and genetic diversity. Within the genus *Capsicum* presents great variety of chili, one of which is the poblano chile, as the basic ingredient of traditional dishes and the basis in preparing the mole poblano therefore has great dining, economic and social importance. Eighth in Mexico occupies the cultivation of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.), Considered one of the most important vegetable in many countries, the number of products obtained from it, and the foreign exchange brings. In Mexico, the tomato crop is important not only as a generator of foreign exchange, but also by the high economic income generated; Labor also provides a large number of seasonal farm workers. The main objective of this chapter is to obtain updated information on agricultural management, importance and crop production poblano chili and tomato under protected conditions in Mexico and the main problems and agroecological requirements, climate required for its production.

Keywords: agronomic management, protected agriculture, yields.

1.1. INTRODUCCIÓN

El chile (*Capsicum annuum* L.) es la segunda hortaliza de mayor importancia en México (Acosta y Chávez, 2003), país considerado como su centro de domesticación y de diversidad genética (Pickersgill, 1971; Long-Solís, 1986; MacNeish, 1995; Hernández-Verdugo *et al.*, 1999). Dentro del género *Capsicum*, ésta especie tiene la mayor importancia económica (Hernández-Verdugo *et al.*, 1999), ya que por su diversidad de usos y gran variación morfológica se encuentra difundida por todo el mundo (Ulloa, 2006). Sin embargo, pocos son los estudios de variabilidad genética que se han realizado en México (Pozo *et al.*, 1991).

Capsicum annuum L. presenta gran variedad de tipos (Acosta y Chávez, 2003), uno de los cuales es el chile poblano o mulato, que por ser ingrediente básico de platillos tradicionales tiene gran importancia gastronómica, económica y social en Puebla (Rodríguez *et al.*, 2007). Los estados de Guanajuato, Jalisco y Puebla son los productores más importantes de este cultivo, sobresaliendo en este último los alrededores de San Martín Texmelucan, Puebla (Long-Solís, 1986).

Existen reportes por la SAGARPA (2008) que en el periodo de 1997 a 2008 en Puebla hubo una reducción de la superficie sembrada dedicada a este cultivo (14%), así como el rendimiento por hectárea (34%), por lo que este chile; adicionalmente, Rodríguez *et al.*, (2007), mencionan que en la última década los rendimientos han disminuido de 25 t ha⁻¹ y en la actualidad no llega ni a 10 t ha⁻¹; estas pérdidas han sido causadas principalmente por la presencia de enfermedades fúngicas, bacterianas y por nematodos, además de plagas, helada y por la falta de información científica apropiados que atienden las necesidades del cultivo en la región (Santiago *et al.*, 1998).

El jitomate (*Lycopersicon esculentum*, Mill), es considerada con una de las hortalizas de mayor importancia en muchos países del mundo, por el sinnúmero de subproductos que se obtiene de él, y las divisas que aporta; este fenómeno ha originado la incorporación de muchas extensiones de tierra hasta ahora consideradas marginales para el cultivo, debido a las condiciones climáticas adversas. Por lo tanto, es suma importancia seleccionar para cada zona ecológica específica, los genotipos que se encuentran en su óptima adaptación, para lograr un considerable incremento en los rendimientos por unidad de superficie.

En México, el cultivo del jitomate tiene importancia no solo como generador de divisas, sino también por la elevada derrama económica que genera; además proporciona mano de obra a una gran cantidad de trabajadores estacionales de campo. Crea y fomenta el empleo de otras ramas de la actividad económica como el transporte, y empresas que se dedican a la venta de insumos. En la actualidad el jitomate se cultiva en una superficie que varía entre 60.000 y 90 000 ha anuales, con rendimientos que varían entre las ocho toneladas hasta 60 toneladas en jitomate para exportación (Santiago *et al.*, 1998).

Las zonas áridas y semiáridas del norte de México, abarcan 2/5 partes de la superficie del país, y comprenden de los estados de Coahuila, Durango, Chihuahua, Sonora, Sinaloa, Zacatecas, Nuevo León entre otros; en esta área la agricultura de temporal es altamente riesgoso principalmente por las condiciones agrometeorológicas que condiciona la aridez, por otro lado, la agricultura de riego es muy costosa, sin embargo, existen cultivos altamente redituables como lo es el jitomate. Entre los factores que afectan las principales etapas fenológicas del cultivo (fecha floración, fertilidad, número y tamaño de frutos, y rendimiento) se encuentran la temperatura, la captación de energía solar (fotosíntesis), la transpiración y el buen suministro de agua (Santiago *et al.*, 1998).

1.2. REVISIÓN DE LITERATURA

1.2.1. Importancia económica y sociocultural del chile en México

El chile (*Capsicum annuum* L.), es un cultivo tradicional por excelencia y de gran importancia económica y sociocultural en nuestro país. La producción anual de esta especie en México en el año 2006 fue de 1800 000 toneladas, con un valor total de la producción de 10 900 millones de pesos. Los mexicanos somos los mayores consumidores de chile en el mundo, con un consumo per cápita anual de 8 kg. Nuestro país es el segundo productor de chile a nivel mundial con 45 000 hectáreas sembradas y en los últimos años se observa una clara tendencia de incremento de la superficie y producción de este cultivo. A nivel mundial el chile se cultiva en aproximadamente 3.7 millones de hectáreas anuales, con China, México y Turquía como los principales países productores (FAOSTAT, 2009). Estudios arqueológicos han revelado que el chile es uno de los cultivos ancestrales de Centro, Sudamérica y México, donde el proceso de domesticación comenzó entre 7000 y 5000 años a.c., probablemente en el Valle de Tehuacán, Puebla (Pickersgill, 1991).

El cultivo de chile en México es importante debido a los ingresos económicos que se obtienen de su comercialización, el alto consumo del producto a nivel mundial y el ingreso de divisas a nuestro país, debido a la exportación de algunas variedades que se demandan en el extranjero. Por otra parte, el cultivo requiere de una gran cantidad de mano de obra, por lo que se crean fuentes de trabajo para una cantidad considerable de familias en el medio rural. Por último, el cultivo de chile en nuestro país es muy importante, debido a la gran riqueza natural y diversidad genética de este recurso genético, ya que existen en nuestro país una gran variedad de chiles, catalogados como variedades, tipos y subtipos, adaptados a diferentes condiciones de clima y suelo. Entre los tipos de chiles más comunes en nuestro país podemos mencionar los chiles serranos, jalapeños, de árbol, anchos, guajillos, piquín, habaneros, poblanos y bell pepper entre otros (Huerta *et al.*, 2007).

En el estado de Puebla existen una gran diversidad de chiles, entre los cuales destaca el chile poblano o mulato, derivado de los tipo ancho. Este chile se produce principalmente en la región de la Sierra Nevada de Puebla, en aproximadamente 11 municipios tales como: San Matías Tlalancaleca, San Rafael Tlanalpan, Moyozingo, San Lorenzo Chiazingo y San Lucas, entre otros. El chile poblano se consume en fresco en la preparación del platillo típico regional conocido como chiles en nogadas, aunque también se preparan cotidianamente como rajas con huevo, chiles rellenos y en muchas otras formas. Este mismo chile en seco se le conoce como chile mulato y es muy apreciado en el comercio local y regional, ya que este chile es el ingrediente principal con el cual se prepara el auténtico mole poblano, con un amplio reconocimiento en la gastronomía típica y tradicional no solo en Puebla, sino en todo nuestro país (Huerta *et al.*, 2007).

No obstante la importancia económica y sociocultural del chile poblano, la superficie cultivada en el estado de Puebla ha disminuido de manera importante en los últimos años. Debido principalmente a la alta incidencia de enfermedades del suelo como la secadera, enfermedad causada por el hongo (*Phytophthora capsici*), que aunado a condiciones de alta humedad y deficiencias en el manejo y sanidad del cultivo, han dado como resultado pérdidas económicas que en muchas ocasiones llegan hasta el 100%, lo que trae como consecuencia un desaliento por parte de los productores, ya que con frecuencia tienen pérdidas económicas muy significativas. Aunado estos problemas, también se presentan otras plagas y enfermedades que afectan la producción y calidad del cultivo. Por lo tanto, la falta de organización de los productores, capacitación, financiamiento y planeación estratégicas para la comercialización, hacen que los beneficios

derivados del cultivo, se reduzca notablemente y en muchos casos llegue a ser poco costoso para los productores (Huerta *et al.*, 2007).

1.2.2. Origen y distribución de *Capsicum annuum* L.

El centro de origen o domesticación de (*Capsicum annuum* L.) es Mesoamérica, más propiamente México y Guatemala. México es el país que presenta la mayor variabilidad de formas cultivadas y silvestres, la cual se encuentra ampliamente distribuida en todo el país. Esta diversidad ha sido descrita con base en la clasificación comercial de los frutos, realizada dentro de diversos tipos de chile (Huerta *et al.*, 2007).

1.2.3. Características morfológicas del chile poblano

El chile poblano tiene un rango de adaptación menor al del chile ancho. En la región agroecológica de la sierra nevada se presentan condiciones adecuadas para su desarrollo, en donde se observa una gran variabilidad en cuando a sus características específicas. Las plantas son de aspecto herbáceo, sin pubescencias, con tallos semiplenos, su altura varía entre los 50 y 180 cm, la ramificación del tallos inicia desde los 15 o 20 cm del suelo, después continúan las ramificaciones en dos o tres ramas y cada una continúa dividiéndose en forma sucesiva aproximadamente cuatro veces más (Huerta *et al.*, 2007).

1.2.4. Características de la planta

El chile es una planta de porte erguido. Después del nacimiento de la flor apical, el tallo principal se divide en dos ramas, a veces más, que nacen en la parte apical y semejante al tallo principal.

Cuando las dos ramas son igualmente vigorosas, se desarrolla una planta perfectamente equilibrada, cuya altura viene determinada por la longitud de los entrenudos. Es evidente que el tipo de entrenudos corto es más conveniente para el cultivo al aire libre o bajo túnel pequeño, mientras que el tipo que produce ramificaciones de vigor desigual es más ventajoso para el cultivo tutorado en invernadero. En este caso tanto el tallo principal como las ramas laterales muestran un buen desarrollo lo que implica el pinzamiento de los brotes laterales (Daniel, 2006).

Raíces:-El sistema radical está formado por una raíz principal de gran vigor rodeada por una cabellera de raíces laterales. La mayor parte de las raíces se sitúa en la zona superior del suelo 0-

25 cm, pero también pueden profundizar hasta 60-70 cm en un área de 50 cm de ancho. Después del trasplante el sistema radical primario algo dañado desarrolla nuevas raíces adventicias, situándose el conjunto radical resultante en zonas más superficiales. La masa radical es comparativamente pequeña en relación con el resto de la planta, siendo la proporción entre el peso de las raíces y el peso total de la planta más grande cuando la planta es joven 15-17%, que en la fase adulta 79% (**Figura 1**). Hay ciertas especies silvestres que poseen un sistema radicular más profundo y extendido, lo que las hace interesantes por su mayor tolerancia a la sequía (Infoagro, 2012).



Figura 1. Sistema radical de cultivo de chile poblano

Hojas: La hoja es de forma oval, elíptica o lanceolada, de margen entero, glabra normalmente, aunque algunas veces más o menos cubierta de pelos. Es de color verde claro u oscuro y en ocasiones de color violáceo (**Figura 2**). De una planta a otra vamos a encontrar enormes variaciones en las dimensiones y la cantidad de hojas (Infoagro, 2012).



Figura 2. Hojas de cultivo de chile poblano en la etapa de inicio de floración

Flores: Normalmente las flores de chile poblano son solitarias. Algunas veces en el caso de los chiles picantes pueden aparecer en grupos de 2 ó 3 e incluso en ocasiones excepcionales de más de 5 (variación fasciculada).

Las flores aparecen tanto en el ápice de las ramas como en las axilas de las hojas, dándose la circunstancia de que suelen ser más numerosas en las axilas de las hojas del tallo principal que en las de las ramas laterales (Infoagro, 2012).

El estilo varía en longitud y según la posición relativa del estigma y de los estambres, encontraremos las anteras al mismo nivel del estigma, o a un nivel por encima o por debajo del mismo. En las variedades de frutos grandes la autofecundación es lo más frecuente, mientras que en el caso de las variedades de fruto largo y puntiagudo, es más general la fecundación cruzada debido principalmente a la posición más o menos alta del estigma con respecto a las anteras (**Figura 3**).

Cada planta produce varios centenares de flores que pueden cuajar al 100% cuando son las primeras y van sobre el tallo principal, bajando este porcentaje hasta el 80% para las flores posteriores del mismo tallo y limitándose a un 20-30% e incluso a veces a un 10% para las flores de las ramas laterales (Infoagro, 2012).



Figura 3. Flor de chile poblano bajo condiciones protegidas

Frutos: El fruto del chile poblano es una baya hueca que, dependiendo de la posición del pedúnculo, erecto o abatido y del peso del fruto, va a desarrollarse total o parcialmente erguido o péndulo. Los frutos inclinados o péndulos están más abrigados por las hojas y protegidos contra el asoleamiento, además de que su recolección es mucho más fácil.

El pedúnculo se prolonga en el interior del fruto a través de la placenta que sigue la forma del propio fruto. Los pedúnculos de los tipos de poblano son más finos que los de las variedades de frutos gruesos. Las glándulas de las variedades picantes contienen capsaïcina; sin embargo podemos obtener frutos dulces de variedades picantes, sobre todo en invierno y cultivados en invernadero (Infoagro, 2012).

El contenido de capsaïcina en los poblanos para picante alcanza su máximo nivel cuando el fruto llega a la maduración verde y adquiere un aspecto negruzco, como si estuviera cubierto de hollín. En términos generales, lo normal es que el fruto se desarrolle con rapidez y que no transcurran más que 18 días entre el cuajado y el estadio de madurez verde y no sean necesarios más que otros 17 días para llegar a la madurez total (fruto rojo). No obstante el lapso entre el cuajado y ese estado de madurez verde dependerá de la variedad y de las condiciones de temperatura, variando entre 3 y 10 semanas y del mismo modo el tiempo necesario para la obtención de frutos totalmente maduros y coloreados de rojo es también muy variable (Pozo, 1986).

La forma del fruto depende del número de carpelos y de semillas. El fruto de los poblanos está formado normalmente por 2 o 3 carpelos, mientras que los frutos cilíndricos o redondeados suelen tener 3 o 4 y los frutos de forma de jitomate pueden tener incluso 5 carpelos. El número de semillas, que depende de la polinización y fecundación, influye de modo primordial en la forma del fruto, de tal modo que cuando hay pocas semillas el volumen del fruto es menor.

El grosor del pericarpio es una de las características importantes para la valoración de las variedades, de tal modo que el poblano cultivado para consumo como verdura, debe tener un pericarpio carnoso, mientras que el poblano pimentonero deberá tenerlo bastante fino (Hartman, 1998) ver la **(Figura 4)**.



Figura 4. Fruto de chile poblano en etapa de maduración

1.2.5. Factores agroecológicos del cultivo de chile poblano

1.2.5.1. Efecto de la temperatura

La temperatura óptima de germinación es de 25 a 30 °C. Temperaturas altas durante el día (14-25 °C y por la noche 20-21 °C, aseguran un buen crecimiento vegetativo en los primeros estadios del crecimiento y también aseguran el buen prendimiento de la planta después del trasplante. Después del trasplante las raíces sólo se desarrollarán bien si la temperatura del suelo es de 22 a 24 °C, requiriendo para un buen crecimiento posteriormente una temperatura diurna del aire igual o mayor de 28-30 °C. No obstante una temperatura demasiado alta (35 °C) pueden perjudicar al desarrollo de las flores, al cuajado y al posterior desarrollo de los frutos, sobre todo cuando las plantas son viejas ya que las plantas jóvenes son menos sensibles a estas condiciones. Las temperaturas óptimas para crear un buen equilibrio entre el crecimiento vegetativo y la fructificación están entre 22-23 °C por el día y 18-19 °C por la noche, debiendo oscilar entre 15 y 20 °C la temperatura del suelo (Ledezama y Ruiz 1995).

Por lo tanto, el chile necesita una temperatura alta para asegurar su primer crecimiento vegetativo y una temperatura más baja para la formación de las flores, teniendo en cuenta que durante el desarrollo de los frutos la temperatura del aire puede bajar hasta los 15-17 °C por la noche. Las temperaturas inferiores a 10-12 °C o superiores a 35 °C son desfavorables para el desarrollo del fruto de cualquier modo.

1.2.5.2. Humedad

El chile poblano es muy sensible a los niveles de humedad relativa altos, siendo el nivel de humedad ideal del 70-75%. Niveles superiores favorecen los ataques de *Botrytis* y el aire más seco es perjudicial para el cuajado del fruto y provoca el aborto floral (Batal y Smitlle 1981).

1.2.5.3. Luz

La luminosidad es muy importante en el chile poblano durante todo su ciclo vegetativo, especialmente en la floración. La falta de la luz afecta la floración y se puede presentar ahilamiento de la planta; es decir, alargamiento de entrenudos y tallos que quedan débiles y no soportan el peso

de los frutos (Huerta *et al.*, 2007). Esta especie no es particularmente sensible a la duración de la luz aunque aparentemente la duración media del día favorece la formación de flores.

Las exigencias en intensidad luminosa son bastante limitadas ya que sus hojas alcanzan el máximo de actividad fotosintética con una intensidad luminosa aproximadamente de $0,4 \text{ cal. cm}^{-2} \cdot \text{min}^{-1}$ floral (Batal y Smitlle 1981).

1.2.5.4. Suelo

El cultivo se adapta mejor a suelos con textura areno-limosa, no se adapta bien a suelos arcillosos, de cualquier manera, deben evitarse excesos de humedad, debido al desarrollo de enfermedades causadas por hongos presentes en el suelo o en el sustrato. El pH óptimo para el chile es de 6.5 a 7.5 (Huerta *et al.*, 2007).

1.2.5.5 Riego y fertilización

En México se cultivan 20 millones de ha de diversas especies, de las cuales un poco más de 6 millones son de riego, lo que coloca al país entre los primeros del mundo en superficie irrigada. El sector agrícola consume el 83% del volumen de agua utilizada en el país (61.2 km^3), pero se desperdicia más del 50% por la operación y los sistemas de riego ineficientes y cultivos inapropiados. La eficiencia total es de 45%. Los sistemas de producción bajo riego generan el 55% de la producción agrícola nacional y el 70% de los productos agrícolas de exportación. La productividad es baja, un alto porcentaje de los distritos de riego no es rentable y el precio de los productos no es competitivo (Mata, 2001; SAGARPA, 2003). Por lo anterior, se deduce que existe un alto potencial para incrementar la productividad de los cultivos, lo cual se puede lograr mediante el empleo del riego presurizado y la fertirrigación.

El chile es un cultivo susceptible al estrés hídrico debido a su gran área foliar transpirante y su elevada apertura estomatal. Los estomas son los primeros afectados por el estrés, y el cierre estomatal puede afectar la fotosíntesis. El estrés hídrico reduce significativamente la materia seca de hoja y tallo y afecta negativamente la producción del fruto e incrementa el número de frutos de mala calidad. La diferencia en el crecimiento de la planta también tiene efecto negativo sobre la

duración del área foliar a lo largo del ciclo de cultivo y, como consecuencia, reduce la radiación absorbida por el dosel en alrededor del 20% (Delfine *et al.*, 1999).

El riego localizado reduce el volumen de suelo mojado y el área de concentración de nutrientes (hasta en un 40%), pero no afecta el rendimiento de los cultivos. Sin embargo, es necesario conocer el requerimiento nutrimental de los cultivos, ya que de lo contrario el efecto puede ser negativo. El tipo de suelo y el cultivo determinan el tipo de riego y la fertilización adecuada (Domínguez, 1993). El abastecimiento de agua es un factor importante en el sistema suelo-planta que permite el desarrollo de los cultivos (Bar-Yosef, 1999), por lo que se requiere conocer la demanda hídrica, las características hidráulicas del suelo y la demanda evaporativa del ambiente. Esta información es más importante cuando se cultiva con riego por goteo (Clark, 1992).

En invernadero, el volumen y el intervalo de riego dependen de la cantidad del sustrato y de su capacidad de almacenamiento de agua; las plantas que recibieron la mayor cantidad de agua y nutrientes produjeron mayores rendimientos, con una variación entre 14 y 20 kg m⁻² de chile al modificar el criterio para regar (Paschold y Zengerle, 1990). La demanda de agua de chile fluctuó de 0.5 a 4.0 mm diarios, aplicándose 348 mm de agua en todo el ciclo. Cuando el volumen de agua aplicado fue igual al 85% de la evaporación no se afectó el crecimiento de la planta y el rendimiento de fruto fue de 4.4 kg pl⁻¹, a menor cantidad de agua se tuvieron reducciones del rendimiento y calidad del fruto (Chartzoulakis y Drosos, 1997).

La nutrición de los cultivos debe realizarse oportunamente, de tal forma que se les proporcione los nutrientes en las cantidades adecuadas (dosis) y en el momento oportuno (frecuencia), en función de su necesidad fisiológica (fenología). Sólo así se obtendrá el rendimiento potencial, ya que éste depende del manejo controlado y las condiciones ambientales. También es indispensable conocer las fuentes de nutrientes (fertilizantes) más adecuadas para las condiciones específicas de cada tipo de suelo en el que se establecerá el cultivo, para obtener la mayor eficiencia de los mismos.

El conocimiento de los aspectos mencionados, sólo se podrá obtener mediante la realización de ensayos de nutrición vegetal controlados (Tun, 2003). La buena fertilidad del suelo no garantiza la producción, pues los nutrientes pueden estar en forma no asimilable debido a diversas causas, provocando deficiencias en los cultivos. El abastecimiento inadecuado de nutrientes es una

limitante del rendimiento de las hortalizas, las cuales, por su crecimiento rápido y producción intensiva, requieren de altas cantidades en periodos cortos de tiempo (Tun, 2000). La interacción entre macro y micronutrientes induce alteraciones subcelulares que se manifiestan en cambios en las tasas de división y expansión celular, uso y transporte de carbohidratos y ácidos orgánicos, fotosíntesis, respiración, etc.; la influencia neta de estos cambios se traduce en el rendimiento, la calidad, la fisiología y la bioquímica postcosecha. La práctica actual de decidir sobre la dosis de fertilización, muchas veces se basa en amplias experiencias locales, lo cual es útil para obtener buenos rendimientos, pero a veces no es efectiva ni económica (Arellano y Gutiérrez, 2003.)

La fertilización debe hacerse a partir de la demanda nutrimental de la planta, de tal manera que cumpla su función; es decir, cubrir el requerimiento nutrimental en cantidad y en oportunidad, para favorecer la expresión del rendimiento y garantizar que la mayor parte del fertilizante aplicado sea aprovechado por el cultivo (Castro *et al.*, 2003). Los requerimientos de nutrición de las hortalizas varían considerablemente entre especies y puede ser difícil mantener rendimientos altos en el mismo suelo. Las prácticas de mejoramiento de la fertilidad del suelo tales como el abono orgánico y la rotación de cultivos, conjuntamente con la fertilización adecuada, parecen necesarias para mejorar los resultados en la producción comercial de hortalizas (Coffey, 1983).

La aplicación del agua mediante riego por goteo propicia el incremento del rendimiento sólo si el fertilizante es aplicado a través del agua con la frecuencia adecuada. Así, cuando la humedad aprovechable del suelo se incrementa con el riego por goteo, el factor limitante del rendimiento parece ser una combinación de agua y fertilizante (Liptay *et al.*, 1997; Nijensohn, 1981). Esto significa que la fertilización debe ser un complemento del riego por goteo, para que los rendimientos puedan ser altos y sostenidos en el tiempo. El sistema de riego es determinante en los resultados de la fertirrigación, debido a la forma en que el agua se distribuye al cultivo y a la cantidad aplicada. Por lo mismo, al introducir cualquier sistema de riego, se deben evaluar sus características específicas y su eficiencia enfocada a la fertirrigación. Por lo anterior, los sistemas de riego localizado, tales como el riego por goteo, son los más eficientes (Tun, 2001). Burgueño (1999), señala que el control del manejo de la fertirrigación en cada etapa fenológica de un cultivo, precisa del entendimiento del funcionamiento vegetal.

El conocimiento de la movilidad de los nutrimentos en el suelo, aplicados a través del riego por goteo, permite decidir la forma química de los fertilizantes, su tiempo de aplicación durante el riego y la colocación del emisor. El manejo adecuado de los equilibrios químicos en fertirrigación, requiere de conocimientos previos sobre la fenología del cultivo y su cinética de absorción de nutrimentos y agua, teniendo como apoyo en este manejo el control nutricional con análisis de savia de las plantas, así como de la solución del suelo de donde se nutren. También señala que las pérdidas de nutrimentos lixiviados por el manejo inadecuado del riego pueden representar un porcentaje alto en el costo de la fertirrigación. Por ello, es indispensable que se tengan los conocimientos y las herramientas necesarias para realizar la aplicación del agua de riego de una manera adecuada y eficiente, para evitar riesgos de lavado del suelo y por ende la contaminación de los acuíferos.

1.3. Producción de cultivo de jitomate en invernadero

El jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) es una hortaliza de mayor consumo per-cápita a nivel mundial y de las más ampliamente cultivadas en invernadero. El sistema de producción de jitomate en invernadero que normalmente se practica en Europa, Estados Unidos y México, consisten en el uso de variedades de habito indeterminado, en densidades de población que van de 2 a 3 plantas por metro cuadrado (m²) donde los tallos de las plantas se dejan crecer hasta más de 7 m de longitud, para cosechar 15 o más racimos por planta, en un solo ciclo de cultivo por año (Resh, 2004).

La producción de (*Lycopersicon esculentum* Mill.) en condiciones protegidas incrementa el rendimiento y calidad del fruto. La superficie empleada para cultivos en invernadero en México asciende a 4 900 ha y presenta una tasa de crecimiento anual de 25%; de esta superficie, 3 450 ha se destinan a la producción de jitomate (Fonseca, 2006). Los sistemas de producción varían en cuanto a variedades, sustratos de crecimiento, dosis de nutrimentos, técnicas de control de plagas y enfermedades, entre otros factores.

Con este sistema de manejo se alcanzan rendimientos de hasta 400 t ha⁻¹año⁻¹ (Van de Vooren *et al.*, 1986; Winsor y Schaward, 1990). Sin embargo, se tiene el inconveniente de que el índice de área foliar (IAF) óptimo, entendido éste como la relación de área superficial foliar con respecto al área superficie de suelo (Salisbury y Ross, 2000), se establece muy lentamente, por lo que en la

primeras semanas después del trasplante, la energía luminosa incidente es subutilizada. Lo anterior repercute en una baja acumulación de materia seca, que sería mayor si toda la relación fuera mejor interceptada por las hojas desde que se inicia el ciclo del cultivo (Charles-Edwards *et al.*, 1986).

Por otro lado, cuando las plantas son conducidas a numerosos racimos, en un ciclo anual, aunque el índice de cosecha y la biomasa por unidad de superficie son altos, por lo tardado del ciclo, la biomasa producida por año es baja, en virtud de que el IAF óptimo tarda mucho tiempo en establecerse y con frecuencia se sobrepasa al continuar el crecimiento de las plantas, de tal forma que sólo las hojas superiores alcanzan saturación fotosintética. Esta desuniformidad en la distribución de la luz, hace que la tasa de asimilación neta (TAN), es decir, la cantidad de materia seca (g) que se forma por cada $\text{m}^2 \text{ día}^{-1}$, se reduzca, y por ende el rendimiento.

1.3.1. La importancia socioeconómica del jitomate

El cultivo del jitomate en México tiene una trascendencia social muy importante, puesto que una parte considerable de la población económicamente activa se encuentra relacionada directa o indirectamente con el cultivo. El cultivo del jitomate es una importante fuente de empleo para un considerable número de familias en México. Se estima que para la producción de 75,000 ha de jitomate se emplean a 172 mil trabajadores de campo. El cultivo trae aparejado consigo mismo una fuerte fluctuación migratoria de personas originarias de estados como Oaxaca, Zacatecas, Guanajuato, Guerrero y Veracruz, principalmente; por ser éstos estados que aportan una proporción considerable de trabajadores agrícolas a las principales regiones de cultivo del jitomate (ASERCA, 1998). El jitomate es la hortaliza más importante en numerosos países y su popularidad aumenta constantemente.

Pocos productos hortícolas permiten tal diversidad de usos como el jitomate. Se puede servir crudo, cocido, estofado, frito, encurtido, como una salsa o en combinación con otros alimentos. Se puede usar como ingrediente en la cocina y puede ser procesado industrialmente entero o como pasta, jugo, polvo, etc. (Fernando Nuez, 1995). En la actualidad este cultivo ha adquirido importancia económica en todo el mundo (Nuez, 1995).

La exportación del jitomate representa para nuestro país una importante fuente de divisas, al ser ubicado como el tercer país exportador de jitomate en el mundo. Para México, el jitomate

representa el 41% del total de las exportaciones agrícolas, las cuales, el 22% son exclusivamente jitomate (Moor, 1994). La exportación de jitomate le generó a México divisas por un monto de 539.4 millones de dólares en 1996, 523.4 millones en 1997, 638.14 millones 1998; 534.8 millones en 1999 y 462.6 millones de dólares en el año 2000 (INEGI, 2002).

1.3.2. Requerimientos agroecológicos del cultivo

1.3.3. La Radiación

El jitomate es un cultivo insensible al fotoperiodo, entre 8 y 16 horas, aunque requiere buena iluminación (Calvert, 1973). Iluminaciones limitadas, al reducir la fotosíntesis neta, implican mayor competencia por los productos asimilados, con incidencia en el desarrollo y producción (Aung, 1976).

Valores de la radiación total diaria en torno a 0.86 MJ m^{-2} son los umbrales considerados mínimos para la floración y cuajado, siendo preferible mayor iluminación en menor periodo de tiempo que iluminaciones más débiles durante más tiempo (Kinet, 1977). Los efectos negativos de una baja iluminación pueden compensarse en parte con aumentos del dióxido de carbono (CO_2) del aire (Cooper y Hurd, 1969). Hoy en día, la mejora genética nos permite disponer de cultivares mejor adaptados para la floración y cuajado de fruto en condiciones de baja iluminación, usuales en ciclos de invierno (Van de Vooren *et al.*, 1986).

La densidad de plantación, el sistema de poda y el entutorado deben optimizar la intercepción de radiación por el cultivo, especialmente en la época invernal cuando la radiación es más limitante. Maximizar la radiación que penetra dentro del invernadero en esa época es objetivo deseado en el sur de España (Castilla, 1991), pues la reducción de radiación implica una reducción lineal de cosecha (Cookshull, 1988).

El empleo de doble capa permanente de plástico en invernadero, para mejorar las condiciones térmicas durante el invierno, genera reducciones de la radiación en el interior con incidencia negativa en la producción. En invernaderos mediterráneos, la práctica de blanquear el invernadero a fin de reducir las altas temperaturas en primavera, reduce la radiación; sería deseable dotar a los invernaderos de una ventilación más eficiente (ventanas cenitales) y evitar esa práctica de blanquear, que reduce radiación y, por tanto, la producción. Con baja iluminación la polinización

será insuficiente y el tamaño de fruto menor (Van de Vooren *et al.*, 1986). El empleo de iluminación artificial, en las condiciones españolas, es antieconómico.

1.3.4. La temperatura

La planta se desarrolla bien en un amplio rango de altitudes, tipos de suelos, temperaturas y métodos de cultivo; además, es moderadamente tolerante a la salinidad. El cultivo prefiere ambientes cálidos, con buena iluminación y drenaje. La exposición prolongada a temperaturas inferiores a 10 °C, la escarcha, una iluminación diurna inferior a las 12 h, la presencia de un drenaje deficiente en el medio de enraizamiento o un abonado nitrogenado excesivo le afectan desfavorablemente. El fallo en el cuajado por polinización deficiente es uno de los problemas más comunes en el cultivo del jitomate en las áreas marginales de producción (Rick, 1978). Si las condiciones ambientales no son favorables para el cuajado, las flores caen después de la antesis. (Fernando Nuez, 1995).

La producción de jitomate se efectúa en una gran variedad de suelos. El cultivo del jitomate desarrolla bien en climas con temperaturas entre 18 a 26 °C. Las temperaturas óptimas durante el día y la noche son de 22 y de 16 °C respectivamente. El jitomate no resiste heladas en ninguna etapa de su desarrollo. Por otra parte, el clima húmedo con temperaturas altas y humedad relativa superior al 75% son poco apropiados para este cultivo, debido a que esto favorece la aparición y severidad de enfermedades fungosas. Por esto, se debe cultivar el jitomate de preferencia en regiones áridas o semiáridas. Aunque considerado como altamente resistente a la sequía, requiere de la aplicación de los riegos para obtener altos rendimientos.

La emergencia de las plántulas ocurre entre los 6 y 12 días después de la siembra. La temperatura óptima del suelo para una rápida germinación es de 20 a 25 °C. Desde la emergencia hasta el momento de trasplante ocurren entre 30 y 70 días, dependiendo de la variedad, de las técnicas de cultivo y de los requisitos de crecimiento. Respecto a la cosecha, el primer corte o cosecha de una variedad precoz es aproximadamente a los 70 días después del trasplante; en el caso de una variedad tardía, bajo condiciones de crecimiento lento, se obtiene la primera cosecha o corte 100 días después del trasplante.

Durante el desarrollo se efectúa el guiado de la planta y diferentes podas para asegurar una producción de alto volumen y de buena calidad. El jitomate es una especie neutra en cuanto a la duración del fotoperiodo. Por lo tanto, florece a su debido tiempo de acuerdo con la edad y el desarrollo que tiene. Las temperaturas bajas y un crecimiento exuberante retardan la floración y provocan flores de difícil fecundación. La temperatura óptima durante la maduración del fruto es de 18 a 24° C. La exposición del fruto al sol puede provocar un blanqueo o quemazón de la piel. Por esta razón se requiere suficiente follaje para la protección de los frutos y favorecer una coloración pareja (J. N. M. Von Haeff, 1983).

1.3.5. El suelo

Para obtener una buena producción y frutos de alta calidad, se requiere de un terreno que permita la fácil penetración de las raíces a 80 cm de profundidad como mínimo. El suelo no debe tener capas duras o compactas ni humedad excesiva. El cultivo de jitomate requiere un suelo poroso que favorezca el desarrollo adecuado del sistema radical (J. N. M. Von Haeff, 1983).

Los suelos de textura franca tienden a favorecer una producción precoz y una maduración uniforme simultánea. Los suelos arcillosos provocan un crecimiento lento pero uniforme. Este tipo de suelos es apropiado para jitomate de mesa o de consumo fresco. Los suelos de textura intermedia arenosa, se adaptan más para la producción mecanizada de jitomates para la industria, por inducir una maduración más uniforme y simultánea (J. N. M. Von Haeff, 1983).

1.3.6. Requerimiento de riego

Para lograr altos rendimientos, el jitomate necesita estar bien abastecido de agua prácticamente todo el ciclo de cultivo. Por esto, el suelo debe tener una buena capacidad de retención de agua. Tanto el agua para riego como el suelo mismo deben tener una baja salinidad. El jitomate puede producirse en suelos con un pH de 6.0 a 7.2 (J. N. M. Von Haeff, 1983).

1.3.7. Luz

Iluminaciones limitadas, al reducir la fotosíntesis neta, implican mayor competencia por los productos asimilados, con incidencia en el desarrollo y producción (Aung, 1976).

El jitomate es un cultivo insensible al fotoperiodo, entre 8 y 16 horas, aunque requiere buena iluminación (Calvert, 1973).

Con el fin de evitar problemas de sanidad vegetal, es recomendable cultivar el jitomate con base en una rotación de 4 años, en el mismo lote. En el plan de producción, no se debe cultivar el jitomate con el chile, berenjena, papa o tabaco ya que estas especies pertenecen a la misma familia botánica (J. N. M. Von Haeff, 1983).

1.3.8. Humedad del aire

En el cultivo de jitomate, humedades relativas del aire inferiores al 90% son deseables, los valores superiores favorecen el desarrollo de enfermedades criptogámicas, especialmente Botrytis (Harper *et al.*, 1979); Winspear *et al.*, 1970), incluso con temperaturas nocturnas bajas de aire (13 °C).

En condiciones de baja humedad relativa, la tasa de transpiración crece, lo que puede acarrear especialmente en fase de fructificación cuando la actividad radical es menor, estrés hídrico, cierre estomático y reducción de fotosíntesis (Rawson *et al.*, 1997). Valores extremos de humedad reducen el cuajado de jitomate (Van Koot y Van Ravestjin, 1963): valores muy altos especialmente con baja iluminación, reducen la viabilidad del polen (Burns *et al.*, 1979; Drakes y Statham, 1979), pudiendo, limitar la evapotranspiración (*ET*), reducir la absorción de agua y nutrientes y generar déficit de elementos como el calcio (Hurd Sheard, 1981), induciendo desordenes fisiológicos (podredumre apical).

Recientes investigaciones demuestran que la cosecha esta correlacionada con la humedad media en 24 horas, y que valores elevados reducen la cosecha en jitomate (Bakker, 1900).

1.3.9. Características morfológicas

Raíz: La planta originada de semilla presenta una raíz principal que crece hasta 2.5 cm diarios y alcanza una profundidad de 60 cm. Cuando la planta se proponga mediante trasplante, como sucede generalmente, la raíz se ve parcialmente detenida en su crecimiento, en consecuencia, se favorece el crecimiento de raíces secundarias que se desenvuelven entre los 5 y 70 cm de la capa del suelo (**Figura 5**). El sistema radical puede abarcar una extensión de 1.5 m de diámetro alrededor de la planta (Garza y Molina, 2008).

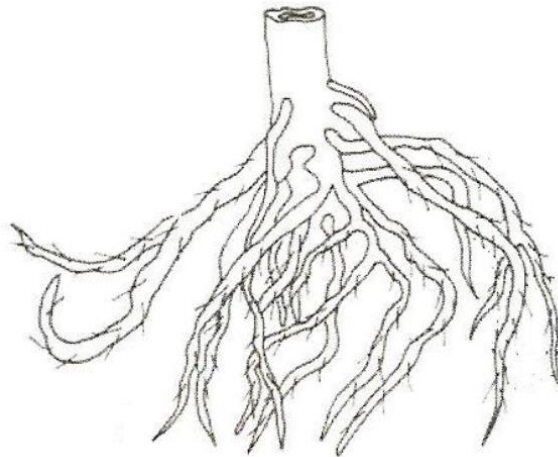


Figura 5. Sistema radical de cultivo de jitomate (Garza y Molina, 2008)

Tallo: Es epigeo, erguido con 0.4 a 4.0 o más metros de altura según se le conduzca, cilíndrico cuando es de joven y posteriormente anguloso, de consistencia herbácea o algo leñosa, con pubescencias y de duración anual. La ramificación del tallo principal da lugar a dos grupos determinado e indeterminado; el primero, termina sus ramificaciones en inflorescencia limitándose en consecuencia el crecimiento vertical; el segundo, también se forma racimos en la última, sin embargo, surge una nueva rama y en consecuencia el crecimiento vertical no se limita desde un punto de vista de la morfología de la planta (Garza y Molina, 2008). El tallo, además, está provisto en su superficie de pelos y glándulas que corresponde un líquido de aroma muy característico (**Figura 6**).

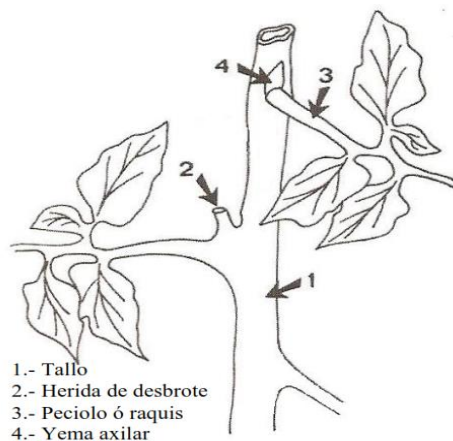


Figura 6. Formación del tallos de cultivo de jitomate (Garza y Molina, 2008)

Hojas: Las hojas compuestas, suaves y carnosas, de tamaño variable según cultivar, la posición y las condiciones ambientales. Las dos primeras son de menor tamaño, con menos folíolos; las siguientes pueden alcanzar unos 50 cm. de largo, con un folíolo terminal grande y hasta 8 folíolos laterales también grandes, los que a su vez pueden formar folíolos (**Figura 7**). Los folíolos grandes son generalmente peciolados, lobulados irregularmente y con bordes dentados; de la misma manera que en el tallo, presenta tricomas glandulares con sustancias que le dan el olor característico de la planta (Garza y Molina, 2008).

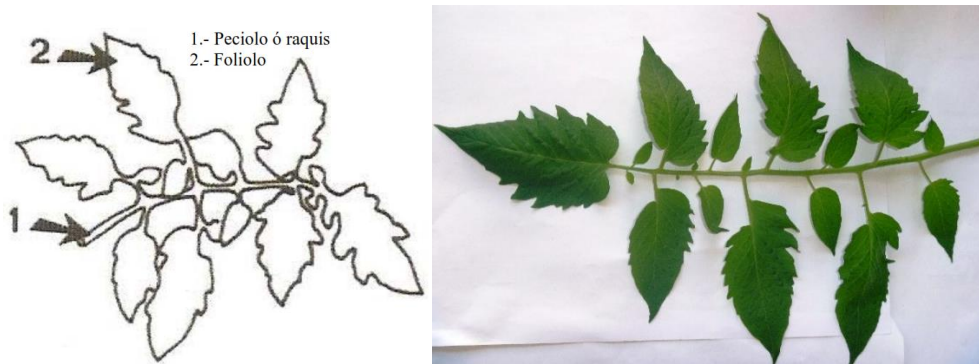


Figura 7. Hoja de cultivo de jitomate completamente desarrollada

Flores: Las flores son hermafroditas, se presentan formando inflorescencias que pueden ser de cuatro tipos: racimo simple, cima unípara, cima bípara y cima múltipara; pudiendo llegar a tener hasta 50 flores por inflorescencia en el caso de variedades cerasiformes. Normalmente el tipo simple se encuentra en la parte baja de la planta, predominando el tipo compuesto en la parte superior (Garza y Molina, 2008). El androceo presenta cinco o más estambres, adheridos a la corola, con anteras formando un tubo. El gineceo presenta de 2 a 30 carpelos los cuales originan los lóculos del fruto, está constituido por un pistilo de ovario súpero (**Figura 8**)

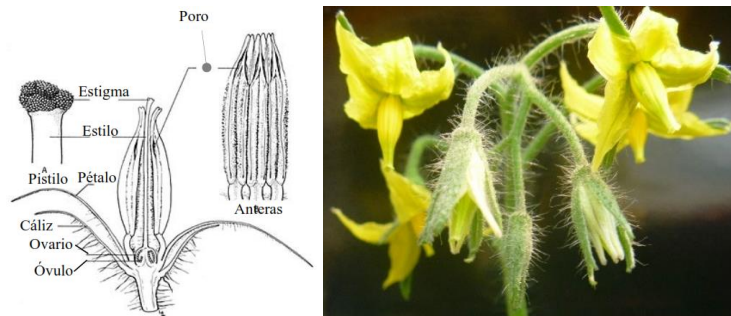


Figura 8. Flor de cultivo de jitomate y componentes

Fruto: El fruto es una baya de color amarillo, rosado o rojo, de forma deprimida, alargada y lobular, piriforme, redondeada, de tamaño variable; la coloración es roja, rosada o amarillenta según la manifestación de licopeno y/o caroteno; el más común es el rojo en la madurez, la pulpa contiene una proporción del 33% del peso fresco del fruto (Rodríguez *et al.*, 2001) (**Figura 9**).

Botánicamente, un fruto de jitomate es una baya compuesta de varios lóculos, consistente de semillas dentro de un pericarpio carnoso desarrollado de un ovario. Su forma puede ser redondeada, achatada o en forma de pera y su superficie lisa o asurcada; están compuestos de carne (paredes del pericarpio carnoso desarrollado de un ovario). Una variedad comercial contiene alrededor de 150-300 semillas por fruto (Desai, *et al.*, 1997).



Figura 9. Fruto de cultivo de jitomate de la variedad Cid F1

Semillas: La semilla es de diferentes tonalidades en su calor, desde el grisáceo, hasta el color paja de forma oval aplastada; tamaño entre 3-5 mm de diámetro y 2.5 mm de longitud, y cubierta de vellosidades. En un gramo puede haber de 300-500 semillas (Rodríguez *et al.*, 2001; Huerres y Caraballo, 1988).

1.4. BIBLIOGRAFÍA

- Acosta, R., G. F., Chávez S., N. 2003. Arreglo topológico y su efecto en rendimiento y calidad de la semilla de chile jalapeño. *Agricultura Técnica en México* 29: 49-60.
- Arellano, G., M. y M. A. Gutiérrez C. 2003. Efecto de la nutrición vegetal en el peso y número de frutos de (*Lycopersicum esculentum* Mill.). En: Resúmenes del X Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de Ciencias Hortícolas. UACH- Depto. de Fitotecnia. 20 al 24 de octubre de 2003. Chapingo, Estado de México.
- Aung, L.H. 1976. Influences of certain plant factors on the growth and fruiting of the lower axillary shoot of (*Lycopersicum esculentum* Mill.) *Ann. Bot.* 40:723-729.
- ASERCA, 1998. Revista Claridades Agropecuarias. Revista mensual publicada por la Dirección General de Operaciones Financiaras de ASERCA. 62:1-28.
- Batal, K.M. y Smittle, D.A. 1981. Response of bell pepper to irrigation, nitrogen and plant population. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 106:259-262.
- Bar, Y. B. 1999. Advances in fertigation. *Advances in Agronomy* 65: 1-77.
- Burgueño, H. 1999. La fertirrigación en cultivos hortícolas con acolchado plástico. Vol. 2. 4ª. Ed. Culiacan, Sin. 69 pp.
- Bakker, J.C. 1990. Effects of y day and night humidity on yield and fruit quality of glasshouse tomatoes. *J. Hort. Sci.* 65:323-331|.
- Burns, E.R., Carter, J., Pile, R.S., Roetheli, J.C. 1979. Crop production in humid greenhouses heated with direct contact heat exchanger and power plant waste heat. *Proc. Nat. Greenhouse Veg. and Energy Conf. Cleveland, Ohio Sept. 1979:* 49-69.
- Burgueño., H. 1999. La fertigación en cultivos hortícolas con acolchado plástico. Vol. 2. 4ª ed. Culiacán, Sinaloa. 69 p.

- Castro, B., R., P. Sánchez G., A. Galvis S., A. Peña L., y M. Sandoval V. 2003. Demanda de nitrógeno en tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). En: Resúmenes del X Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de Ciencias Hortícolas. UACH- Depto. De Fitotecnia. 20 al 24 de octubre de 2003. Chapingo, Estado de México. pág. 130.
- Castilla, N. 1991. El cultivo de forzado en España. SECH. En: La horticultura española en la CEE. L. Rallo y F. Nuñez (ed.) Ediciones de horticultura. Reus, España: 284-291.
- Calvert, A. 1973. Environmental responses. In kingham, H.G (Ed.). The tomato manual. Grower books, London: 23-34.
- Coffey, D. L. 1983. Vegetable crop fertilization for high yields and quality. Better Crops with Plant Food (67): 20-21.
- Cooper, A. J., Hurd, R. G. 1968. The influence of cultural factors on arrested development of the first inflorescence of glasshouse tomatoes. J. Hort. Sci. 43: 243-248.
- Cockshull, K.E. 1988. The integration of plant physiology with physical changes in the greenhouse climate. Acta Horticulturae. 229: 113-123.
- Clark, A. G. 1992. Drip irrigation management for vegetable production. Horticultural Technology 2: 32-37.
- Charles, E. D. A., Doley, D., Rimmington, G. M. 1986. Modelling Plant Growth and Development. Academic Press. Sidney, Australia. 235 p.
- Chartzoulakis, K. and N. Drosos. 1997. Water requirements of greenhouse grown pepper under drip irrigation. Acta Horticulturae. 449: 175-198.
- Daniel, W.W. 2006. Bioestadística, bioestadística en ciencias de la salud. 4ta Edición, Ed. Limusa.
- Delfine, S., F. Loreto, M. Centritto, G. Santarelli, and A. Alvino. 1999. Effects of water stress on the yield and photosynthesis of field-grown sweet pepper (*Capsicum annuum* L.). Acta Horticulturae. 537: 223-229.

- Desai, B. Kotecho, M. y Salunkhe, D. 1997. Seeds handbook. Biology, production, processing and storage. Ed Marcel Dekker. New York, U.S.A. the composition of nutrient solutions for hydroponic cropping: practical use. Acta Hort. 627 p.
- Domínguez, V. A. 1993. Fertirrigación. Ed. Mundi-Prensa. Madrid, España. 217 p.
- Drakes, D., Stathan, J. 1979. Use of power station reject heat Hot. Ind. March.
- FAOSTAT. 2009. FAO Statistical Databases. Publishing Management Service, Information Division, Food and Agricultural Organization of the United Nations (FAO). Rome, Italy. <http://faostat.fao.org> (Consultado el 23 de marzo de 2011).
- Fonseca, A. 2006. Producción de tomate en invernadero. In: cuarto seminario internacional de producción de cultivos en invernadero. E. Olivares S (ed). UANL. Facultad de agronomía. Monterrey, N.L, México. 1-8 p.
- Flores, J., Ojeda, W., López, I., Rojano, A. y Salazar, I. 2007. Requerimiento de riego para tomate de invernadero. Terra Latinoamericana 25: 127-134.
- Garza, A. M. y Molina, V. M. 2008. Manual de producción de jitomate en invernadero en suelo en el estado de Nuevo León. México.
- García, E. 1981. Modificaciones al Sistema de Clasificación Climática de Koeppen para Adaptarlo a las Condiciones de la República Mexicana. Offset Larios. México. 246 p.
- Hartman, H.T. y Kester, D.L. 1998. Propagación de plantas: Principios y Prácticas. 6^a Reimpresión. Editorial CECSA. México D.F.
- Harper, L. A., Pallas, J. E., Bruce, R. R. 1979. Greenhouse microclimate for tomatoes in the southeast. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 104: 659-663.
- Hernández, V. S., Dávila A., P., Oyama, K. 1999. Síntesis del conocimiento taxonómico, origen y domesticación del género *Capsicum*. Boletín de la Sociedad Botánica de México 64: 65-84.

- Huerta, P. A., Fernández, R. S y Ocampo, F. I. 2007. Manual de chile poblano: importancia económica y social cultural. Colegio de postgraduados, México.
- Hurd, R. G., Sheard, G. F. 1981. Fuel saving in greenhouse; the biological aspect. Growers Books, London.
- Huerres, P., Caraballo, N. 1988. Horticultura. Ed. Pueblo y educación. La Habana, Cuba. 4- 16 pp.
- INFOAGRO, (Sistema de Información al Sector Agropecuario). 2012. Disponible en línea <http://www.infoagro.com/hortalizas/pimiento.htm>
- INEGI, 2002: El Sector Alimentario en México, Edición 2002, INEGI; con datos del Sistema de Información Agropecuaria de Consulta [SIACON, 1980-2001]
- Kinet, J. M. 1977. Effects of light condition on the development of the inflorescences in tomato. *Scientia hort.* 6: 15.26.
- Ledezma, M., J.C. y Ruiz R. G. 1995. El sistema chile seco en México, problemática económica-productiva y alternativas de solución. Serie: Avances de Investigación. Universidad Autónoma Chapingo, Crucen, Zacatecas.
- Liptay, A., C. S. Tan, T. J. Jewett, C. Drury, and I. van Wesenbeeck. 1997. Effect of fertigation on processing tomato production in two sandy loam soils. *Acta Horticulturae* 449: 349-353.
- Long, S.J. 1986. *Capsicum* y Cultura: La Historia del Chilli. Fondo de Cultura Económica. México, D. F. 181 p.
- Mata, V. H. 2001. Requerimientos nutricionales del chile serrano (*Capsicum annuum* L.) con fertirrigación y acolchado plástico. Tesis de Doctor en Ciencias. Especialidad en Edafología. IRENAT. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Estado de México.
- MacNEISH, R. S. 1995. Investigaciones arqueológicas en el Valle de Tehuacán. *Revista Arqueología Mexicana* 13: 18-23.

- Moor, J. 1994. Industria en Transición. Publicación #1. Productores de Hortalizas. Enero, 1994. D.F., México: 8-10.
- Nijensohn, L. 1981. Fertilización en el riego localizado. En: Avances en la microirrigación. IV Seminario Latinoamericano de riego por goteo. Barquisimeto, Venezuela.
- Nuez, F. 1995. El Cultivo del jitomate. Ediciones Mandí-Prensa, España, Barcelona:15-41,45-87, 95-128, 191-203, 229-239, 254-308, 313-348, 627-659, 673-663, 743-766.
- Paschold, J. P. and H. Zengerle. 1990. Sweet pepper production in a closed system in mound culture with special consideration to irrigation scheduling. Acta Horticulturae 278: 329-333.
- Pickersgill, B. 1971. Relationships between weedy and cultivated forms in some species of chili peppers (*genus Capsicum*). Evolution 25: 683-691.
- Pickersgill, B. 1991. Cytogenetics and evolution of Capsicum L. In: Chromosome Engineering in Plants, Genetics, Breeding and Evolution. Part B. T Tsuchiya, P K Gupta (eds). Elsevier. Amsterdam. pp: 139-160.
- Pozo, C.O. 1981. Descripción de tipos y cultivares de chile (*Capsicum spp*) en México. Folleto técnico número 77. INIA-SARH, p. 40.
- Pozo, C.O. 1983. Estimates of natural cross-pollination in Serrano pepper (*Capsicum annuum* L.). Capsicum Newsletter 2: 113–115.
- Rawson, H.M., Begg, J.E., Woodward, R.G. 1977. The effect of atmospheric humidity on photosynthesis, transpiration and water use efficiency on leaves of several plant species. Planta, 134: 5-10.
- Resh, H.M. 2004. Cultivo hidropónico. Tercera edición. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. 369 p.
- Rick, C.M. 1978. El tomate. Investigación y ciencia. No 25:45-55.

- Rodríguez, R., Tavares, R. y Medina, 2001. Cultivo moderno del tomate. 2ª Edición. Ediciones Mundi-Prensa. España. 255 p.
- Rodríguez, M. J., Huerta de la Peña O. A., y Fernández R. S. 2005. Participación comunitaria para el rescate *in situ* del chile poblano (*Capsicum annuum* L.) en 2 comunidades rurales de Puebla, México. Unión de productores de chile poblano de Juárez Coronaco y San Matías Tlalancaleca; Puebla, México. Memorias de la Segunda Convención Mundial del Chile, p. 359360.
- Rodríguez, J., Peña O., B. V., Gil M., A., Martínez C., B., Manzo, F., Salazar L., L. 2007. Rescate *in situ* del chile “poblano” en Puebla, México. Revista Fitotecnia Mexicana 30: 25-32.
- SAGARPA, 2003. Sistema Agropecuario de Consulta (SIACON). www.siap.gob.mx/
- SAGARPA, 2008. Anuario estadístico de la producción agrícola de los Estados Unidos Mexicanos. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. México. http://reportes.siap.gob.mx/aagricola_siap/icultivo/index.jsp. (Consultado: 20 de octubre de 2009).
- Santiago, J.; Mendoza, M.; Borrego, F. 1998. Evaluación de jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) en invernadero: Criterios fenológicos y fisiológicos. Agronomía Mesoamericana. 9: 59-65.
- Salisbury, F.B., Ross C.W. 1994. Fisiología Vegetal. Grupo Editorial Iberoamericana S.A. México.
- Sistema Agropecuario de Consulta (SIACON) 1980-2001, SAGARPA, D.F., México.
- Tun, D., J. C. 2000. Aplicación de fertilizantes a través del agua de riego, a hortalizas y frutales, mediante sistemas de riego presurizado. Informe Final. C.E. Zona Henequenera. CIR Sureste. INIFAP. SAGAR. Sin publicar. 101 p.

- Tun, D.J.C. 2001. Chile habanero: características y tecnología de producción. Folleto Técnico. C.E. Zona Henequenera. CIR Sureste. INIFAP-SAGARPA. 74 p.
- Tun, D.J.C. 2003. Requerimientos de nitrógeno, fósforo y potasio, para melón reticulado (*Cucumis melo* L.). En: Resúmenes del X Congreso Nacional de la Sociedad Mexicana de Ciencias Hortícolas. UACH- Depto. de Fitotecnia. 20 al 24 de octubre. Chapingo, Estado de México. pág. 108.
- Ulloa, C. 2006. Aromas y sabores andinos. pp 313-328. In: Morales RM, Øllgaard B, Kvist LP, Borchsenius F Y Balslev H (eds.). Botánica Económica de los Andes Centrales. Universidad Mayor de San Andrés, La Paz, Bolivia.
- Van De Vooren, J., Welles, G. W. H., Hayman, G. 1986. Glasshouse crop production. In: The tomato Crop. Atherton, J. G., Rudich, J. (eds.). Chapman and Hall. Londres, Inglaterra. Pp. 582-624.
- Van koot, I.J., Van Ravestjin. 1963. The germination of tomato pollen on the stigma 16th int. hort. Congress. 1962: 452-461.
- Von Haeff, J.N.M. 1983. Manuales para Educación Agropecuaria, Area: Producción Vegetal (16), 1ª Edición, Editorial Trillas, D.F., México: 9 – 53.
- Winsor, G.W. y Schwarz, M. 1990. Soilless Culture for Horticultural Crop Production-Food and Agriculture Organization of the United Nations. Roma, Italia. 188 p. Winspear.
- Winspear, K.W., Postlethwaite, J.D., Cotton, R.F. 1970. The restriction of cladosporium and botrytis cinerea, attacking glasshouse tomatoes by automatic humidity control. Ann Appl. Biol. 65: 75-83.

CAPÍTULO II *MATERIALES Y METODOS*

2.1. Descripción de la zona de estudio

El experimento se realizó en dos ciclos agrícolas P-V 2014 (chile poblano) y ciclo P-V 2015 (jitomate) en invernadero del Postgrado de Botánica ubicado en el Campus Montecillo del Colegio de Postgraduados, Estado de México, cuyas coordenadas geográficas son 19° 28'05" latitud norte y 98° 54'31" longitud oeste con una altitud de 2 244 m. El invernadero utilizado para este estudio es típico del centro de México, de triple túnel con estructuras de metal y cubiertas de plástico de polietileno de alta densidad, con malla anti-insecto en las paredes laterales, además cuenta con un sistema de ventilación pasiva a través de ventilas laterales y cenitales y es de apertura manual (**Figura10**).

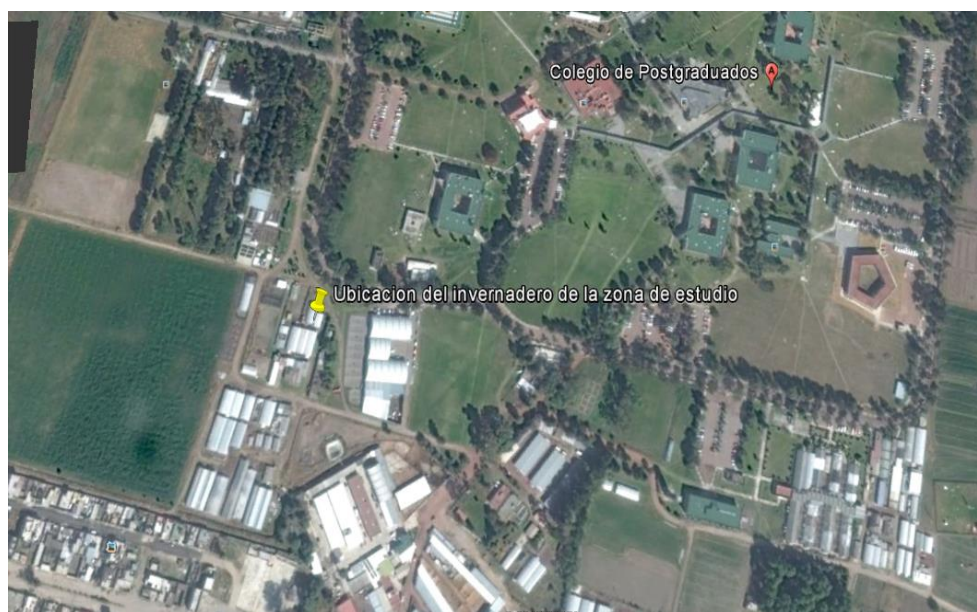


Figura 10. Localización de la zona de estudio ubicado en el Colegio de Postgraduados

En la zona se registra una temperatura media anual de 15.3 °C y una precipitación pluvial anual de 603 mm. La evaporación media anual es de 1743 mm. La temperatura media en el mes más caliente es de 18 °C y en el más frío de 11 °C. El periodo de lluvias es de mayo a octubre, con un máximo promedio en julio, de 130 mm y la época seca es de noviembre a abril. El clima se clasifica templado-frío (García, 1981).

2.1.2. Semillero

Para la obtención de las plántulas en el ciclo 2014 se sembraron semillas de chile poblano variedad “Capulín F1” y para el ciclo 2015 se sembraron semillas de jitomate saladette variedad “Cid F1” ambos de crecimiento indeterminado en charolas de poliestireno de 200 cavidades y se depositó una semilla por cavidad. El sustrato que se utilizó para la germinación fue turba (Peat Moss) manteniendo humedad óptima para asegurar la germinación (**Figura 11**).



Figura 11. Producción de plántulas de chile poblano y jitomate en charolas de poliestireno

2.1.3. Características físicas del sustrato

Se determinó las propiedades físicas del tezontle en cinco repeticiones, el análisis se llevó a cabo en el laboratorio de Relación Agua Suelo Planta y Atmosfera (RASPA) en el Postgrado de Hidrociencias. En el (**Cuadro 1**) se observa las características físicas del tezontle (roca volcánica).

Cuadro 1. Características físicas de tezontle que se utilizó como sustrato para el experimento

NR	PT	CB	VAS	VAD	CR	DA	PR	CA	CC
	(kg)	(L)	(L)	(L)	(L)	(g cm ⁻³)	(%)	(%)	(%)
1	10.075	10.24	4.10	2.485	1.62	1.02	40.04	60.61	18.30
2	9.512	10.24	4.20	2.420	1.78	1.08	41.02	57.62	18.60
3	9.585	10.24	4.38	2.637	1.74	1.07	42.77	60.21	18.13
4	10.025	10.24	4.20	2.530	1.67	1.02	41.02	60.24	18.45
5	10.200	10.24	4.10	2.400	1.70	1.00	40.04	58.54	18.08
	Promedio			2.490	1.70	1.04	40.98	59.44	18.31

NR= número de repeticiones, PT= peso del tezontle, CB= capacidad de la bolsa, VAS= volumen de agua a saturación, VAD=volumen de agua drenada, CR=capacidad de retención, Da= densidad aparente, PT= porosidad total, CA= capacidad de aire, CC= capacidad de campo.

2.1.4. Trasplante

A los 60 (chile poblano) y 46 (jitomate) días después de la siembra las plántulas se extrajeron de la charola con cepellón y se colocaron en bolsas maceteras con tezontle rojo (roca volcánica) con dos orificios en la parte inferior para drenar excedentes de fertirriego. Inmediatamente después del trasplante se aplicó el riego con solución nutritiva diluida de Steiner (1984) bajo un sistema de riego por goteo (**Figura 12**).



Figura 12. Trasplante de plántulas de chile poblano y jitomate en bolsas maceteras

Un día antes de esta práctica se aplicaron dos riegos pesados al sustrato de tezontle para mojar el sustrato y llevarlo a capacidad de campo y mantenerlo hasta el trasplante. Las características de las plántulas trasplantadas presentaron una altura de 15 cm en promedio con tres a cuatro hojas verdaderas, con cepellón y apariencia sana. Esta labor se efectuó cuidando que la raíz quedara vertical y el cuello de la plántula al nivel del sustrato. Una vez realizado el trasplante la planta se desarrolló bajo un sistema hidropónico bajo condiciones protegidas (**Figura 12**). Al momento del trasplante, las raíces de las plántulas se sumergieron en una solución de fungicida Previcur con una dosis de 1 mL L⁻¹ de agua como medida preventiva para el ataque de hongos y bacterias.

2.1.5. Solución nutritiva

La formulación química de la solución nutritiva utilizada, se originó a partir de la solución descrita por Steiner (1984), que consisten en restar los aniones y cationes detectados con base al análisis de agua previamente determinado.

Al momento de preparar la solución nutritiva se ajustó el pH del agua a 5.5 mediante la adición del ácido sulfúrico al 98% (258 mL por cada 5 m³) de agua, actividad que es indispensable para evitar precipitados y eliminar la mayor parte de los bicarbonatos presentes. Se preparó la solución nutritiva por cantidades de 5 m³ de agua (**Cuadro 2**), al finalizar la preparación de la solución nutritiva se midió la conductividad eléctrica (CE).

Cuadro 2. Fertilizantes y sus dosis que se usaron para preparar la solución nutritiva

Fertilizantes	Formulas químicas	Dosis para 5 m³ de agua
Ácidos		
Ácido sulfúrico	H ₂ SO ₄ (98%)	258.15 mL
Ácido fosfórico	H ₃ PO ₄ (85%)	337.11 mL
Sulfatos		
Sulfato de magnesio	MgSO ₄ .7H ₂ O	1675.24 g
Sulfato de potasio	K ₂ SO ₄	1231.05 g
Nitratos		
Nitrato de potasio	KNO ₃	2020 g
Nitrato de calcio	Ca(NO ₃) ₂ .4H ₂ O	4720 g
Micronutrientes		
Sulfato de cobre	CuSO ₄ .5H ₂ O	6 g
Ácido bórico	H ₃ BO ₃	11.37 g
Quelato de hierro	Segaquel	30 mL

2.1.6. Aplicación de los riegos

A partir del primer mes de trasplante se aplicó la solución nutritiva de Steiner (1984) con un potencial osmótico de -0.046 MPa, posteriormente se aplicó la solución completa con potencial osmótico de -0.087 MPa. En las dos primeras semanas se aplicaron cinco riegos al día a partir de (10:00, 12:00, 13:00, 14:00, 15:00 h) con una duración de 3 minutos.

Posteriormente se incrementaron a nueve riegos al día (9:00, 10:00, 11:00, 12:00, 13:00, 14:00, 15:00, 16:00 y 17:00) con una duración de 4 minutos por cada riego tomando referencias que obtuvo (Flores *et al.*, 2007). La fertilización se reforzó vía foliar con (Nutriplus y Musol) con una dosis de 1 (mL L⁻¹).

2.1.7. Tutorio de las plantas

Las plantas se condujeron a 2, 3 tallos y sin poda para el cultivo de chile poblano y 1, 2 y 3 tallos para el cultivo de jitomate, para esto se eliminaron los brotes axilares de los tallos principales durante todo el ciclo de cultivo, esta práctica se hizo manualmente y se inició a los 20 días después del trasplante (la eliminación de los brotes fue conforme iban apareciendo). Para guiar a la planta y mantener el tallo en una posición erguida y lograr un mejor manejo sanitario se realizó el tutoreo, que consistió en colocar en la parte superior de la nave, dos hileras de alambres reforzadas sujetadas sobre la base de un marco metálico existente, mismo que sirvieron de soporte para afianzar los cordones de rafia atada con anillo de plástico sobre base del tallo de la planta (debajo de la primera hoja), dándole dos a tres vueltas en espiral hacia arriba para fijarlo al alambre señalado a un altura aproximada de 3 m. Se colocaron trampas amarillas para insectos con la finalidad de disminuir la incidencia de plagas principalmente la mosquita blanca.

2.1.8. Polinización

La polinización se efectuó mediante el golpeo ligero en las líneas de tutoreo. Para mantener la humedad y temperatura adecuada se mantuvieron abiertas las ventilas cenitales y laterales del invernadero durante todo el experimento. Se llevó a cabo la continua limpieza del tinaco de la solución nutritiva y de la tubería principal en el cabezal y las mangueras secundarias para evitar problemas de taponamiento de los goteros, así como la limpieza en los pasillos de los tratamientos. Durante el crecimiento de las plantas se mantuvieron hasta 6 cortes para chile poblano y 9 cortes para jitomate (10 racimos) y se eliminaron las yemas axilares. Solamente el cultivo de jitomate se podó 3 veces las hojas en estado de senescencia.

2.1.9. Plagas y enfermedades

Se hicieron aplicación preventivas contra enfermedades fungosas como Previcur, Ridomil Bravo para tizón tardío y Amistar para control de cenicilla de la hoja con una dosis de 1 mL L⁻¹. Para control preventivo de plagas de mosquita blanca se realizaron aplicación de Actara 25 WG, una mezcla de (Applaud 40 SC y Warton SC) una dosis de 1 mL L⁻¹ posteriormente se hizo otra mezcla de (Biodie con Actara 25 WG) con una dosis de 1 mL L⁻¹, con esta última mezcla de productos se pudo eliminar la presencia de la mosquita blanca en el cultivo.

2.1.10. Descripción del marco de plantación

El maco de plantación fue “tresbolillo”, con separación de 40 cm entre plantas y de 45 cm entre líneas, trasplantadas en bolsas maceteras negro de 35 x 35 cm llenados con tezontle en camas cuyas dimensiones fueron de 1.35 m de ancho por 20 m de largo. La densidad de plantas en promedio fue de 3 (pl m⁻²). El sistema de riego fue goteo, con una línea regante superficial de 16 mm en diámetro y espaciadas a 40 cm para cada cama. Cada línea regante se instaló goteros a 40 cm de separación y un gasto de 4 L h⁻¹ por gotero. El piso fue cubierto con “Ground Cover” para evitar el crecimiento de malezas.

2.1.11. Establecimiento de los tratamientos

Para el cultivo de chile poblano se establecieron tres tratamientos (T) con diferente número de tallos que consistieron de la siguiente manera: el (T1) consistió en dos tallos por planta, el (T2) consistió en tres tallos y el (T3) fue sin poda.

Para el cultivo de jitomate se establecieron tres tratamientos con diferente número de tallos que consistieron de la siguiente forma: el (T1) consistió en un solo tallo, el (T2) consistió en dos tallos y el (T3) en tres tallos por planta. El área de cada tratamiento fue de 53 m² llegando establecer una superficie total de 130 m². Cada tratamiento principal se estableció en parcelas de 2 camas de 20 m de longitud separados a 1.35 m. La distribución de los tratamientos se hizo en parcelas divididas en bloques al azar con 4 repeticiones cuyas dimensiones fueron 10 m de largo por 1.35 m de ancho cada una.

CAPÍTULO III. ESTIMACIÓN DEL ÍNDICE DE ÁREA FOLIAR DE CULTIVOS DE CHILE POBLANO Y JITOMATE BAJO CONDICIONES PROTEGIDAS

RESUMEN

El índice de área foliar (IAF) es una variable útil para caracterizar la dinámica, productividad y requerimientos hídricos del cultivo. El objetivo de este estudio fue estimar el índice de área foliar utilizando la interceptación de la radiación fotosintéticamente activa en el cultivo de chile poblano y jitomate bajo invernadero. El trabajo se realizó en el Campus Montecillo del Colegio de Postgraduados. La fecha de trasplante fue el 20 de abril del 2014 y 2015, utilizando tezontle como sustrato bajo riego por goteo. El experimento consistió en tres tratamientos, T1 (dos tallos), T2 (tres tallos) y T3 (sin poda) para chile poblano y T1 (I Tallos), T2 (II Tallos) y T3 (III Tallos) para el jitomate. Para estimar el índice de área foliar se utilizaron dos métodos, el método directo (destrutivo) que consistió en extraer la planta y separar por órganos como hoja, tallo, raíz, flor y fruto, para medir el área foliar de la hoja se utilizó el integrador modelo LI-3100C. El segundo método fue indirecto (estimación) se utilizó un interceptómetro AccuPAR para mediciones de la radiación fotosintéticamente activa. Los resultados indican que el método de estimación presenta un buen ajuste para estimar el IAF donde se obtuvieron $R^2 = 0.89, 0.94, 0.90$ para T1, T2 y T3 respectivamente, con respecto al método directo que se obtuvo $R^2 = 0.89, 0.80$ y 0.82 para T1, T2 y T3 respectivamente con coeficiente de correlación entre ambos métodos de 0.91. Para el cultivo jitomate el IAF por el método de estimación fue de $R^2 = 0.92, 0.94$ y 0.96 para T1, T2 y T3 respectivamente, con respecto al método directo fue $R^2 = 0.968, 0.962$ y 0.996 para T1, T2 y T3 respectivamente, con un coeficiente de correlación entre ambos métodos de 0.98. En los parámetros de calidad de jitomate el T3 obtuvo el valor más alto en °Brix, % acidez y vitamina “C” mientras que el T1 obtuvo el valor más alto en la firmeza y pH. En los parámetros de °Brix, % acidez no se encontraron diferencia en los tratamientos y los parámetros de firmeza, vitamina C y pH si se encontró diferencia en los tratamientos. El rendimiento para el chile poblano fue de 54, 75, 85 t ha⁻¹ para T1, T2 y T3 respectivamente y se encontró diferencia significativa en los tratamientos. Para el cultivo de jitomate el rendimiento fue de 173.7, 151.5 y 148.3 t ha⁻¹ para T1, T2 y T3 respectivamente y se encontró diferencia significativa en los tratamientos.

Palabras claves: interceptómetro, integrador de área foliar, radiación fotosintéticamente activa

CHAPTER III. ESTIMATED LEAF AREA INDEX CROP POBLANO CHILI AND TOMATOES UNDER PROTECTED CONDITIONS

ABSTRACT

The leaf area index (LAI) is a useful tool for characterizing the dynamics, productivity and crop water requirements variable. The aim of this study was to estimate the leaf area index using interception of photosynthetically active radiation in growing poblano chile (*Capsicum annuum* L.) and tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) In greenhouses. The work was conducted in a greenhouse located in the Montecillo Campus of the Graduate College. The transplant date was April 20, 2014 and 2015, using as substrate tezontle under drip irrigation. The experiment consisted of three treatments, T1 (two stems), T2 (three stems) and T3 (without pruning) for T1 and poblano chile (I stalks), T2 (II stems) and T3 (III stalks) for tomatoes. To estimate the leaf area index were used two methods, the direct (destructive) which consisted of removing the plant and separating bodies such as leaf, stem, root, flower and fruit, to measure leaf area of the leaf used the LI-3100C integrative model. The second method was indirect (estimate) one AccuPAR ceptometer was used for measurements of photosynthetically active radiation. The results indicate that the estimation method presents a good fit for estimating the IAF which were obtained $R^2 = 0.89, 0.94, 0.90$ for T1, T2 and T3, respectively, compared to the direct method which was obtained $R^2 = 0.89, 0.80$ and 0.82 for T1, T2 and T3 respectively with correlation coefficient of 0.91 between the two methods. For growing tomatoes the IAF by the estimation method it was $R^2 = 0.92, 0.94$ and 0.96 for T1, T2 and T3, respectively, compared with the direct method was $R^2 = 0.968, 0.962$ and 0.996 for T1, T2 and T3, respectively, with a coefficient correlation between the two methods 0.98. In the quality parameters tomato T3 had the highest value °Brix% acidity and vitamin "C" while the T1 had the highest value in the firmness and pH. In the parameters of Brix, % acidity no significant difference was found in treatments and parameters of firmness, vitamin C and pH if significant difference in treatment. The yield for the poblano chile was 54, 75, 85 t ha⁻¹ for T1, T2 and T3 respectively and significant difference in the treatments. For the cultivation of tomato yield it was 173.7, 151.5 and 148.3 t ha⁻¹ for T1, T2 and T3 respectively and significant difference in the treatments.

Keywords: ceptometer, leaf area integrator, photosynthetically active radiation.

3.1 INTRODUCCIÓN

El cultivo de chile es una hortaliza que se cultiva todo el año en casi todo México y es uno de los principales productos hortofrutícolas de exportación. No obstante, el 80% de la producción es para el mercado interno, lo que determina su importancia como alimento ya que además de poseer minerales y vitaminas, es un condimento que se presenta en la mayoría de los platillos mexicanos. La especie de chile que más se cultiva es (*Capsicum annum* L.), con diferentes tipos de chile como son: jalapeño, serrano, pasilla, guajillo, poblano, pimiento morrón (Zegbe *et al.*, 2012).

La producción mundial de cultivo de chile ha tenido un aumento espectacular en los últimos 10 años en todas sus presentaciones (fresco, seco y procesado) tanto para consumo directo como para usos industriales (Zegbe *et al.*, 2012). Este aumento en la producción se debe a la creciente demanda principalmente de chiles picosos, que contienen mayor concentración de capsaicina.

Capsicum annum L. presenta gran variedad de tipos (Acosta y Chávez, 2003), uno de los cuales es el chile "poblano" o "mulato", que por ser ingrediente básico de platillos tradicionales, que es la base en la preparación del mole poblano y es de gran importancia gastronómica, económica y social en Puebla (Rodríguez *et al.*, 2007). Los estados de Guanajuato, Jalisco y Puebla son los productores más importantes de este cultivo, sobresaliendo en este último los alrededores de San Martín Texmelucan (Long-Solís, 1986).

Existen reportes por la SAGARPA (2008) que en el periodo de 1997 a 2008 en Puebla hubo una reducción de la superficie sembrada dedicada a este cultivo (14%), así como el rendimiento por hectárea (34%), por lo que ese estado podría dejar de ser un importante productor de este chile; adicionalmente, Rodríguez *et al.* (2007) mencionan que en la última década los rendimientos han disminuido de 25 t ha⁻¹ a 10 t ha⁻¹; estas pérdidas han sido causadas principalmente por la presencia de enfermedades fúngicas, bacterianas y por nemátodos, además de plagas, heladas y por la falta de paquetes tecnológicos apropiados que atiendan las necesidades del cultivo en la región.

El jitomate es una planta de la familia de las Solanáceas, cuya especie básica es (*Lycopersicon esculentum* Mill). En México, el jitomate es la segunda hortaliza más importante después del chile (*Capsicum annum* L.). En 2008, México ocupó el doceavo lugar como productor de jitomate y el

segundo lugar como exportador (SAGARPA, 2010). Sinaloa, es el estado que se ha consolidado como el primer productor de jitomate en México, cultivándose principalmente en los valles de Ahome, Culiacán y Guasave. En el Estado se siembran aproximadamente 18,623.05 ha, con una producción de 1, 039,367.64 t ha⁻¹, y un valor de poco más de 3 billones de pesos, lo que significa una importante fuente de empleos y divisas para esta zona (SIAP, 2013).

Según CAADES (2008), el jitomate es el cultivo hortícola más importante del Estado de Sinaloa durante el ciclo agrícola otoño-invierno. Este cultivo requiere de una cantidad considerable de mano de obra para labores de campo, empaque y el procesamiento industrial. La exportación de este cultivo a los Estados Unidos de América, genera anualmente ganancias mayores a un billón de dólares. Sin embargo Medina-Ríos (2011), menciona que en los últimos años, la superficie dedicada al cultivo de jitomate ha disminuido gradualmente, debido a diversos factores; entre ellos, la incidencia creciente de plagas y enfermedades. La importancia de la planta radica en que posee cualidades muy esenciales para adecuarse a la dieta alimenticia, para su consumo en fresco o procesado, representa una rica fuente de sales minerales y de vitaminas A y C principalmente, además de utilizarse en la industria cosmética, farmacéutica y ornamental. La planta es potencialmente perenne y muy sensible a las heladas, lo que determina su ciclo anual, de distinta duración según la variedad (Rodríguez *et al.*, 2001)

Un dato básico en el manejo agronómico del cultivo es el Índice de Área Foliar (IAF) ya que es un parámetro fundamental para el seguimiento del desarrollo y crecimiento de los cultivos, que es la base para estimar los requerimientos hídricos, nutricionales, eficiencia bioenergética y en la determinación potencial de daños fitosanitarios. Existe una estrecha relación de IAF con la interceptación de la radiación solar, asociada con la fotosíntesis y con los procesos transpirativos, aspectos fuertemente vinculados a la acumulación de biomasa y a la productividad. El IAF constituye la información básica para la modelización del crecimiento, desarrollo y rendimiento agronómico de los cultivos (Elings, 2000; De Oliveira *et al.*, 2007). La medición de área foliar es muy importante en la determinación de las etapas fenológicas, en la estimación del potencial de rendimiento biológico y agronómico, en el cálculo del uso eficiente de la radiación solar, así como también en el cálculo del uso eficiente del agua y de la nutrición de los cultivos (Sonntag *et al.*, 2008).

La región del espectro solar de mayor interés agrícola es la radiación fotosintéticamente activa (RFA), cuya longitud de onda está comprendida entre 400 y 700 nm. Debido a que las plantas realizan fotosíntesis y que el RFA es su fuente de energía, conocer la distribución espacial y temporal de la intercepción de la RFA por los cultivos es fundamental para el análisis de los procesos biológicos asociados (Grossi Gallegos, 2003 y 2004). Los valores del IAF son importantes como parámetro de entrada de energía en diversos procesos biológicos y su evaluación temporal tiene particular interés en el seguimiento del crecimiento de cultivos.

La radiación fotosintéticamente activa es un parámetro de gran importancia en el desarrollo de los cultivos por su intercepción y absorción por la cubierta vegetal. La RFA es la parte de la radiación solar disponible para la fotosíntesis y representa aproximadamente el 48% de la radiación solar (Monteith y Unsworth, 1990). La RFA captada por un vegetal determina directamente la producción de fotosintatos, influyendo sobre el crecimiento, la productividad y calidad del fruto de las plantas (Ferree, D.C., 1980). Los diferentes cultivos según sus sistemas de manejo (densidad de plantación, sistemas de conducción, combinación portainjerto/variedad, poda) son más o menos eficientes de acuerdo con la energía lumínica interceptada (Wunsche J., A., Lakso, T. Robinson, F. Lenz and S. Denning, 1996).

Los cultivos anuales generalmente logran captar casi la totalidad de la radiación disponible, cuando el desarrollo del área foliar está completo (Sceicz, 1974). De todas maneras, en los cultivos frutícolas, la totalidad del área foliar no intercepta más del 65-70% de la radiación disponible, hecho que limita el potencial de producción (Jackson, 1980). Es necesario tener en cuenta que en la fase de crecimiento de un cultivo los términos de intercepción y absorción referidos a la interacción de la radiación con la cubierta vegetal son prácticamente equivalentes, dada la escasa dispersión y la fuerte absorción de la radiación luminosa por los elementos verdes de la planta (Asrar *et al.*, 1989). Sin embargo en la fase de maduración y senescencia se produce intercepción de la luz por la cubierta vegetal, ya que la vegetación cubre el suelo, pero solamente una parte es absorbida, dado que en esta fase van desapareciendo progresivamente elementos verdes. Para medir la RFA se emplean aparatos como el interceptómetro, el cual mide la densidad de flujo de fotones fotosintéticos, que se define como la densidad de flujo de fotones comprendidos en la energía RFA, también se le llama densidad cuántico. A esta energía se le conoce como el Flujo de

Fotones Fotosintéticos (FFF), expresado como moles de cuantos (fotones) por metro cuadrado por segundo. La determinación de IAF se realiza con mucha frecuencia en la investigación agrícola y durante décadas se ha empleado en estudios básicos (Enciso y Gómez, 2004; Meyer y Davison, 1987), mejoramiento (Kolukisaoglu y Thurow, 2010), sanidad (James, 1974) o nutrición vegetal (Pagola *et al.*, 2009; Takebe y Yoneyama, 1989).

3.1.1. OBJETIVO GENERAL

El objetivo de este capítulo es estimar el índice de área foliar del cultivo de chile poblano y jitomate, bajo condiciones protegidas con tres condiciones de manejo en función del número de tallos con dos métodos: el método directo con el integrador de área foliar y el método estimado con el interceptómetro accupar y su relación con el rendimiento y calidad de frutos.

3.1.2. OBJETIVOS PARTICULARES

1. Determinar la intercepción de la radiación fotosintéticamente activa en ambos cultivos
2. Determinar el índice de área foliar con dos métodos en cultivos de chile poblano y jitomate, en función del número de tallos bajo condiciones protegidas.
3. Determinar el análisis de transmitancia de ambos cultivos
4. Determinar la materia fresca y seca de ambos cultivos
5. Evaluar el rendimiento por planta y total de ambos cultivos
6. Determinar los parámetros de calidad del cultivo de jitomate
7. Determinar la productividad del agua en ambos cultivos

3.1.3. HIPÓTESIS

Existe limitada información sobre el desarrollo y crecimiento del cultivo de chile poblano y jitomate con fines de calendarización del riego y nutrientes. Una de las variables de manejo agronómico asociadas a su productividad es el número de tallos. A mayor número de tallos mayor es el área foliar, sin embargo, la producción, en cantidad y calidad de frutos, puede verse afectada. Por lo que se requiere conocer el comportamiento de desarrollo del cultivo bajo diferentes condiciones de manejo con fines de calendarización de agua y fertilizantes.

3.2. REVISIÓN DE LITERATURA

3.2.1. El clima espontaneo en invernadero

En el interior del invernadero, los factores radiación, temperatura y composición de la atmosfera son modificadas generando un microclima distinto al local. Las modificaciones dependen esencialmente de la naturaleza y propiedades del material de cerramiento, de las condiciones de renovación de aire, de la forma, dimensiones y orientación del invernadero, de la cubierta vegetal presente y de las posibilidades de evaporación del suelo y de la cubierta (Berninger, 1989).

Este microclima no es uniforme y varía desde el centro a los bordes del invernadero, desde el suelo al techo y desde los límites de la cubierta vegetal a su interior. Se llama clima espontáneo al que se genera sin intervención humana y energética importante, especialmente sin aporte calórico, ni ventilación forzada ni pulverizada de agua.

Un invernadero, normalmente, contiene un cultivo que se riega y su suelo está húmedo. Un invernadero vacío y seco no tiene más interés que el teórico, a efectos de estudio, pero no es representativo de condiciones reales.

3.2.2. Efecto invernadero

El efecto invernadero es el resultado de dos fenómenos distintos: 1) Un efecto de abrigo o de confinamiento (efecto convectivo), derivado de la reducción de los intercambios de aire de la atmosfera exterior, y que es perceptible aún en invernaderos muy permeables al aire. 2) Un efecto invernadero debido a la existencia de la cubierta, que es una pantalla poco transparente a los rayos infrarrojos largos que emiten el suelo, la vegetación y todos los elementos interiores expuestos a los rayos solares (visibles e infrarrojos cortos), a los cuales esta pantalla es muy transparente (**Figura 13**). Este segundo efecto se designa, a veces, como efecto invernadero radiativo o trampa de calor.

Según la Ley de Wien, el producto de la temperatura de una superficie radiante (en K) por la longitud de onda dominante de los rayos emitidos en (mm) es constante, e igual a 2897 (k mm).

La temperatura media de la superficie del sol, asimilado a cuerpo negro, es 5800 K. el sol emite una radiación cuya longitud de onda dominante es de $2897/5800 = 05$ micras (abarcando desde 0.3 a 2.5 micras), es decir en el rango visible con un máximo en el límite del verde-azul con el amarillo.

Se complementa con el efecto de abrigo o de confinación del aire dentro del recinto. 1. El plástico deja pasar gran parte de radiación solar. 2. Las superficies y plantas del invernadero absorben la energía solar y reemiten energía (infrarrojo desde 0.3 a 2.5 micras). 3. La cubierta absorbe la energía (IR largo) y la reemite por sus dos caras, hacia adentro y hacia fuera (**Figura 13**)

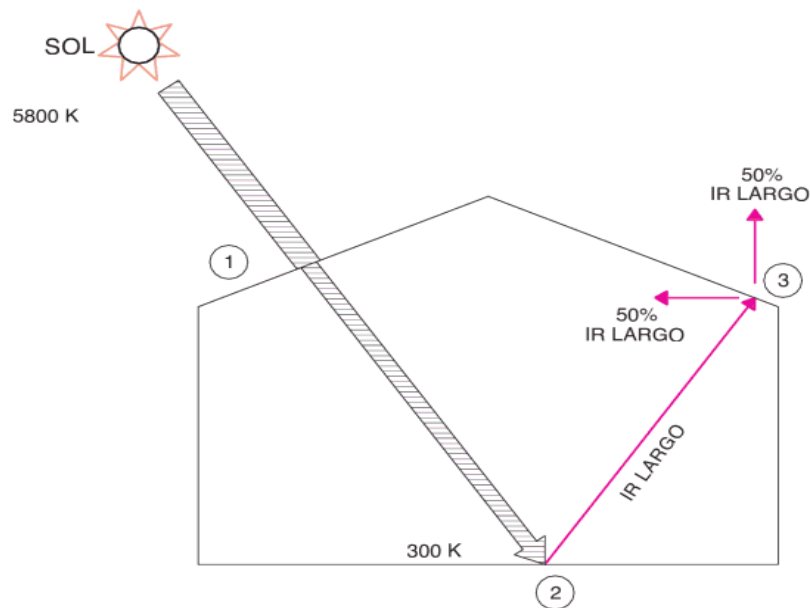


Figura 13. Esquema del efecto invernadero, propiamente dicho.

Los materiales de cerramiento de los invernaderos son transparentes a la radiación solar, dejándola pasar en su mayor parte. Las plantas y el suelo absorben la mayor parte de la radiación solar, sea cual sea su longitud de onda.

Durante el día, la radiación solar en su mayor parte atraviesa la cubierta plástica de un invernadero y es absorbida por las plantas y el suelo mayoritariamente. Las plantas y el suelo se calientan y reemiten energía, en longitudes de onda dominantes de unas 10 micras, abarcando desde 2.5 a 25 micras (rango infrarrojo largo), conforme a la Ley de Wien (pues su temperatura es de unos 300 K).

Esta energía reemitida por las plantas y el suelo es interceptada por el material de cubierta (al ser estos materiales, normalmente, opacos a la radiación infrarroja), que se recalienta y reemite a su vez energía hacia el exterior y hacia el interior en proporciones similares (**Figura 13**). El aire del invernadero se calienta, al estar confinado y no renovarse con el aire fresco del exterior.

Estos fenómenos generan un aumento de temperatura muy evidente de día, en relación con el exterior. Este efecto variará según las condiciones concretas de transmisión y absorción de la cubierta a las radiaciones y según las condiciones de ventilación y estanqueidad del invernadero. De noche, la diferencia de temperatura con el exterior es el resultado de un balance complejo en el que influyen, sobre todo, la temperatura del cielo y la temperatura bajo la cubierta y los intercambios de aire entre el invernadero y el exterior.

Al igual que el aire libre, en un invernadero sin calefactar puede darse inversión térmica en determinadas condiciones, dependiendo del tipo de cubierta. En noches de cielo despejado las pérdidas de energía por radiación infrarroja a la atmósfera son muy elevadas. Si el material de cubierta es permeable a estas radiaciones (como ocurre en el polietileno normal), en noches sin viento puede ocurrir que la inmovilidad del aire dentro del invernadero haga bajar la temperatura del interior más que la exterior, produciéndose inversión térmica. En el exterior, aunque ocurre un proceso similar de enfriamiento, los pequeños movimientos de aire compensan parcialmente ese enfriamiento, redundando en una temperatura más alta en el exterior.

En el pasado, el efecto invernadero radiativo era considerado el responsable del microclima del invernadero, pero hoy día ha quedado claro la importancia del efecto convectivo, debido al confinamiento del aire, por lo que el uso de la expresión efectivo invernadero debe referirse a ambos procesos, radiativo y convectivo (Papadakis *et al.*, 2000). En el (**Cuadro 3**) resume el comportamiento de los principales parámetros climáticos en invernadero en invierno.

Cuadro 3. Comportamiento de los principales parámetros de microclima en invernadero en invierno, según el tipo de tiempo (adaptado de Berninger, 1989).

Tipos	Exterior de Invernadero	Interior de Invernadero	
		De día	De noche
Cielo despejado	<ul style="list-style-type: none"> • Diferencia grande entre T día y noche. • Radiación solar alta (sobre todo directa). • HR baja, sobre todo si hace viento. • De noche, aire frío, cielo frío 	<ul style="list-style-type: none"> • Radiación solar alta (directa y difusa). • Ventilación alta para limitar temperatura y evitar déficit de CO₂. • Almacenaje térmico alto. • Evaporación elevada. 	<ul style="list-style-type: none"> • Calefacción posible para mantener temperatura. • HR alta (sin calefacción).
Cielo nublado	<ul style="list-style-type: none"> • T suaves. • Radiación solar débil, difusa. • HR alta, cielo caliente 	<ul style="list-style-type: none"> • Radiación solar débil. • Ventilación para limitar el confinamiento (HR alta, carencia de CO₂). • Almacenaje térmico escaso. • Evaporación baja. 	<ul style="list-style-type: none"> • Calefacción limitada o innecesaria, salvo riesgos sanitarios ligados a HR alta

3.2.3. La radiación solar en invernadero

Las condiciones de radiación solar en invernadero son muy importantes desde el punto de vista productivo, no sólo cuantitativamente sino también cualitativamente. La primera alteración que genera el invernadero sobre los parámetros microclimáticos es una reducción de radiación solar (**Figura 14**). Las características radiométricas de la cubierta del invernadero pueden, además, modificar significativamente la calidad de la radiación (espectro de distribución o proporción de radiación difusa) afectando a los cultivos, principalmente en cuanto a la eficiencia de uso de la radiación y sus efectos fotomorfogénicos (Baile, 1999), e influyendo sobre los insectos y microorganismos del invernadero.

En invernaderos unimodulares y en los laterales de invernaderos multimodulares, una parte importante de la luz que penetra se pierde por las paredes laterales. Por ellos, el uso de superficies reflectantes en los lados norte (en el hemisferio norte) puede contribuir a un aumento de la luz disponible (Day *et al.*, 1999).

Igualmente, el empleo de superficies reflectantes en el suelo, para reflejar la luz no interceptada por el cultivo, permite aumentar la luz disponible para el cultivo.

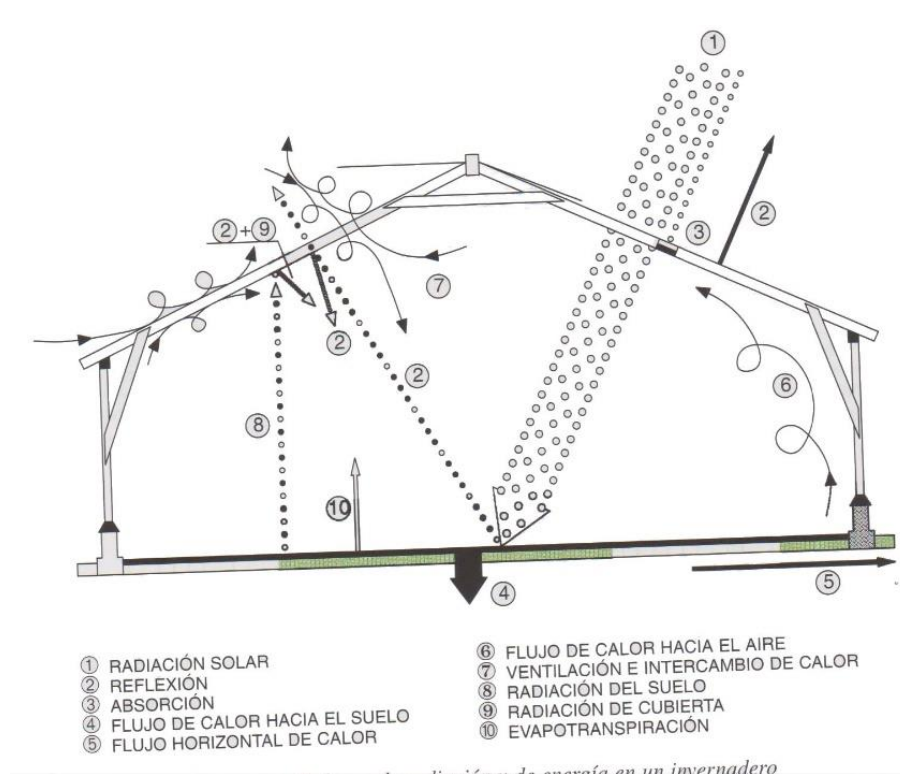


Figura 14. Balance de radiación y de energía en un invernadero (adaptad de Seeman, 1974)

3.2.4. Transmisividad a la radiación

La fracción de la radiación global transmitida dentro de un invernadero es designada como “transmisividad global del invernadero” (Zabeltitz, 1999). Han sido ampliamente documentadas las limitaciones productivas que implican los bajos niveles de radiación dentro de invernadero en otoño e invierno en la Costa Mediterránea Española, en cultivos de hortalizas que son exigentes en luz (Castilla *et al.*, 1999). Maximizar la radiación dentro del invernadero es, por tanto, un objetivo deseable en nuestras latitudes, especialmente en otoño e invierno.

A latitudes mayores de 30°, desde el ecuador, la reducción natural de radiación solar es el factor limitante incontrolado más importante para el conocimiento de los cultivos en invernadero, por lo que hay que conseguir la máxima cantidad, duración y uniformidad de radiación posible (Giacomelli *et al.*, 1999). La proporción transmitida (respecto al incidente) se conoce como transmisividad y varía según las características de lámina y el tipo de radiación. Cuando es directa depende, además, del ángulo de incidencia (i) ver la (Figura 15).

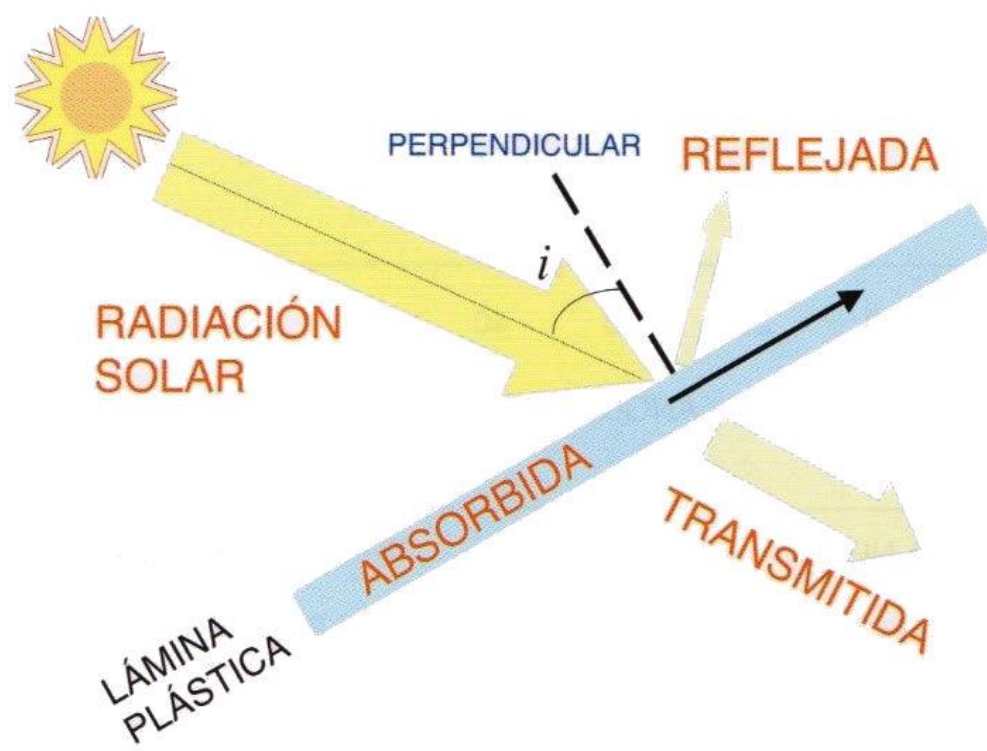


Figura 15. La radiación solar que incide sobre la lámina plástica es transmitida en parte (atravesando dicha lamina), reflejada o absorbitividad por las lámina.

Dicha transmisividad es función, entre otros factores, de las condiciones climáticas (nubosidad, principalmente, que determina las proporciones de radiación directa y difusa), de la posición del sol en el cielo (que dependerá de la fecha y hora del día y de la latitud del lugar), de la geometría de la cubierta del invernadero, de su orientación (este- oeste, norte-sur) del material de cerramiento (características radiométricas, estado de limpieza, condensación de agua en el interior) y de los elementos estructurales y equipos del invernadero que limitan, al sombrear, la radiación dentro del mismo (Bot, 1983; Zabeltitz, 1999; Soriano *et al.*, 2004). La transmisividad a la radiación solar directa variará en función del ángulo de incidencia (que forman el rayo solar y la perpendicular a la cubierta del invernadero, (**Figura 15**), siendo mayor transmisividad cuanto mayor menor sea dicho ángulo, decir, cuanto más perpendicularmente incida la radiación sobre la cubierta del invernadero (**Figura 16**). la transmisividad a la radiación difusa, al proceder esta de todas las direcciones de la bóveda celeste, está muy poco influida por la geometría de la cubierta del invernadero.

La transmisividad varía según las características del material. El envejecimiento de los plásticos, influido por el uso, reduce la transmisividad (**Figura 16**).

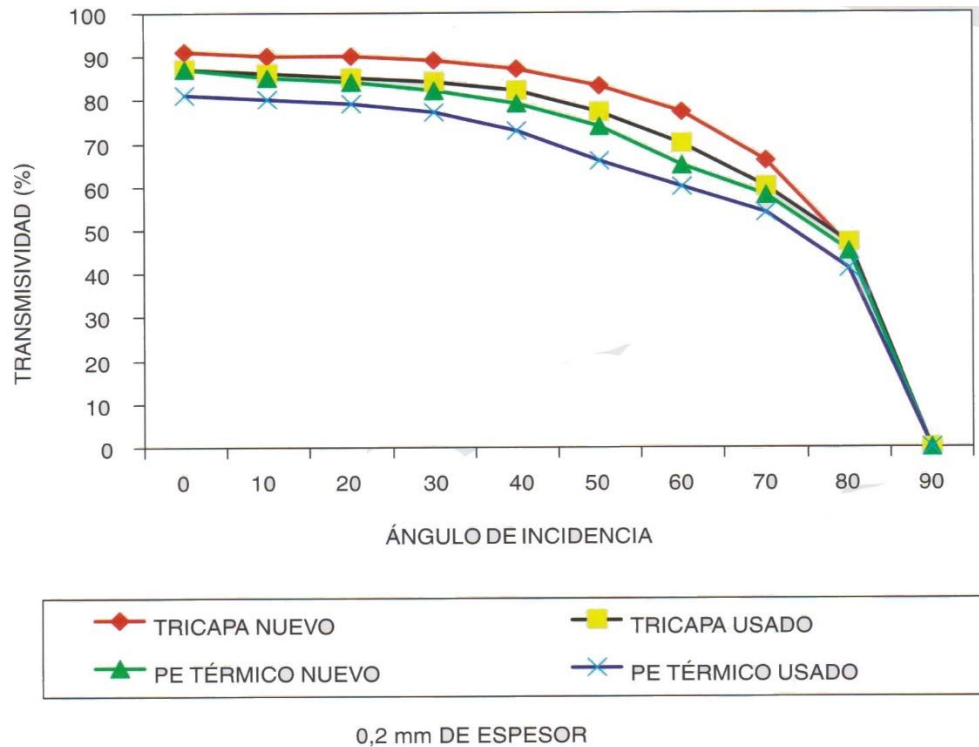


Figura 16. La transmisividad a la radiación directa, expuesta en porcentaje de la radiación incidente, decrece al aumentar el ángulo de incidencia (**Figura 17**).

La transmisividad global media (fracción de radiación global exterior que penetra en el invernadero) debe integrarse como valor medio en todo el invernadero, dada la variabilidad a que están sometidos, los diversos puntos de invernadero en cuanto a radiación (por su situación, por diferencias de sombreado de los elementos estructurales y de los equipos) en días despejados, cuando predomina la radiación solar es difusa (ausencia de sombras definidas, por su carácter adireccional) la distribución de radiación es más homogénea dentro de invernadero (Baille, 1999). La transmisividad instantánea media de un invernadero determinado varía a lo largo del día, influida por la posición del sol y de las características de la radiación. Normalmente, en un día soleado crece ligeramente desde el amanecer hasta el mediodía solar, decreciendo luego hasta el ocaso (**Figuras 17 y 18**).

Cuando se habla de transmisividad global de un invernadero, normalmente se entiende referida a la transmisividad media diaria (proporción de radiación acumulada diaria que penetra en el invernadero respecto a la exterior), para distinguirla de los valores instantáneos. Es importante resaltar las notorias diferencias exigentes, desde el punto de vista de la transmisividad, entre invernaderos unimodulares y multimodulares (cuyos módulos tengan igual geometría de cubierta) derivadas de los sombreos entre módulos, cuando las pendientes de cubierta tienen cierta inclinación (**Figura 19**), por lo cual los resultados obtenidos en invernaderos de un módulo no son extrapolables a los multimodulares.

En torno a los solsticios de invierno (21 de diciembre) y de verano (21 de junio), en días nublados. La radiación total diarias de cada caso es el área de la superficie delimitada por cada curva y el eje de abscisas. Línea negra: aire libre en verano. Línea roja: invernadero en verano. Línea verde: aire libre en invierno. Línea azul: invernadero en invierno (Costa Granada) ver (**Figura 17**)

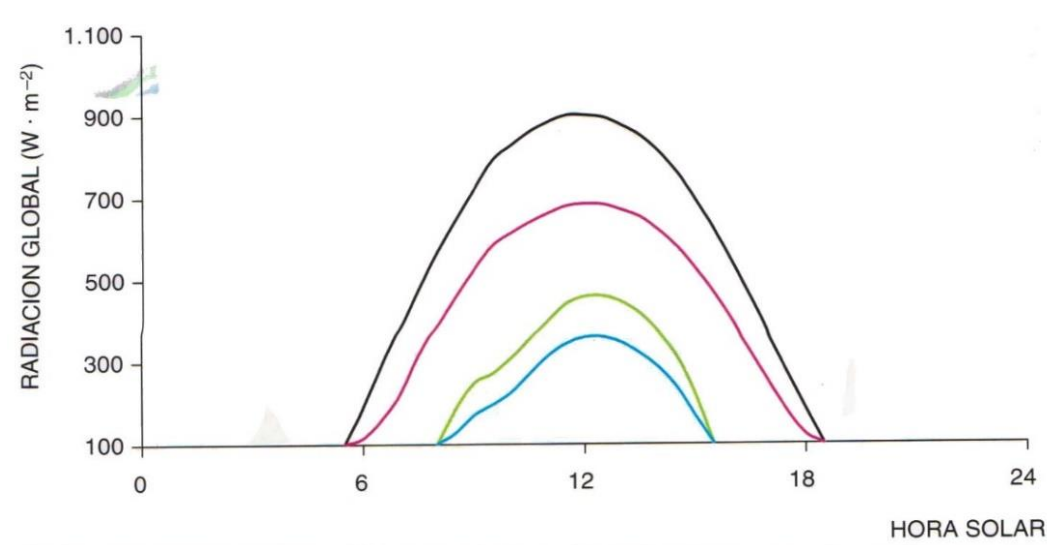


Figura 17. Evolución de la intensidad de radiación solar al aire libre y en invernadero.

Línea negra: aire libre en primavera. Línea roja: invernadero en primavera. Línea verde: aire en invierno. Línea azul: invernadero en invierno (Costa Granada) ver (**Figura 18**)

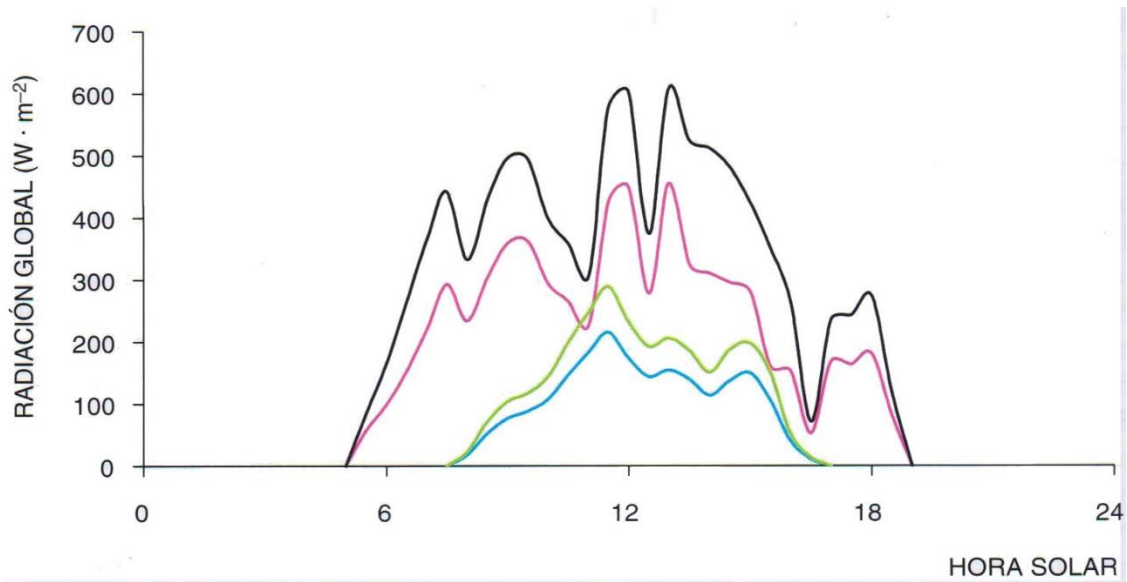


Figura 18. Evolución de la intensidad de radiación solar al aire libre y en invernadero en un día con nubes y claros de primavera y en otro de invierno.

Tienen relevancia en invernaderos multimodulares (especialmente en los orientados este-oeste), tanto las debidas a elementos estructurales (por ejemplo, sombra de canalón), como las originadas por cubiertas de gran pendiente (**Figura 19**).

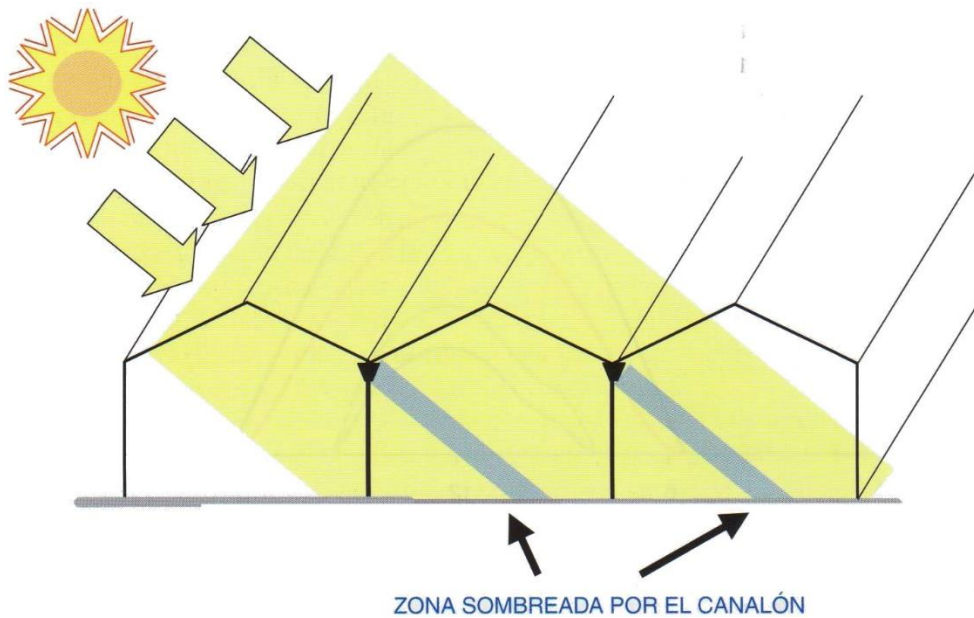


Figura 19. Las sombras de un módulo sobre el adyacente.

3.2.5. Orientación y transmisividad

La orientación del invernadero, que es designada por la dirección de la línea de cumbrera (eje longitudinal del módulo), en latitudes media incide claramente sobre la transmisividad, en otoño e invierno, en condiciones de día despejado (predominio de radiación directa) en invernaderos con cierta pendiente de cubierta. Para latitudes mayores de 30°, la orientación norte-sur es menos transmisiva en invierno que la este-oeste, aunque su uniformidad sea mayor (Giacomelli *et al.*, 1999). Al aumentar la elevación solar, en primavera y verano, estas diferencias se reducen notablemente (**Figura 20**). En invernaderos de muy baja pendiente de cubierta las diferencias de transmisividad entre la orientación este-oeste y norte-sur son mucho menores.

La uniformidad de radiación en estos invernaderos orientados este-oeste (simétricos con ángulos de cubierta de unos 30°) es menor (en días soleados) que en los orientados norte-sur, pero su transmisividad en otoño-invierno es superior, llegando a alcanzar diferencias de más del 10% de la radiación global diaria al aire libre en días soleados, en otoño al solsticio de invierno. No obstante, la mayor altura de los invernaderos (3.5-4.0 metros de altura en canalones), el menor ancho de las capillas (módulos) y las características de difusión de la radiación de las láminas plásticas empleadas hoy en día, amortiguan notablemente esas diferencias de uniformidad entre invernaderos multimodulares orientados este-oeste y norte-sur.

De modo en latitudes medias con predominio de días soleados en otoño e invierno, como ocurre en la costa mediterránea, la orientación este-oeste es preferible a la norte-sur, en invernaderos de cierta pendiente de cubierta (30°), mientras que si la pendiente de cubierta es baja (invernaderos tipo parral, de 10° de ángulo de cubierta) pueden resultar preferible la orientación norte-sur (Castilla, 2001). En todo caso, si en un invernadero es prioritaria la obtención de la máxima uniformidad de radiación (por ejemplo, en un semillero) la orientación norte-sur sería preferible. Otro aspecto a considerar al orientar el invernadero es la dirección de los vientos dominantes, que pueden ser razón prioritaria al optar por una orientación u otra. El viento tiene una gran influencia por sus efectos mecánicos sobre la estructura y por su influencia directa sobre el microclima interior y el balance de energía. El viento incrementa las pérdidas de calor y las fugas por infiltración de aire. Por todo ello, la orientación de cumbrera paralela a la dirección de los vientos dominantes puede ser preferible en algunos casos.

Las características de la parcela (forma, pendiente, obstáculos que generan sombras) pueden limitar las opciones de orientación del invernadero.

3.2.6. Optimización de la transmisividad

Valores de transmisividad diaria superiores a 0.7 en invernaderos de cubierta simple son poco frecuentes, pues lo normal es que oscilen entre 0.55 en (invierno) y 0.7 (verano), mientras en cubierta de doble varían de 0.5 a 0.6 (Baille, 1999). La reflectividad media de un invernadero es el orden de 0.2 a 0.25, y la absorptividad para el conjunto de cubiertas y estructuras varía de 0.15 en cubierta simple a 0.25 en cubierta doble (Baille, 1999).

Diferencia de transmisividad de techo con pendiente 10 y 30°, según esté orientado este-oeste (E-O) o norte sur (N-S) en el 21 de diciembre, 21 de febrero, 21 de abril y 21 de junio. Datos obtenidos por simulación, para latitud de 37° N, en invernadero tipo parral, con cubierta de polietileno tricapa nuevo, suponiendo solo radiación directa (situación hipotética) ver (Figura 20).

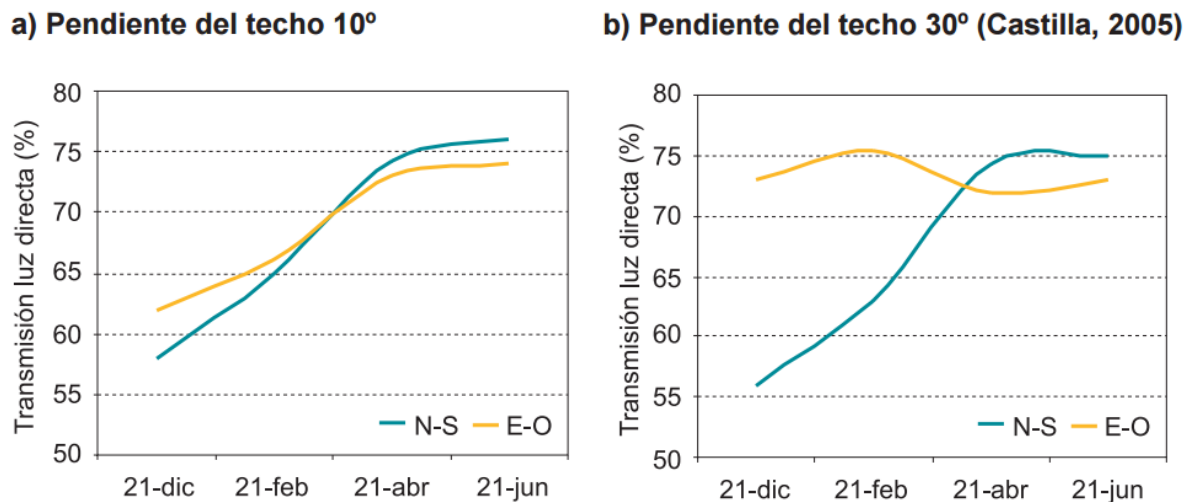


Figura 20. Diferencias de transmisividad global media diaria en un invernadero simétrico de pendientes de cubierta 10° C (izquierda), o de 30° C (derecha).

A nivel foliar, se ha definido el nivel de saturación de radiación a partir del cual los incrementos de radiación no conllevan aumentos paralelos de fotosíntesis. Esta situación (muy estudiada en cámaras de crecimiento en laboratorio) pueden producirse en invernadero durante los meses de alta radiación y a las horas centrales del día, pero solamente las hojas de estrato superiores del

cultivo sometidas a mayor radiación, mientras que las hojas de estrato inferiores (sombreadas por las superiores) reciben mucha menos radiación y están lejos del nivel de saturación.

Por ello, a nivel global de planta no suele darse saturación de radiación en las especies hortícolas comestibles, en nuestras condiciones mediterráneas, por lo que normalmente no parece justificado reducir radiación en invernadero por este motivo. Cabe, no obstante, limitar la radiación por otras razones (para limitar temperatura en invernaderos insuficientemente ventilados, por razones de calidad del fruto, para mejorar la coloración, por estrés hídrico).

El efecto anti-goteo de las láminas multicapa en su interior (una vez colocada en el invernadero) permite evitar la formación de gotas gruesas (al condensarse el vapor de agua en la lámina), que limitan la transmisividad (Jaffrin *et al.*, 1990; Zabeltitz, 1999) y contribuyen al posterior goteo del agua de condensación sobre el cultivo, con negativos efectos en su sanidad.

Lavar las cubiertas plásticas y restringir en el posible el blanqueo de los invernaderos, junto con una elección adecuada de lámina plástica, permiten una mayor disponibilidad de radiación dentro de invernadero (Montero *et al.*, 1985; Morales *et al.*, 2000). Otras medidas, como limitar las sombras de estructuras y de equipos (pantallas térmicas, mallas en ventanas) y de cortavientos exteriores, son deseables al implantar los invernaderos.

La calidad de la radiación es afectada por la suciedad depositada en la cubierta del invernadero, limitando más la radiación RFA que la infrarroja (Takakura, 1989). Así mismo, hay que considerar las técnicas de cultivo que optimizan el aprovechamiento de radiación (interceptándola) dentro del invernadero: orientación de líneas de cultivo norte-sur, densidad de plantas, entutorado, poda, uso de acolchados (Castilla, 1994). Conviene resaltar el interés de experimentar las técnicas de cultivo novedosas, previamente a su adopción generalizada. A este respecto, cabe destacar la negativa influencia en producción del uso de acolchado blanco (para incrementar la radiación captada por el cultivo) en invernaderos sin calefacción en nuestras condiciones (costa mediterránea) de otoño-invierno, al reducirla temperatura radical significativamente, tanto en cultivo en suelo como en sustrato (Lorenzo *et al.*, 1999; Hernández *et al.*, 2000).

3.2.7. La temperatura

En un invernadero sin calefacción la principal fuente de calor durante el día es la radiación solar, parte de la cual es almacenada en el suelo. Durante la noche, la energía procede principalmente del suelo, en forma de radiación infrarroja de onda larga.

3.2.8. La temperatura del aire

La temperatura del aire del invernadero es el resultado del balance energético del abrigo (**Figura 13**). El efecto invernadero tiene generalmente dos consecuencias: 1) De noche, debido a la limitación de pérdida por radiación infrarroja, las temperaturas mínimas son similares o ligeramente superiores de 1 a 3° C más altas (dependiendo del material de cubierta) que en el exterior, en el litoral mediterráneo (**Figura 21**). No obstante, en noches despejadas sin viento pueden producirse inversiones térmicas. 2) De día, debido a la trampa de calor y a la reducción de intercambios convectivos (al confinar el aire), la temperatura del aire es mayor que al aire libre, pudiendo ser excesiva con alta radiación si no ventila eficientemente (**Figura 21**).

La medida de la temperatura del aire debe efectuarse en un sitio representativo de las condiciones del invernadero, protegida de los rayos solares y en corriente de aire.

Existen diferencias de temperatura dentro de invernadero, estando más fríos los bordes Este, Oeste y Norte (en el hemisferio Norte), lo que se evita con el doble cerramiento (Berninger, 1989).

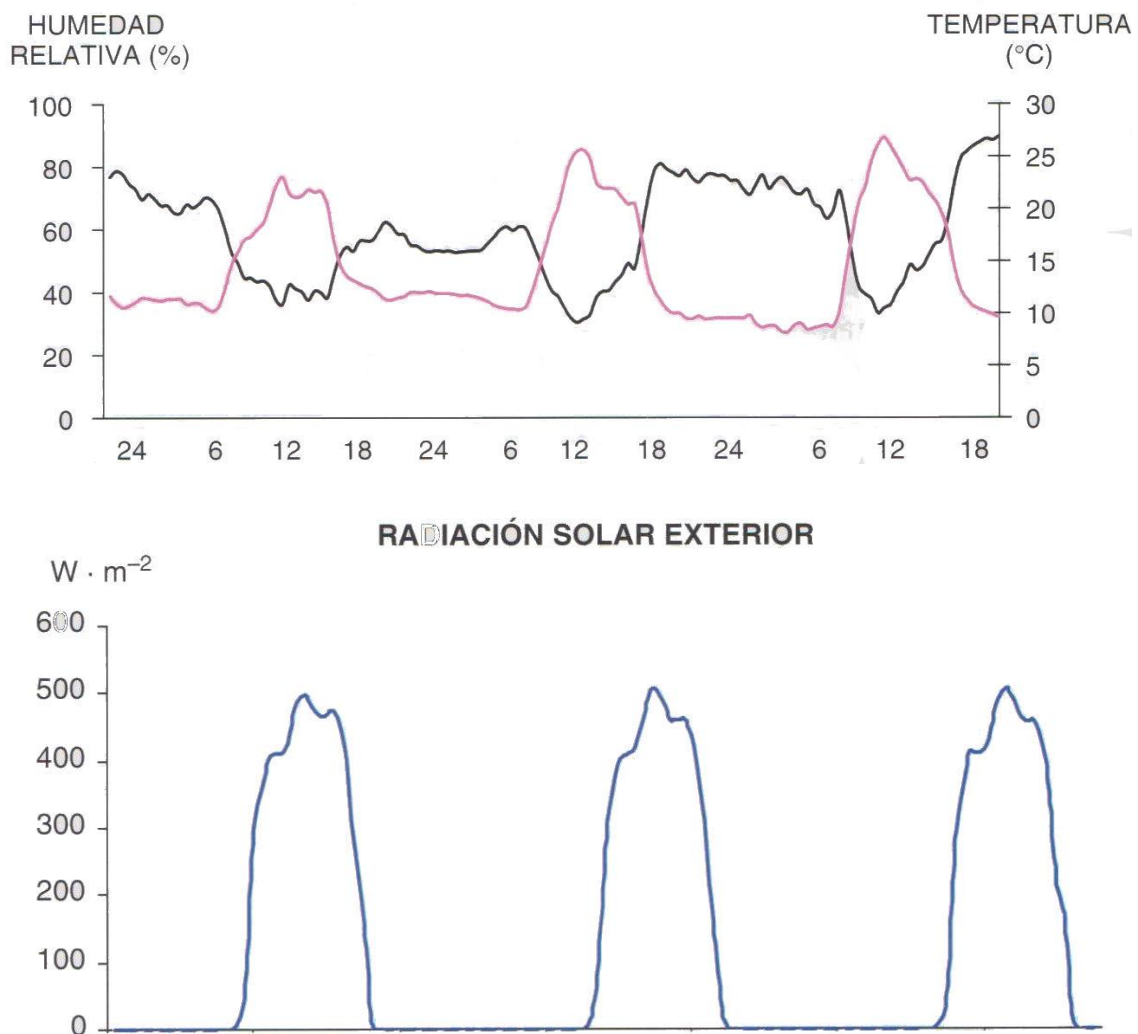
Las inversiones térmicas en invernadero sin calefacción pueden producirse en noches de calma, con cielos despejados, cuando las pérdidas por radiación hacia la atmosfera son máximas en el invernadero conocido como ventana de la atmosfera , si el material de cubierta del invernadero es permeable a la radiación en ese intervalo.

3.2.9. La temperatura de planta

Un termómetro colocado sin protección en invernadero durante la noche puede marcar distinta temperatura a la del aire; por aproximación, se denomina temperatura radiativa o índice de actinotérmico. Estas diferencias son mayores con cubierta de polietileno normal que con cubierta de vidrio. Esta temperatura radiativa representa mejor la temperatura de planta que el del aire, durante la noche.

De día, hay grandes diferencias en la temperatura de planta, respecto al aire y entre partes de la planta, dependiendo de la radiación recibida, de la evaporación de agua y de los movimientos del aire, entre otros factores. Las temperaturas de flores y frutos verdes suelen estar más fríos que los rojos. Cabría evaluar la temperatura de planta en base a diversas medidas de temperatura de aire, de pared del invernadero, de la superficie del suelo y de la evapotranspiración (Berninger, 1989).

Los intervalos de temperatura adecuados en invernadero, para la mayor parte de las especies, oscila entre 10 y 30° C, con valores diurnos superiores a los nocturnos. Como, además las mayores pérdidas de energía del invernadero se producen de noche (en torno al 75%) es favorable mantener temperatura más bajas de noche ya que, además, limitan las pérdidas por respiración (Hanan, 1998). A lo largo de varios días soleados de finales de invierno (Motril-Granada). Invernadero sin calefacción. Arriba: humedad en negro, temperatura en rojo (**Figura 21**).



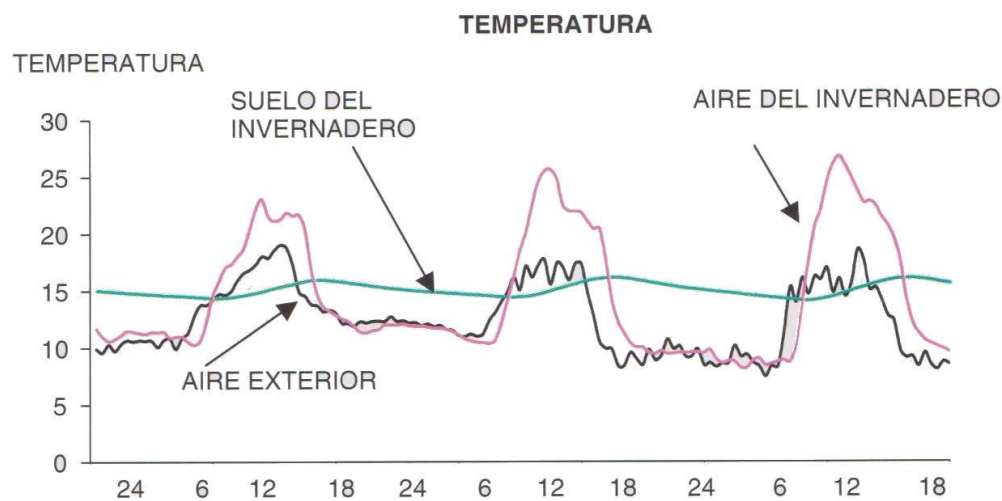


Figura 21. Evolución de diversos parámetros climáticos bajo invernadero y al exterior

En cultivos como el tomate, una temperatura nocturna en torno a 15° C limita las pérdidas por respiración y puede considerarse óptimas, constituyéndose en factor limitante si se supera esos valores nocturnos para ubicar invernaderos en latitudes subtropicales de baja costa (Jensen *et al.*, 1995).

Las temperaturas óptimas suelen decrecer con la edad de la planta, siendo mayores durante la germinación y primera fase del desarrollo. Cuando la radiación disponible o el contenido de CO₂ del aire aumentan, la temperatura óptima, desde el punto de vista fotosintético, también aumenta. Otros procesos fisiológicos pueden tener valores óptimos de temperatura distintos, como por ejemplo la distribución de asimilados.

La capacidad de la mayoría de las especies hortícolas para integrar la temperatura por periodos de 24 horas, o superiores, dentro de un rango de 10 a 25° C, implica que si mantiene la temperatura media del periodo de 24 horas el crecimiento no varía (Hanan, 1998), lo que permite flexibilizar el manejo de la calefacción para minimizar costos de producción.

3.2.10. La temperatura de suelo

En la zona superficial, las temperaturas de suelo siguen una evolución similar a la temperatura del aire, de aspecto sinusoidal y retrasado respecto a la del aire (**Figura 21**). Los valores extremos se amortiguan con la profundidad.

El tipo de riego influyen en la temperatura de suelo, de una parte por la propia temperatura del agua y de otra parte por su incidencia en la evaporación de agua del suelo y, por tanto, en el balance de energía (Berninger, 1989).

3.2.11. Inercia térmica del invernadero

El suelo junto con el sustrato en cultivos sin suelo, o las macetas en cultivos ornamentales, son el volante de inercia térmica del invernadero. El cultivo tiene poca importancia en relación a la inercia térmica comparado con el suelo. Una capa de suelo de 10 cm de espesor posee de 5 a 8 veces más capacidad térmica que la masa de un cultivo normal (Berninger, 1989).

El suelo restituye al invernadero durante la noche la energía almacenada durante el día. El acolchado blanco, empleado para reflejar la radiación, limita el calentamiento diurno del suelo y, por tanto, reduce la función de inercia térmica del suelo.

Los suelos acolchados con materia orgánica, que limitan la evaporación de agua superficial y contribuyen a generar CO₂ al descomponerse, alteran de modo similar la función de inercia térmica del suelo.

3.2.12. El viento dentro del invernadero

El cerramiento con la película de cubierta y laterales del invernadero implica una enorme reducción del viento respecto al exterior (Day *et al.*, 1999). Estas reducciones del viento tienen una gran repercusión sobre la fisiología de los cultivos y sobre el microclima de los invernaderos, debido al confinamiento del aire del recinto (efecto invernadero).

Puede ser de interés, si la ventilación del invernadero es limitada o si se genera estratificación de las capas de aire interior, remover el aire con ventiladores de desestratificación.

3.2.13. La atmosfera de los invernaderos

Un invernadero cerrado no es estanco, pues nunca se consigue un hermetismo total. Los intercambios de aire con el exterior dependen mucho del viento exterior. La tasa de renovación horaria (R) se define como el cociente entre el volumen de aire exterior que entra por hora y el volumen total del invernadero. O también por el volumen medio del aire intercambiando por unidad de superficie de suelo en una hora ($\text{m}^3 \text{m}^{-2} \text{h}^{-1}$).

3.2.14. La aireación en los invernaderos

La aireación de los invernaderos se justifica por tres necesidades: 1) Para evitar el calentamiento excesivo de día. 2) Para asegurar unos niveles mínimos de CO₂ y 3) Para controlar la higrometría.

En invernaderos grandes. Debe alcanzarse una tasa de renovación (R) horaria, en verano, de 30 a 60. Normalmente, como ocurre en el Mediterráneo, la ventilación estática no es óptima. Salvo con ventanas grandes y viento constante.

3.2.15. La higrometría del aire

La contribución más importante a los intercambios de vapor de agua en un invernadero la efectúa la transpiración del cultivo, aunque también tienen influencia la evaporación de agua desde el suelo húmedo, si se produce, y la condensación del vapor de agua en las diversas superficies del invernadero al enfriarse (Day *et al.*, 1999).

Durante el día, en invernadero la HR baja al subir la temperatura (**Figura 21**), aunque haya aumentado humedad absoluta con la transpiración. Al ventilar, el aire exterior (más frío y seco) que entra reduce la HR, pues este aire exterior se calienta con más rapidez de la que se enriquece de vapor de agua. Debería evitarse superar DPV de 1.1 kPa en invierno y de 2.7 kPa en primavera, como norma general (Berninger, 1989).

De noche, al enfriarse el invernadero, la HR crece pudiendo alcanzar la saturación (**Figura 21**) y entonces se produce condensación sobre las superficies del invernadero, empezando por la más fría que es la cubierta. Si el invernadero tiene suficiente pendiente, el agua condensada resbalaría, recogiéndose en los conductos al efecto si existen. Con poca pendiente de cubierta goteará sobre el cultivo. Si la cubierta es doble, la pared interior está menos fría (que con cubierta simple) y tarda más en condensarse el vapor de agua.

La transpiración de agua por el cultivo tiene una gran incidencia en la higrometría del aire. Un cultivo desarrollado evapora agua activamente, sombrea el suelo y limita el calentamiento del invernadero de día. Un invernadero sin cultivo y sin riego estará mucho más caliente en un día soleado y las variaciones día/noche de temperatura y HR serán mayores.

3.2.16. Contenido en CO₂

La ventilación, la fotosíntesis, la respiración de las plantas y la generación de CO₂ en el suelo (por respiración radical y descomposición de materia orgánica) influyen en el contenido de CO₂ del aire del invernadero.

De noche, por acumulación de CO₂ de la respiración de las plantas, la concentración es superior a la del aire exterior (**Figura 22**). De día, debido a la fotosíntesis, el CO₂ baja respecto al valor normal de 200 ppm, siendo limitante para la producción (Lorenzo *et al.*, 1997).

El objetivo de la ventilación es evitar reducciones de CO₂ superiores de 30 ppm, respecto al contenido normal del aire (350 ppm). La ventilación para reducir temperatura que suele tener, al menos, tasas de 20 a 30 renovaciones por hora suele ser suficiente para mantener niveles de CO₂ adecuados (**Figura 22**). En invierno, a mediodía, el consumo normal de 1.5 a 2 g CO₂ m⁻² h⁻¹ subiendo en primavera a valores medios de 3 en la costa mediterránea (Berninger, 1989).

3.2.17. Gases polucionantes

En invernadero, los gases polucionantes (al margen de los originados por tratamientos fitosanitario) son resultado del empleo de combustibles inadecuados (con exceso de impurezas) o defectuosamente quemados, cuando los gases de combustión se inyectan en el invernadero. Los defectos de combustión pueden generar CO (monóxido de carbono), etileno y óxidos nitrosos (N₂O), principalmente. Las impurezas más usuales (presenta de azufre) genera dióxido de azufre (SO₂). Los plastificantes de algunos materiales (silicona) pueden ser tóxicos para las plantas, pero su concentración en invernaderos normales no genera problemas, lo que sí puede ocurrir en las pequeñas cámaras de crecimiento (Langhans *et al.*, 1997).

Concentración de CO₂ en el interior de un invernadero, sin enriquecimiento carbónico, con cultivo de tomate, a lo largo de dos días, en función de la ventilación y de la radiación solar exterior (adaptado de Wacquant, 2000) ver (**Figura 22**).

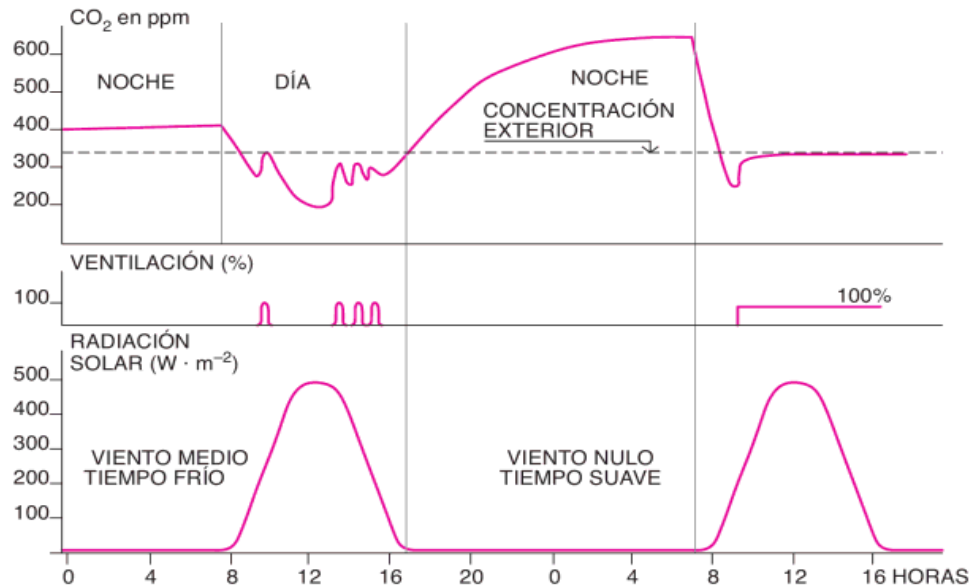


Figura 22. Concentración de CO₂ en el interior de un invernadero

3.2.18. La fotosíntesis

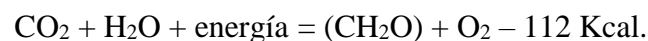
La radiación solar es la fuente de energía que utilizan las plantas en el proceso de fotosíntesis para sintetizar la materia orgánica. Los rayos luminosos son absorbidos por los cloroplastos y utilizados para la formación y asimilación de complejos compuestos orgánicos. Las radiaciones más absorbidas son las rojo-claro seguidas de la azul-violeta (Castillo y Castellvi, 2001).

3.2.19. La radiación solar produce dos tipos de efectos

Procesos fotoenergético (fotosíntesis).

Proceso de movimiento y formativo tales como tropismo, movimientos de orientación, alargamiento del tallo, formación de pigmentos y fotoclorigenina, etc.

En forma muy simplificada, la ecuación química de la fotosíntesis es la siguiente:



Desde el punto de vista de las relaciones planta-clima pueden destacarse los tres procesos siguientes:

- De difusión para el transporte de CO₂ desde el aire a los cloroplastos. Su intensidad depende particularmente de la concentración del CO₂ en la atmosfera.
- Fotoquímicos que convierte la energía luminosa en química. Su intensidad depende de la energía luminosa y no de la temperatura.
- Bioquímicos o enzimáticos muy influenciada por la temperatura y no por la luz.

La fotosíntesis es un proceso de baja eficiencia en la utilización de la energía solar, debido en parte por la elevada cantidad de energía requerida.

3.2.20. La fotosíntesis en relación con la intensidad de la luz y temperatura

La intensidad fotosintética de la mayoría de las hojas aumenta con la intensidad de la luz, casi linealmente en un pequeño intervalo, pero llega un momento, cuando la hoja se satura de la luz, en que la intensidad fotosintética se hace independiente de la cantidad de luz. Para las especies amantes de la sombra la saturación luminosa se alcanza a un máximo próximo a los 7000 KWm⁻² y para los cultivos amantes de la luz, en el caso de la caña de azúcar por ejemplo, la saturación se alcanza sobre los 42000 KWm⁻². Existen algunas especies para las que la actividad fotosintética puede incluso descender si la luz sobrepasa el punto de saturación (Castillo y Castellvi, 2001).

Con la intensidad relativa muy baja, la eficiencia en la utilización por las plantas puede alcanzar valores de hasta el 15% o superiores, para descender rápidamente al aumentar la intensidad de la luz hasta niveles de un 3% o inferiores. Hay que destacar que las especies amantes de la luz con hojas gruesas tienen invariablemente una intensidad de luz de saturación mayor que las especies de sombra con hojas más delgada.

Para intensidades de saturación de luz y concentraciones normales de CO₂, la fotosíntesis resulta afectada por la temperatura, y para la mayoría de las plantas en regiones templadas y tropicales el óptimo suele exceder los 25 °C. Sin embargo, para algunas plantas de hábitat ártico y alpino la temperatura óptima puede ser del orden de 10 a 15 °C (Castillo y Castellvi, 2001).

3.2.21. Fotosíntesis en relación con la concentración de CO₂

Para intensidades de luz muy bajas, la fotosíntesis en muchas plantas no resulta muy afectada por la concentración de CO₂ en el aire. Con intensidades elevadas se ha observado que la intensidad

fotosintética de una hoja en algunas especies aumenta cuando el contenido normal de CO₂ en el aire (0.03% del volumen) se eleva hasta un valor del 0-13% (Castillo y Castellvi, 2001).

El contenido de CO₂ en la atmosfera ha aumentado en un 10% durante los últimos 50 años como resultado de la combustión de fósiles por el hombre, la deforestación y actividad agrícola.

Aunque no ha sido posible aumentar la concentración de CO₂ en los campos de cultivos, se ha adoptado como una práctica comercial la inyección de CO₂ en invernadero en Francia, Holanda, Dinamarca, Inglaterra, etc., en plantas hortícolas tales como el pepino, jitomates y ornamentales (rosas, claveles, crisantemos, etc.). Para la mayoría de los cultivos el óptimo suele ser el 0.1%, siendo las fuentes de CO₂ más utilizadas la forma líquida, nieve carbónica, propano, etc. Se ha observado que las plantas jóvenes tienen necesidades algo más elevadas que las que están en una fase avanzada de maduración, y los cultivos en invernaderos con una atmosfera enriquecida en CO₂ no solo producen un mayor rendimiento, sino que también su maduración se anticipa (Castillo y Castellvi, 2001).

3.2.22. Respiración y fotosíntesis

La respiración aumenta con la temperatura hasta un máximo que varía con la planta. También varía con la intensidad de la luz siendo su efecto mucho menor que el de la temperatura por lo que aquellas no suele tenerse en cuenta. La intensidad de la respiración de las hojas es generalmente de un 5 a 10% de la fotosíntesis total para una luz de saturación y aire normal. Obviamente la intensidad respiratoria de las plantas completas es siempre mayor que la de las hojas aisladas, y en climas templados el valor medio para la mayoría de las especies suele estar comprendido entre el 20 y el 30% (Castillo y Castellvi, 2001).

Para intensidades de luz muy bajas, como puede suceder en el suelo de un bosque, la fotosíntesis neta puede ser muy pequeña o incluso negativa. El punto en que la intensidad respiratoria iguala a la fotosíntesis se llama **punto de compensación** y es función de la intensidad luminosa y de la temperatura (**Figura 23**).

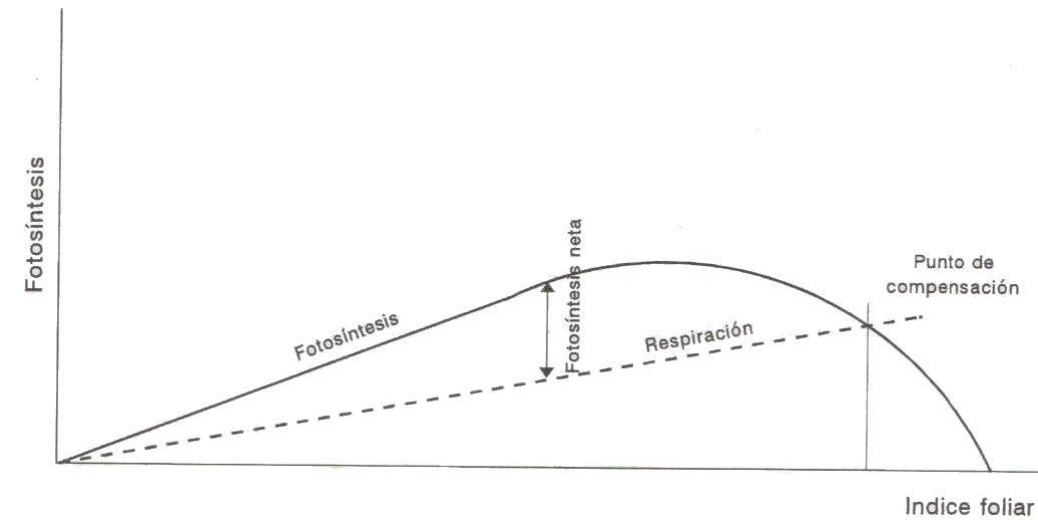


Figura 23. Punto de compensación

Para temperaturas dentro de los límites normales, el punto de compensación es del orden de 6900 a 1035 KWm^{-2} para las especies amantes de la luz y unos 345 KWm^{-2} para las de sombra. Una temperatura nocturna elevada aumenta la intensidad respiratoria y por lo tanto reduce la fotosíntesis neta, mientras que una temperatura elevada durante el día puede aumentarla. Puesto que una condición ideal para una elevada fotosíntesis neta es una combinación de una temperatura diurna elevada y baja durante la noche, es a menudo deseable una fuerte oscilación de la temperatura diaria. Hay otra serie de factores que afectan a la intensidad de la fotosíntesis neta tales como el déficit hídrico, la falta de nutrientes, ataques de plagas y enfermedades, etc. Otro aspecto de destacar es que la intensidad de la fotosíntesis de las hojas suele disminuir con la edad de las mismas. (Castillo y Castellvi, 2001).

3.2.23. Factores internos que influyen en la fotosíntesis

Para acceder a los cloroplastos de la estoma (donde se realiza la fotosíntesis) el CO_2 debe difundirse desde el aire exterior a la cavidad de la estoma. Este acceso de CO_2 hasta el estoma está dificultado por la estabilidad de las capas de aire que rodean la hoja (capa límite) y la cavidad estomática. El CO_2 debe vencer estas dos barreras, que se cuantifican por su resistencia: la resistencia de la capa límite y la resistencia estomática (Gijzen, 1995). Ambas barreras limitan la fotosíntesis y controlan los flujos de vapor de agua, de CO_2 y de O_2 , influyendo tanto en la fotosíntesis como en la transpiración y respiración.

Todos los factores que induzca el cierre estomático reduce la fotosíntesis. La falta de movimiento del aire reduce, también, la fotosíntesis, al aumentar el espesor de la capa límite en las hojas y elevar la resistencia a la difusión de las moléculas de CO₂ (Nobel, 1974) (**Figura 24**). La capa límite es la capa de aire inmóvil que rodea a la hoja donde se llevan a cabo los intercambios gaseosos por difusión molecular. En invernadero la escasez de viento, en relación con el cultivo al aire libre, genera gruesas capas límite. La resistencia a la difusión gaseosa de la capa límite de las hojas pueden ser notablemente superior a la de los estomas cuando los movimientos del aire son débiles, como ocurre en invernaderos cerrados (Urban, 1997). En la práctica, el horticultor debe mantener un cierto movimiento de aire en el invernadero para una fotosíntesis eficiente y una producción adecuada.

La acumulación de productos asimilados de la fotosíntesis en las hojas puede tener un efecto depresor de la propia fotosíntesis. Este proceso de translocación está regulado por diversos factores. Por ejemplo, una temperatura alta, al igual que la presencia de nitratos, favorecen esta translocación de asimilados. La falta de nitrógenos implica acumulación de almidón en las hojas, reduciendo la fotosíntesis (Acock *et al.*, 1990).

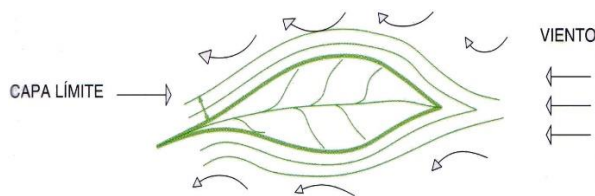


Figura 24. Esquema de hoja y de la capa límite (capa de aire inmóvil que la rodea)

3.2.24. Factores externos que influyen la fotosíntesis

La cantidad de fotosíntesis realizada por una planta es influenciada por tres propiedades de la luz: la cantidad de la luz, su intensidad y su duración. Solamente una fracción de la radiación solar global es empleada en la fotosíntesis. Esta fracción se conoce como Radiación Fotosintéticamente Activa (RFA). En el rango de (400-700 nm) no todos los fotones de distinta longitud de onda tienen la misma eficiencia fotosintética. Dentro los factores que influyen la fotosíntesis están la radiación, la temperatura, CO₂, humedad ambiental, inhibición de fotosíntesis.

3.3. LA RADIACIÓN FOTOSINTÉTICAMENTE ACTIVA (RFA)

Otro parámetro de gran importancia en el desarrollo de los cultivos es la Radiación Fotosintéticamente Activa (RFA), y su intercepción y absorción por la cubierta vegetal. La RFA es la parte de la radiación solar disponible para la fotosíntesis y representa aproximadamente el 48% de la radiación solar (Monteith y Unsworth, 1990).

La RFA es la región del espectro solar cuya longitud de onda está comprendida entre 400 y 700 nm. Los valores del RFA son importantes como parámetro de entrada de energía en diversos procesos biológicos y su evaluación temporal tiene particular interés en el seguimiento del crecimiento de cultivos. Debido a que las plantas realizan fotosíntesis y que la RFA es su fuente de energía, conocer la distribución espacial y temporal del mismo es fundamental para el análisis de los procesos biológicos asociados (Grossi Gallegos, 2003 y 2004).

La RFA puede referirse a fotones o bien a energía. En el sistema internacional de medidas (SI), la unidad de energía es el watt (W). La RFA bajo un cielo despejado tiene un valor de 400 a 500 Wm^{-2} . En el límite superior de la atmosfera, la irradiancia total es de 1360 Wm^{-2} (constante solar), cuando esta energía atraviesa a la atmosfera hacia la superficie terrestre, gran parte de ella se pierde por absorción y dispersión causada por vapor de agua, polvo, CO_2 y ozono, por lo que unos 900 Wm^{-2} alcanza las plantas dependiendo de la hora del día, época del año, elevación, latitud, condiciones atmosféricas y otros factores. De ella cerca del 50% corresponde al infrarrojo, un 5% es ultravioleta y el resto tiene longitud de onda entre 400 y 700 nm y es capaz de inducir fotosíntesis. Cuando se expresa en unidades de energía (watts o joule por segundo), se le conoce como radiación fotosintéticamente activa (**Cuadro 4**).

Cuadro 4. Tipos de energía que alcanza la tierra

Tipo de energía	Rango de espectro en (nm)	Porcentaje (%)
Ultravioleta	100-400	5
Fotosintética	400-700	45
Infrarrojo	>700	50

Fuente: Salisbury y Ross, 1994.

3.3.1. Importancia de la Radiación Fotosintéticamente Activa para las plantas

La RFA captada por un vegetal determina directamente la producción de fotosintatos, influyendo sobre el crecimiento, la productividad y calidad del fruto de las plantas (Ferree, D.C., 1980). La misma está comprendida en el rango 400-700 nm de longitud de onda. Los diferentes cultivos según sus sistemas de manejo (densidad de plantación, sistemas de conducción, combinación portainjerto/variedad, poda) son más o menos eficientes de acuerdo con la energía lumínica interceptada (Wunsche J., A., Lakso, T. Robinson, F. Lenz and S. Denning, 1996).

Los cultivos anuales generalmente logran captar casi la totalidad de la radiación disponible, cuando el desarrollo del área foliar está completo (Sceicz, 1974). De todas maneras, en los cultivos frutícolas, la totalidad del área foliar no intercepta más del 65-70% de la radiación disponible, hecho que limita el potencial de producción (Jackson, 1980).

Es necesario tener en cuenta que en la fase de crecimiento de un cultivo los términos de intercepción y absorción referidos a la interacción de la radiación con la cubierta vegetal son prácticamente equivalentes, dada la escasa dispersión y la fuerte absorción de la radiación luminosa por los elementos verdes de la planta (Asrar *et al.*, 1989). Sin embargo en la fase de maduración y senescencia se produce intercepción de la luz por la cubierta vegetal, ya que la vegetación cubre el suelo, pero solamente una parte es absorbida, dado que en esta fase van desapareciendo progresivamente elementos verdes.

3.3.2. Calidad de la luz para las plantas

Las respuestas fisiológicas de las plantas para distintas longitudes de onda difieren con las especies y variedades. El efecto de la distribución de la energía espectral sobre la reacción bioquímica de las plantas ha sido investigada intensamente durante los últimos años, si bien las conclusiones deberían limitarse a un ambiente controlado, siendo necesario estudiar la calidad de la luz en un medio natural para una mejor aplicación agrícola, para lo cual es de vital importancia poder disponer de una instrumentación adecuada para realizar observaciones de luz y cultivo (Castillo y Castellvi, 2001).

La respuesta a los efectos espectrales se resume a continuación:

1. Banda mayor de 1000 nm. No interviene en los procesos bioquímicos y se transforman en calor al ser absorbida por la planta.
2. Banda de 1000 a 700 nm. Interviene en el alargamiento de las plantas.
3. Banda de 700 a 610 nm. Es la banda más absorbida por la clorofila y de máxima actividad fotosintética en la región del rojo. Frecuentemente presenta además un fuerte efecto fotoperiódico.
4. Banda de 610 a 510 nm. De pequeña actividad fotosintética y de débil acción formadora.
5. Banda de 510 a 400 nm. De fuerte absorción por la clorofila y otros pigmento. De intensa actividad fotosintética en el azul-violeta y de intensos efectos formativos.

La banda en la región del ultravioleta puede dividirse en tres partes A, B y C por sus efectos no relacionados con las plantas.

- a) Banda 315 a 500 nm. Fuerte respuesta por las emulsiones fotográficas.
- b) Banda 280 a 315 efectos antirraquíticos. De fuerte acción germicida y de intenso efecto epidémicos. Radiaciones de longitud de onda inferiores a 290 nm no alcanzan prácticamente la superficie de la tierra.
- c) Banda con longitudes menores de 280 nm. No alcanza la superficie terrestre y puede obtenerse con lámparas de luz ultravioleta. De fuerte acción germicida perjudicial para la vista. Por debajo de 260 nm sus efectos son letales sobre algunas plantas.

En cuanto a la iluminación lunar, no hay que descartar la acción de la luz de la luna en la floración ya que es suficiente un nivel muy bajo. Así se cree haber encontrado una acción positiva fotoperiódica clara sobre el rábano y la lechuga. Cada vez que la plantita se beneficia de una intensa luz lunar se adelanta la aparición de las inflorescencias que tienen un aspecto más ramificado. Estos resultados están de acuerdo con la creencia popular de que las plantitas (en semillero) con la luna en cuarto menguante evolucionan en sentido vegetativo, mientras que en cuarto creciente desarrollan menos las raíces o las hojas pero florecen antes de que las fases de la luna parezcan influir en la absorción de agua y en la germinación.

En cualquier caso todo parece indicar que la floración de algunas especies vegetales se estimula por la luz de la luna. También se ha observado que las fases de la luna parecen influir en la absorción de agua y en la germinación de algunas semillas, en noviembre, diciembre y enero, la intensidad de la luz es inferior a la necesaria. Como resultado de los avances con alumbrado artificial es ahora posible el cultivo de muchas especies durante estos meses del año (Castillo y Castellvi, 2001). La fotosíntesis y otras reacciones químicas dependen no solo de la energía total que hay en la luz, sino también del número de fotones o cuantos que se absorben. Un fotón energético, de la porción azul del espectro, tiene casi el doble de energía que uno situado en la porción del rojo, pero los dos fotones tienen exactamente el mismo efecto en la fotosíntesis. De allí en las reacciones fotoquímicas como la fotosíntesis la cantidad de luz se exprese como el número de fotones en el intervalo de longitud de onda de 400 a 700 nm (Salisbury y Ross, 1994).

3.3.3. Equipos para medir la radiación fotosintéticamente activa

Para esta medición se emplean los interceptómetros, los cuales miden la densidad de flujo de fotones fotosintéticos, que se define como la densidad de flujo de fotones comprendidos en la energía RFA, también se le llama densidad cuántico. A esta energía se le conoce como el Flujo de Fotones Fotosintéticos (FFF), sus unidades son moles de cuantos fotones por metro cuadrado por segundo.

3.4. EL ÍNDICE DE ÁREA FOLIAR

El Índice de Área Foliar (IAF), es una cantidad adimensional, que presenta el área de la hoja (lado superior solamente) por unidad de área de suelo debajo de ella. Se expresa como m^2 área foliar por m^2 de área de suelo. El IAF_{activo} es el índice del área foliar que contribuye activamente a la transferencia superficial de calor y de vapor. Esto es generalmente la parte superior, iluminada de un cultivo denso. Los valores de IAF para los diferentes cultivos difieren grandemente pero valores de 3 a 5 son comunes para muchos cultivos desarrollados. Para un cultivo dado, el IAF cambia a lo largo del periodo de crecimiento y alcanza normalmente su máximo valor antes o en la floración (**Figura 25**). El IAF también depende de la densidad de las plantas y de la variedad del cultivo (FAO, 2006).

Se le llama Índice de Área Foliar (IAF) a la relación entre la superficie de las hojas (una cara) y la superficie del suelo que la soporta. Este índice es óptimo en el límite entre un cultivo abierto y uno cerrado. Si es bajo, una parte de la luz se pierde; si es alto, una parte de las hojas no está iluminadas (autosombreamiento), pero respiran y le hacen perder carbono a la planta.

Las coberturas de cultivos muy rastreros, como el trébol blanco y el maní forrajero, se cierran para índices de área foliar próximos a 1 (1 m² de superficie de hoja por 1 m² de superficie de terreno), pues una sola capa de hojas puede cubrir enteramente el suelo. Por el contrario, las plantas erectas no se cierran en sus coberturas sino con valores de índice de 3 0 5 (Sierra, 2005).

3.4.1. La importancia del índice de área foliar

El IAF es una variable útil para caracterizar la dinámica y productividad de los cultivos, tiene una relación directa entre el área foliar y la capacidad de la planta para realizar la fotosíntesis y se define como el área de las hojas por unidad de área de superficie del suelo y es uno de los parámetros más útiles para caracterizar la vegetación, siendo una medida muy valiosa que ayuda a evaluar la densidad y biomasa de la cubierta vegetal.

La determinación del índice de área foliar constituye un parámetro fundamental en la evaluación del desarrollo y crecimiento de los cultivos, en estudios de requerimientos hídricos y eficiencia bioenergética y en la determinación de daños producidos por patógenos y plagas.

Además, por su estrecha relación con la intercepción de la radiación solar, con la fotosíntesis y con los procesos transpiración, aspectos fuertemente vinculados a la acumulación de biomasa y a la productividad, constituye una información básica para la modelización del crecimiento, desarrollo y rendimiento agronómico de los cultivos (Elings, 2000; De Oliveira *et al.*, 2007).

Los fisiólogos, biólogos y los agrónomos han demostrado que la medición de área foliar es uno de los parámetros muy importantes en la determinación de las etapas fenológicas, en la estimación del potencial de rendimiento biológico y agronómico, en el cálculo del uso eficiente de la radiación solar, así como también en el cálculo del uso eficiente del agua y de la nutrición de los cultivos (Sonnentag *et al.*, 2008).

La resistencia estomática (total), r_l , es la resistencia media de una hoja individual. Esta resistencia es específica para cada cultivo y difiere entre variedades del cultivo y su manejo. Usualmente aumenta con la edad del cultivo y llega al máximo cuando la representación típica de la variación del índice de área foliar (IAF) activo (verde a lo largo del periodo de crecimiento de un cultivo de maíz (**Figura 25**).

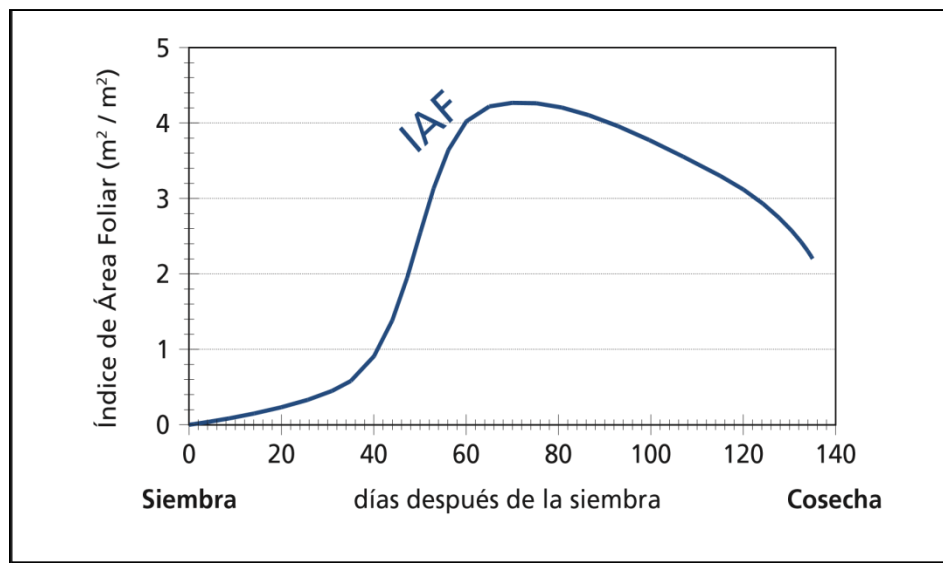


Figura 25. Índice de área foliar del cultivo a lo largo de su periodo de crecimiento

El índice de área foliar es el área total de las hojas que se proyectan verticalmente sobre la unidad de superficie del terreno. Existen varios métodos para medir el área de las hojas de las plantas.

1. Reproduciendo el contorno de la hoja y planimetrando el área
2. Mediante la relación peso-superficie
3. Mediante la longitud y anchura de la hoja
4. Mediante el uso de fotografías por comparación visual con las hojas
5. Métodos fotocásticos.
6. Mediante interceptómetros.

Para una intensidad determinada de la radiación, el crecimiento de una planta aumenta con el índice de área foliar hasta un máximo para descender después. La situación más ventajosa será la presencia de un índice de área foliar máximo cuando las condiciones climáticas sean más favorables para la fotosíntesis, en particular cuando se alcancen elevado en la radiación solar

(Castillo y Castellvi, 2001). Bajo condiciones normales en el campo, la luz es poco aprovechable en las primeras fases de crecimiento, siendo aconsejable favorecer el desarrollo foliar mediante una fertilización adecuada, elevar la temperatura del agua de riego si fuese posible, etc. Un mejor aprovechamiento de la luz puede lograrse ajustando convenientemente el espaciamiento entre filas y plantas, eligiendo una época adecuada para la plantación o bien mediante el trasplante (arroz, tabaco, jitomate, etc.).

3.4.2. Utilización de la radiación por los cultivos

La baja eficiencia en la utilización de la radiación por las hojas de las plantas se debe a varias causas deben destacarse las siguientes: Parte de la radiación incidente es reflejada y además solamente la luz visible es fotosintéticamente activa.

1. La saturación luminosa se alcanza a niveles muy por debajo de los que existen bajo condiciones de una buena insolación.
2. La demanda de energía para la fotosíntesis es elevada.
3. La respiración reduce la fotosíntesis neta.

La baja eficiencia en la utilización de la radiación solar en las primeras fases de desarrollo de un cultivo es consecuencia de una cobertura incompleta del terreno. En las últimas fases se reduce el grado de producción de materia seca al haber alcanzado la fotosíntesis un nivel máximo después de un completo desarrollo de la cubierta vegetal, mientras que la intensidad respiratoria sigue creciendo al aumentar los órganos no fotosintéticos de la planta (Castillo y Castellvi, 2001).

En ausencia de los factores limitantes tales como déficit de agua, deficiencias minerales, etc., puede esperarse una buena correlación entre la radiación y la fotosíntesis neta y entre la radiación total y el rendimiento de un cultivo con densidad suficiente para un buen aprovechamiento de la luz. En igualdad de condiciones, parece pues lógico intensificar las aplicaciones de fertilizantes en año con elevados niveles de radiación para hacer frente a la demanda de un rendimiento previamente alto.

Las regiones tropicales tienen la desventaja de temperaturas nocturnas más elevadas que las regiones templadas y una cantidad de radiación más bajas durante la estación normal de

crecimiento. Aunque la productividad de los cultivos anuales es generalmente más elevada en las regiones templadas, en los trópicos la producción se extiende a lo largo de todo el año y las tierras tropicales están mejor adaptadas a cultivos con un largo periodo vegetativo capaces de aprovechar la máxima cantidad de luz. Son bien conocidos los rendimientos de cultivo tales como la caña de azúcar, el cocotero y la palmera de aceite que se encuentra entre los más elevados del mundo (Castillo y Castellvi, 2001).

3.4.3. Distribución de la radiación dentro de una cubierta vegetal

Para poder establecer una relación entre la radiación y el rendimiento de un cultivo se requiere un conocimiento de la distribución de la radiación dentro de la cubierta vegetal basada en la transmisividad de las hojas, su disposición e inclinación, densidad y altura de las plantas y ángulo con el que incide la luz solar. La transmisividad cambia ligeramente con la edad de la hoja, que al madurar disminuye, estando en relación con el contenido de clorofila (Castillo y Castellvi, 2001)

Si las hojas estuviesen horizontalmente en capas continuas, solamente una pequeña parte de la luz penetraría en las capas inferiores. Sin embargo, raramente las hojas están dispuestas horizontalmente. Brougham (1960) encontró para un tipo de rye-grass, que en el momento en que la superficie foliar igualaba a la del terreno, la transmisividad era del 75% frente a un 50% para un trébol dispuesto más horizontalmente. Para un mejor uso de la luz, las hojas superiores en una planta deberían tener orientación casi vertical, mientras que las hojas inferiores deberían estar más o menos horizontalmente.

El coeficiente de extinción dentro de una cubierta vegetal (ley de Beer) viene determinado principalmente por la inclinación y disposición de las hojas y en menor medida por su transmisividad. En una cubierta herbácea los coeficientes de extinción son generalmente del orden de 0.3 a 0.5 en plantas con hojas erectas y de 0.8 a 1.0 en plantas con hojas más o menos horizontales. En igualdad de condiciones, cuando mayor sea el índice de área foliar mayor será la eficiencia de los cultivos en la utilización de energía radiante.

La radiación cambia su composición espectral después de la transmisión a través de una cubierta vegetal. La radiación transmitida por las hojas hacia abajo es sobre todo infrarroja, con una pequeña fracción de luz verde. El cambio real depende de la proporción de la radiación transmitida

a través de las hojas y porcentaje de radiación incidente que penetra en la cubierta varía con la inclinación de los rayos, correspondiendo los valores más altos generalmente al mediodía si bien son también altos poco después de la salida del sol y antes de la puesta por la elevada proporción de luz difusa (no direccional).

La fracción de radiación neta que alcanza el terreno varía con el desarrollo del cultivo. Así para maíz, al principio de la estación de crecimiento se aproxima al 100% pudiendo decrecer hasta niveles inferiores al 10% cuando alcanza una gran altura (2 metros).

3.4.4. Índice de área foliar crítico (IAFC)

El índice de área foliar crítico, es aquel valor de IAF que le permite a la planta interceptar más del 95% de la luz incidente en un día sin nubes, lo que proporciona a la planta un crecimiento óptimo. El IAF_c varía para cada especie. Por ejemplo, en el raygrás toma un valor de 7.5 y en trébol blanco o carretón su valor es de 3.5.

Existen varios métodos propuestos para la medición del área de las hojas, pero en ocasiones, éstas se hacen difíciles, y más cuando los lotes experimentales se encuentran lejos de los centros de investigación que al momento de realizar el muestreo destructivo dificulta los trabajos por las condiciones de clima su desplazamiento, o porque el uso de la instrumentación es sensible y de alto costo (Ross, 1981; Ajayi, 1990). Esto induce a cometer errores en los cálculos y hace que se desvirtúen los procedimientos

3.4.5. Herramientas para estimar el índice de área foliar

Para la medición del índice de área foliar se dispone de variados procedimientos destructivos y no destructivos, cuya elección dependerá de las características del cultivo, de la cantidad de material a evaluar, del tamaño de las muestras, del nivel de precisión requerido y de la disponibilidad de tiempo, personal y equipos. De este contexto surge la necesidad de generar métodos no destructivos, simples, de bajo costo y técnicamente precisos para medir el área foliar de la planta. A tal efecto, el empleo de modelos de regresión, establecidos entre una o más variables simples medidas en la planta y su área foliar real, acelera sensiblemente el tiempo de las determinaciones, reduce el esfuerzo y los costos y permite trabajar con una precisión adecuada evitando la

destrucción del material, el que se puede muestrear varias veces a lo largo del tiempo (Elings, 2000).

En la actualidad existen diversas herramientas para estimar el IAF a través de métodos indirectos como los dispositivos de Hemiview Plant Analyser Canopy de Delta-T, el CI-110 Plant Canopy analizador de CID Bio-Science, IAF-2200 Plant Canopy analizador de LI-COR Biosciences y dispositivos de Interceptómetro LP-80 Decagón.

3.5. MATERIALES Y METODOS

3.5.1 Medición de la Radiación Fotosintéticamente Activa (RFA)

Para medir la intercepción de la radiación fotosintéticamente activa se realizó únicamente con el interceptómetro, con dos niveles posicionales que llega por encima (RFA_a) y debajo del follaje (RFA_d), efectuándose 6 determinaciones por tratamiento y se calculó con la (**Ecuación 1**).

$$RFA = RFA_d/RFA_a \dots\dots\dots(2)$$

Las mediciones se realizaron cada 8 días, iniciando una semana después de trasplante hasta llegar el final de cultivo, en total se fueron 29 mediciones durante todo el ciclo agrícola (**Figura 26**).



Figura 26. Medición de la RFA en chile poblano y jitomate con el interceptómetro

3.5.2 Métodos para estimar el índice de área foliar (IAF)

Para estimar el IAF se utilizaron dos métodos, el primero fue por el método directo (destrutivo) con el integrador de área foliar 3100C, el segundo por el método de estimación (interceptómetro Accupar LP-80), a continuación se explica la metodología de uno de ellos.

3.5.3. Método directo (destrutivo)

Para el método directo se realizó con integrador de área foliar, donde las mediciones de área foliar se realizaron en cuatro repeticiones de cada tratamiento. Para este método consistió en extraer la planta de la maceta con todo y raíz, después separar por órganos (hoja, tallo, fruto, flor y raíz). Inmediatamente después se llevaron las hojas al laboratorio para medir el área foliar mediante un medidor electrónico (Área Meter Modelo LI-3100, Decagon Device, Inc.). Los muestreos destructivos para el chile poblano se realizaron cada 30 días, resultando a final 7 muestreos y para el jitomate realizaron en intervalos de cada 15 días, resultando al final 10 muestreos durante todo el ciclo del cultivo.

Las hojas se colocaron entre las guías del cinturón inferior transparente y luego estas se desplazan bajo la fuente de luz fluorescente, posteriormente la imagen proyectada es reflejada por un sistema de tres espejos para una cámara de análisis. En el punto intermedio presenta un rodillo de presión ajustable que aplana hojas rizadas o encrespadas y los alimenta adecuadamente entre las cintas transparentes. Al final el equipo presenta resultados de área foliar (cm²) en la pantalla LED ubicada en la esquina superior del equipo (**Figura 27**).

Posteriormente se llevaron las muestras de los órganos de la planta (hoja, tallo, fruto, flor y raíz) a secar en una estufa a 70 °C a peso constante después se calculó la biomasa en materia fresca y seca. Finalmente en una hoja de Excel se realizaron los cálculos correspondientes de índice de área foliar de la planta con la (**Ecuación 3**), descrita por (Reis *et al.*, 2013).

$$IAF = \frac{AF \times NP}{AT} \dots\dots\dots(3)$$

IAF = índice de área foliar, m² m⁻², AF = superficie media hoja de tres plantas, m², NP = número de plantas por m², AT = área considerada total de 1m²



Figura 27. Integrador de área foliar Modelo LI-3100C

3.5.4. Método estimado (interceptómetro)

Para el segundo método se usó el interceptómetro LP-80 de la empresa Decagon Devices, Inc, que estima la RFA bajo condiciones de campo usando una barra de 1 m de longitud con 80 sensores distribuidos en ocho segmentos. El Índice de Área Foliar (IAF) está en función de la radiación y se estimó usando dos niveles posicionales de RFA que llega por encima (RFA_a) y debajo del follaje (RFA_d) de la planta, por el factor en la distribución del ángulo de las hojas, ángulo cenital solar, el coeficiente de extinción de la planta (K), que al considerar un parámetro de distribución angular esférico ($x = 1$), simplifica su cálculo a $K = 1/(2 * \cos v)$, siendo v el ángulo cenital; fb es la fracción de la radiación directa con respecto a la radiación solar recibida, y A es un coeficiente de absorción general del dosel que resulta igual a 0.86 para un valor de la cantidad de la radiación incidente que puede absorber de 0.9 (Campbell, 1986).

Todos estos factores en combinación realizan un ajuste para estimar el IAF de la planta de acuerdo a la **(Ecuación 4)** propuesta por (Norman y Campbell, 2000).

$$\text{IAF} = \frac{\left[\left(1 - \frac{1}{2K} \right) fb - 1 \right] \text{Ln} \left(\frac{\text{RFA}_d}{\text{RFA}_a} \right)}{A(1 - 0,47 fb)} \dots\dots\dots(4)$$

Las mediciones con el interceptómetro se realizaron solo bajo condiciones de cielo despejado y durante las horas próximas al mediodía solar. De esta forma el ángulo cenital fue el menor posible, y el factor fb correspondió siempre a fracciones elevadas de radiación solar directa, lo que permitió homogeneizar los datos (**Figura 28**). Las mediciones para este método se realizaron en intervalos de cada 8 días finalizando con un total de 29 mediciones para el chile poblano y 19 para el cultivo de jitomate.



Figura 28. Medición de la RFA con el interceptómetro en chile poblano y jitomate

3.5.5. Análisis de transmitancia

Como dato adicional se estimó el porcentaje de transmisividad, un parámetro que indica el comportamiento de un invernadero respecto a la radiación solar interceptada (Zabeltitz, 1998; Giacomeli, 1998; Boulard y Wang, 2000), la cual es definida como la relación entre la intensidad de la radiación transmitida debajo de la superficie de la cubierta dentro de un determinado ancho de banda y la radiación incidente sobre la superficie de la cubierta dentro del mismo ancho de banda (Zabeltitz, 1998). Este parámetro se calcula con la (**Ecuación 5**).

$$\tau = RFA\ INT / RFA\ EXT \dots\dots\dots(5)$$

Dónde: τ es la transmitancia; RFA INT y RFA EXT ($\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) son las radiaciones RFA del interior y del exterior medidas respectivamente.

3.5.6. Materia fresca y seca de la hoja, tallo, raíz y fruto

Para el cultivo de chile poblano se realizaron siete muestreos destructivos de la planta en intervalos de cada 30 días y para el cultivo de jitomate se realizaron 10 muestreos en intervalos de cada 15 días. Las plantas se cortaron en la base y se disecaron cuatro plantas por tratamientos en sus diferentes órganos (raíz, hoja, tallo, flor y fruto). Se determinó el peso de la materia fresca y seca de los órganos. Dichos órganos se secaron en una estufa a 70 °C hasta peso constante, y se pesaron en una balanza electrónica (Sartorius) con precisión de 0.1 g.

3.5.7. Parámetros de calidad del fruto de jitomate

Para determinar estos parámetros se realizaron tres muestreos en diferentes racimos de la planta, en el 1^{ro}, 5^{to} y 10^{mo} racimo. Se seleccionaron cuatro frutos por tratamiento y se determinaron su firmeza, contenido de sólidos solubles totales (°Brix), % de acidez, pH, vitamina “C”. La firmeza del fruto se determinó con un texturometro (Universal Fuerza Five) con escala de 0.1 hasta 0.32% de fuerza y un puntal cónico de 0.8 mm de diámetro; el resultado fue expresado en kilogramos fuerza (kg f). Los sólidos solubles totales (°Brix) se determinaron con un refractómetro digital, marca ATAGO, con escala de 0 hasta 32%, con la metodología propuesta por la AOAC (1990). Se trituraron 10 g de pulpa con 50 mL de agua destilada, se filtró para eliminar los restos de tejido vegetal, y en una alícuota de 5 mL se determinó el pH con un potenciómetro. La acidez titulable (% de ácido cítrico), el contenido de vitamina C (ácido ascórbico total) se determinó por el método de Durust *et al.* (1997), con lecturas en el mismo espectrofotómetro a una longitud de onda de 520 nm, y basados en una curva de calibración con el estándar L-ácido ascórbico (99 % de pureza)

3.5.7. Evaluación de rendimiento y número de frutos por planta

Se seleccionaron 8 plantas de cada tratamiento para realizar evaluaciones de rendimiento y número de frutos por planta. Una vez cosechado los frutos, contabilizaron y se pesaron en una báscula de precisión para calcular el rendimiento (kg pl⁻¹) y número de frutos por planta.

3.5.8. Cosecha

Se realizó manualmente (conforme maduraban los frutos), en total se realizaron seis cortes del fruto (chile poblano) y 9 (jitomate).

3.5.9. Clasificación de frutos por tamaño

Para el cultivo de chile no se realizó clasificación en el tamaño del fruto, en cambio para el cultivo de jitomate si se realizaron. En cada corte se realizaron clasificación del tamaño de frutos (grande, mediano, chico, canicas) y al final se generó el porcentaje de cada clasificación. Para estimar el rendimiento se realizaron muestreos en cuatro sitios representativos, ubicados en cada línea en 10 m², en cada sitio. La clasificación del tamaño de este tipo de fruto se realizó de acuerdo al diámetro mínimo y diámetro máximo expresados en milímetros (mm), de acuerdo al (Cuadro 5)

Cuadro 5. Clasificación del fruto de jitomate tipo alargado por su tamaño

Tamaño	Diámetro en, mm (in)			
	Mínimo		Máximo	
	mm	(in)	mm	(in)
Chico	38	(1 1/2)	52	(2 1/16)
Mediano	51	(2)	60	(2 3/8)
Grande	59	(2 5/16)	71	(2 13/16)
Extragrande	70	(2 3/4)	En adelante	

3.5.10. Análisis estadístico de comparación de medias

Para determinar la diferencia significativa de las variables evaluadas, se realizó el análisis de varianza, para el diseño de bloques al azar, y comparación de medias, por la prueba de Tukey (P=95%), con el paquete estadístico MINITAB.

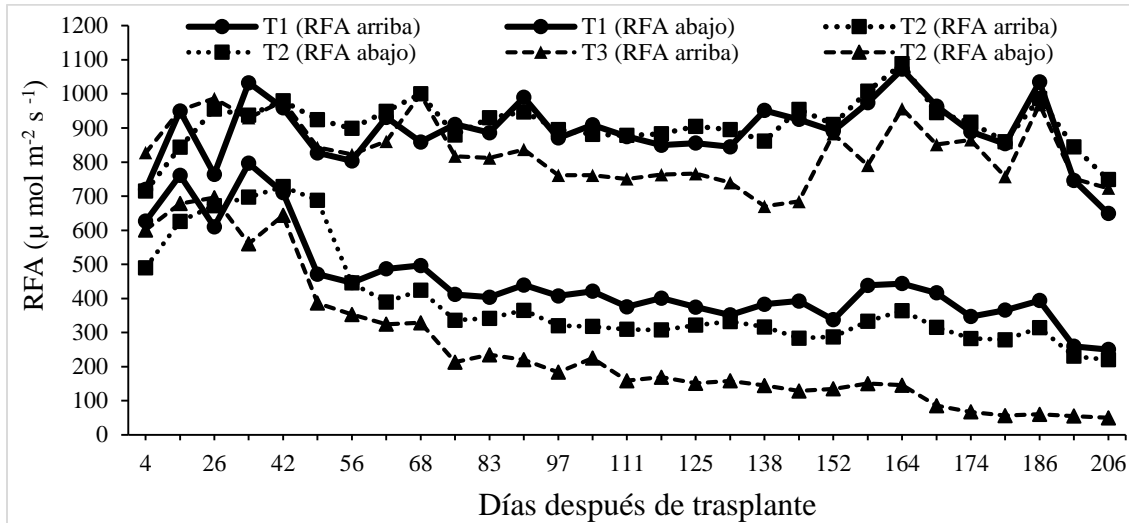
3.6. RESULTADOS Y DISCUSION

3.6.1. RESULTADOS OBTENIDOS EN EL CULTIVO DE CHILE POBLANO

3.6.1.1. Radiación Fotosintéticamente Activa (RFA) para cultivo de chile poblano

La radiación fotosintéticamente activa que llega en la superficie de la planta es relativamente constante durante todo el ciclo, con respecto a la RFA que llega en la parte inferior de la planta se observa que a los 50 DDT, empieza a disminuir la cantidad de la radiación que llega en la hojas inferiores. Esto indica que la planta empieza a desarrollarse por lo tanto incrementa el área foliar.

Conforme transcurren los días aumenta el grado de aprovechamiento (**Figura 29**). El comportamiento de la RFA que es interceptada en la parte superior de la planta es similar en los tres tratamientos, con respecto a la radiación que llega en la parte inferior empieza variar a partir de 45 DDT.



T1= Dos tallos, **T2**= tres tallos, **T3**= Sin poda, **RFA**= Radiación Fotosintéticamente Activa por arriba y debajo de la planta. La línea con símbolo de círculo es el RFA para T1, línea con símbolo de cuadrado es la RFA para T2 y la línea con símbolo de triángulo es la RFA para T3.

Figura 29. Comportamiento de la radiación fotosintéticamente activa interceptada en dos niveles posicionales de la planta.

3.6.1.2. Índice de área foliar para el cultivo de chile poblano

El índice de área foliar para el cultivo de chile poblano en los tres tratamientos, donde la línea negra sin corte representa el método directo y la línea punteada por el método estimado. Esta variable mostro un aumento en el T3 por efecto en el incremento de número de tallos. En el T3, el IAF fue superior a partir de los 78 DDT con respecto al T1 y T2, lo cual fue consecuencia del mayor número de hojas por m². El máximo IAF se obtuvo a 160 DDT con 0.93, 1.2 y 2.75 para T1, T2 y T3, respectivamente y se presentó en la etapa de floración e inicio de frutos, posteriormente el IAF disminuyo debido a la senescencia y caída de las hojas. Estos datos concuerdan con lo reportado por (Hernández, 2010) del IAF de 2.5 de crecimiento libre y por (Hernández, 2014) con IAF de 1.2 con dos tallos (**Figura 30**).

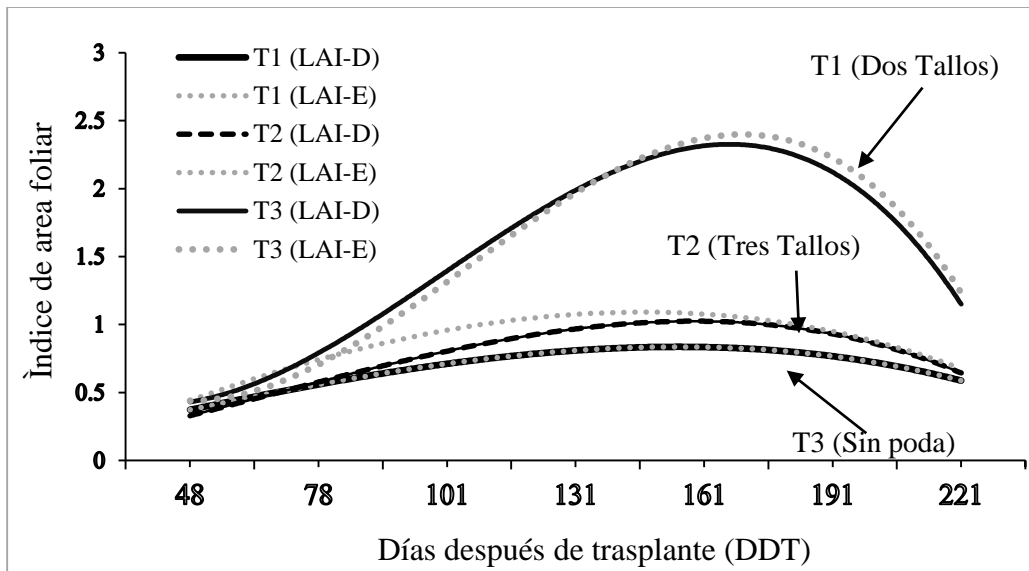


Figura 30. Índice de área foliar de chile poblano por el método directo y el estimado

Esta metodología, además de confirmar los resultados de Steven *et al.* (1986), permitió obtener estimaciones del índice de área foliar con el interceptómetro a partir de la intercepción de la radiación de la cobertura del cultivo.

3.6.1.3. Ecuaciones de regresión no lineal de los tratamientos

Una vez obtenidas las curvas del IAF se generaron las ecuaciones de regresión no lineal para obtener los modelos cuadráticos para cada tratamiento (**Cuadro 6**). Por el método estimado los modelos cuadráticos se ajustaron a una $R^2 = 0.89$, 0.80 y 0.82 para T1, T2 y T3, respectivamente y por el método directo los modelos cuadráticos se ajustaron a una $R^2 = 0.89$, 0.80 y 0.90 para T1, T2 y T3 respectivamente.

Cuadro 6. Modelos matemáticos para estimar el índice de área foliar en el cultivo de chile poblano

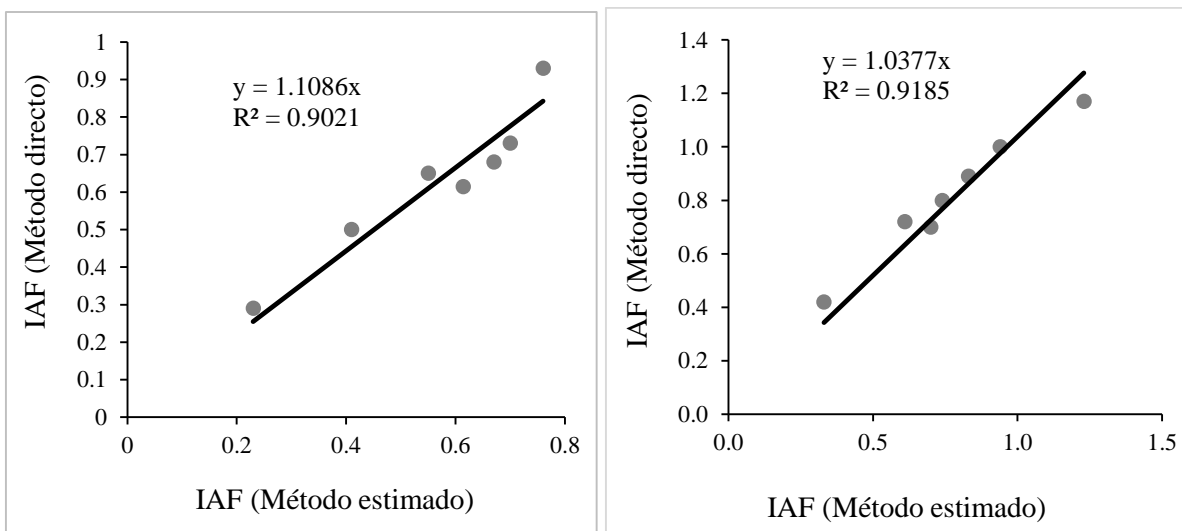
TT	IAF método directo (integrador área foliar)		IAF método estimado (interceptómetro)	
Dos tallos	$y = -0.0032x^3 + 0.0021x^2 + 0.2025x + 0.172$	$R^2 = 0.89$	$y = -0.0032x^3 + 0.0021x^2 + 0.2025x + 0.172$	$R^2 = 0.89$
Tres tallos	$y = -0.0072x^3 + 0.0332x^2 + 0.1983 + 0.1057$	$R^2 = 0.80$	$y = -0.0025X^3 - 0.0274X^2 + 0.4008X + 0.007$	$R^2 = 0.94$
Sin poda	$y = -0.0425x^3 + 0.3769x^2 - 0.4727x + 0.5686$	$R^2 = 0.82$	$y = -0.0494X^3 + 0.467X^2 - 0.7901X + 0.8114$	$R^2 = 0.90$

Obsérvese en todos los modelos presentan R^2 mayor de 0.80, que indica un buen nivel de ajuste para la estimación del índice de área foliar del método estimado con respecto al método directo que fue de 0.83.

3.6.1.4. Regresión lineal de los tratamientos

La representación muestra el carácter lineal de la relación en ambos métodos, con coeficiente angular de la recta de regresión cercano a la unidad. El coeficiente de determinación bajo las dos modalidades aplicadas ronda un valor $R^2=0.90$, 0,91 y 0.98 para T1, T2 y T3 respectivamente ($P<0.01$).

Esta dispersión en exceso se puede explicar porque la determinación destructiva del IAF a los efectos de la medición del interceptómetro procede de un único sector (1 m^2), en contraposición a mediciones más repetidas que se obtienen del interceptómetro. También se advierte que la dispersión tiende a aumentar a medida que el tamaño de la muestra se hace más grande, lo que puede ser consecuencia de la pérdida de precisión del interceptómetro en condiciones de saturación lumínica. Este dato concuerda con el resultado que se obtuvo De la Casa *et al.*, 2012 en el cultivo de papa de $R^2=0.80$. (**Figura 31**).



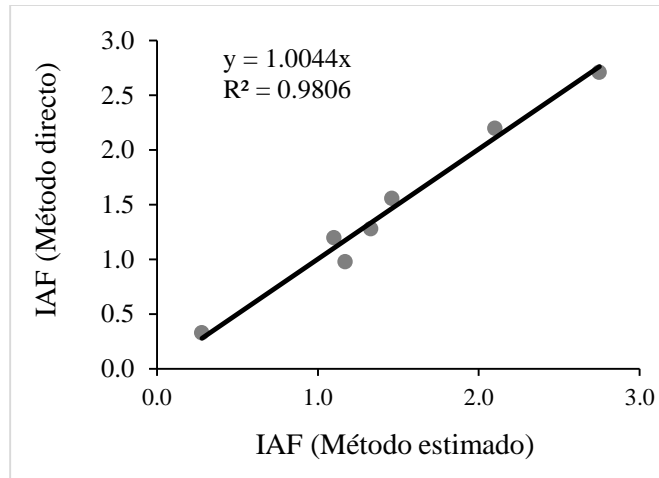


Figura 31. Relación entre el índice de área foliar obtenidos por el método directo y por el método estimado para todos los tratamientos

3.6.1.5. Análisis de transmitancia de la radiación RFA

El resultado de la transmitancia en promedio de mediciones fue de 45% (**Figura 32**). Este dato concuerda con el resultado que obtuvo (Flores *et al.*, 2012) en el cultivo de jitomate de 65%.

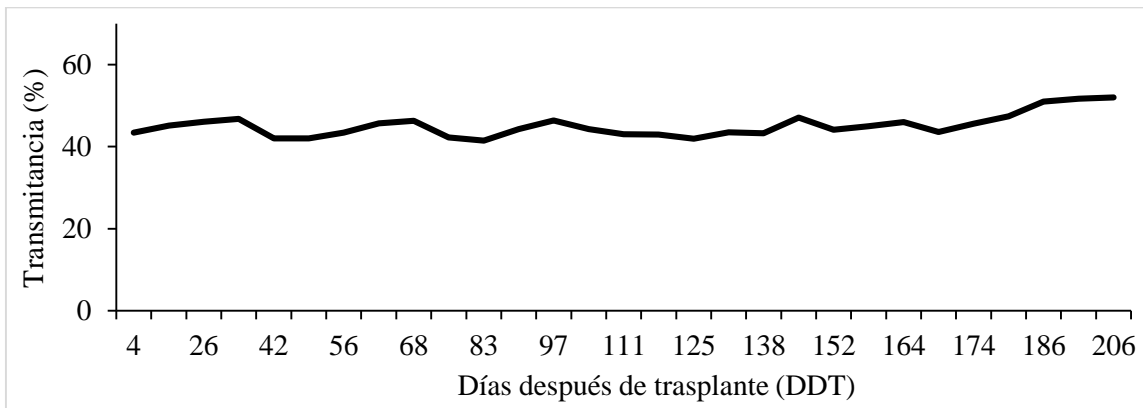


Figura 32. Análisis de la transmitancia de la RFA para el cultivo de chile poblano

3.6.1.6. Materia fresca de los órganos de la planta

En la (**Figura 33, 34, 35, 36**) se puede observar el comportamiento de la acumulación de materia fresca para cada uno de los órganos de la planta, se observa que a partir de los 78 DDT se empieza a diferenciar los órganos en los tres tratamientos. El T3 fue el que presentó mayor acumulación en la hoja, fruto y raíz, en cambio el T1 presentó mayor acumulación en el tallo.

En los tres tratamientos se observa que tendencia de acumulación es similar. Estos datos son similares a los resultados obtenidos por López, (2011).

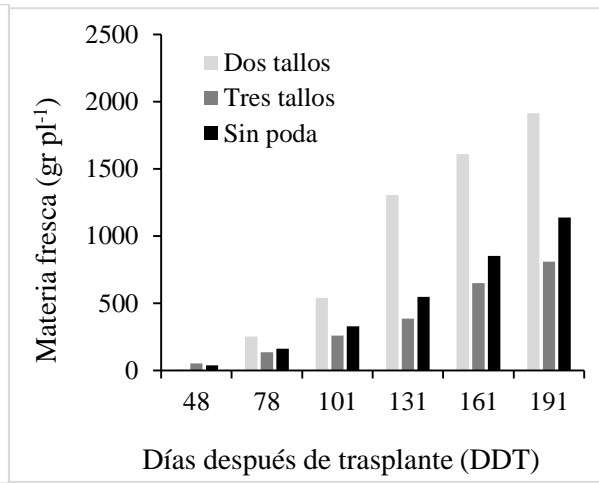
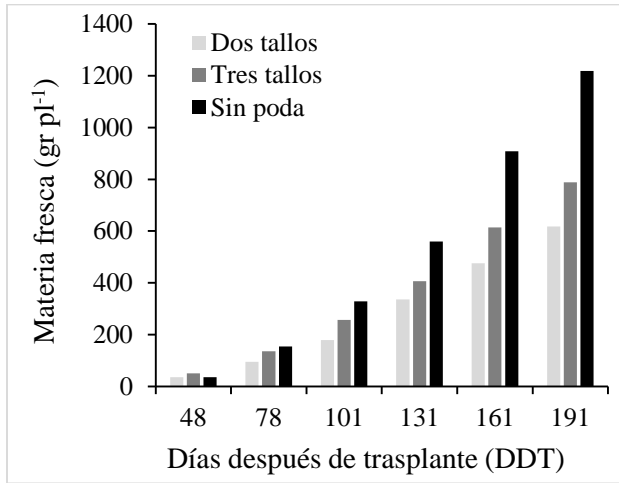


Figura 33. Materia fresca acumulada en la hoja

Figura 34. Materia fresca acumulada en el tallo

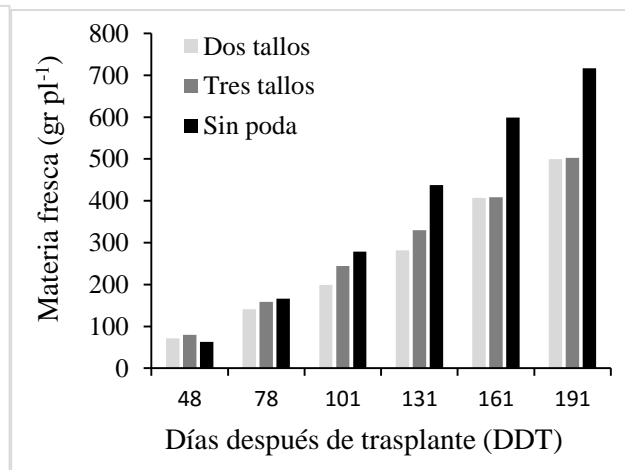
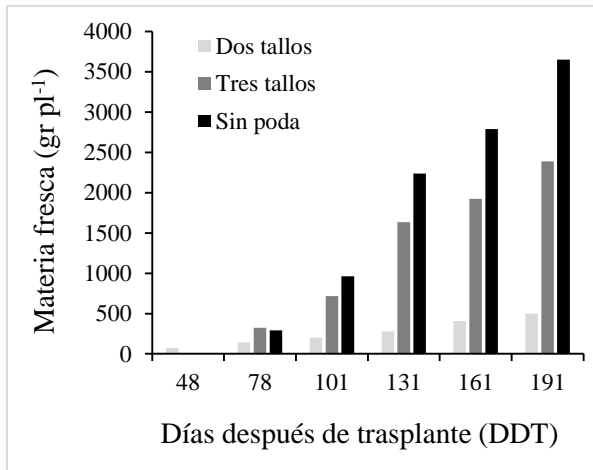


Figura 35. Materia fresca acumulada en el fruto

Figura 36. Materia fresca acumulada en la raíz

3.6.1.7. Materia seca de los órganos de la planta

La acumulación de materia seca para cada uno de los órganos de la planta en función del número de tallos, en los tres tratamientos. Se observa que a partir de los 48-78 DDT la producción de biomasa seca es ligera. A partir de los 101 DDT es donde empieza incrementar en los cuatro órganos y a los 160 DDT se observa incremento considerable de la producción del fruto, en esta parte es donde se presenta la máxima producción del fruto (**Figuras 37, 38, 39 y 40**).

Estos datos son similares a los resultados obtenidos por López, (2011).

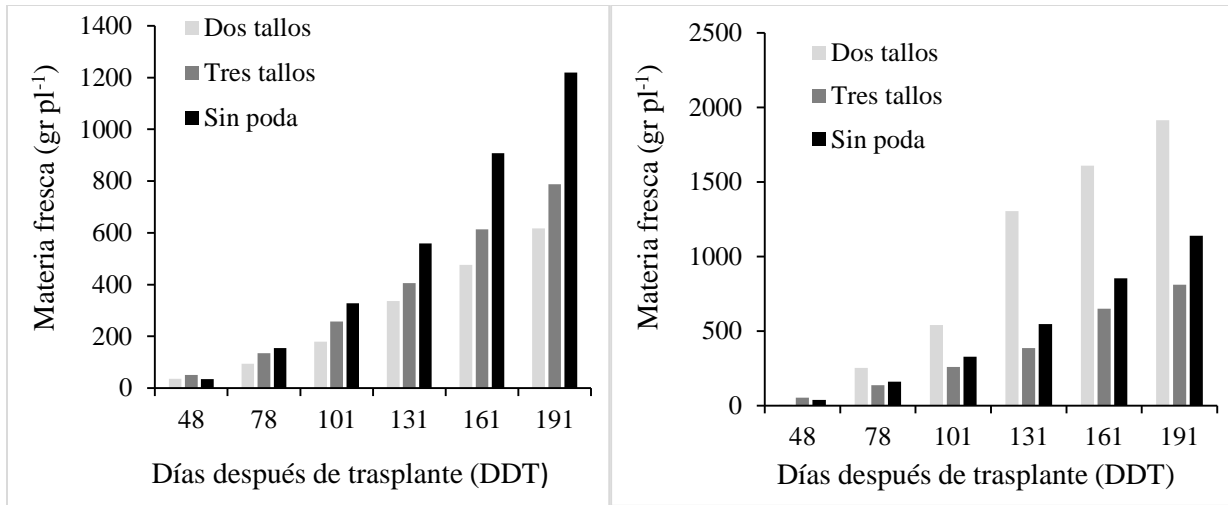


Figura 37. Materia seca acumulada en la hoja **Figura 38.** Materia seca acumulada en el tallo

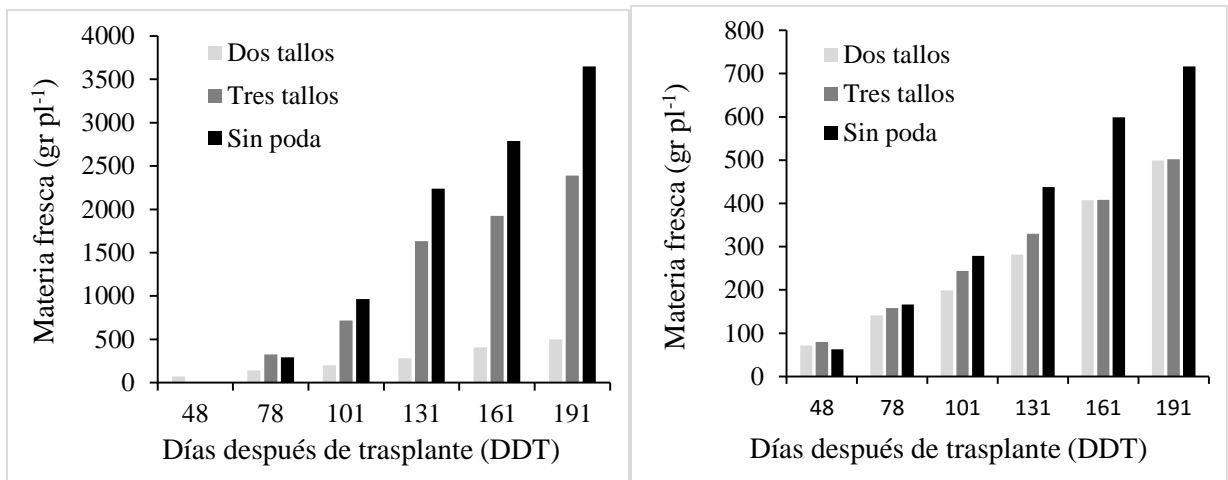


Figura 39. Materia seca acumulada en el fruto **Figura 40.** Materia seca acumulada en la raíz

3.6.1.8. Rendimiento y número de frutos por planta

La (Figura 41) presenta el rendimiento por planta, donde el valor más alto se obtuvo en el T3 con 3.58 kg pl⁻¹, seguido por el T2 con 2.76 kg pl⁻¹ y el T1 con 1.83 kg pl⁻¹. El T3 fue la que presentó mayor número de frutos con 88, el T2 con 43 y el T1 con 34 frutos por planta. Los datos de este trabajo son similares a los resultados obtenidos por Hernández, (2010). Se encontró diferencia en los tratamientos.

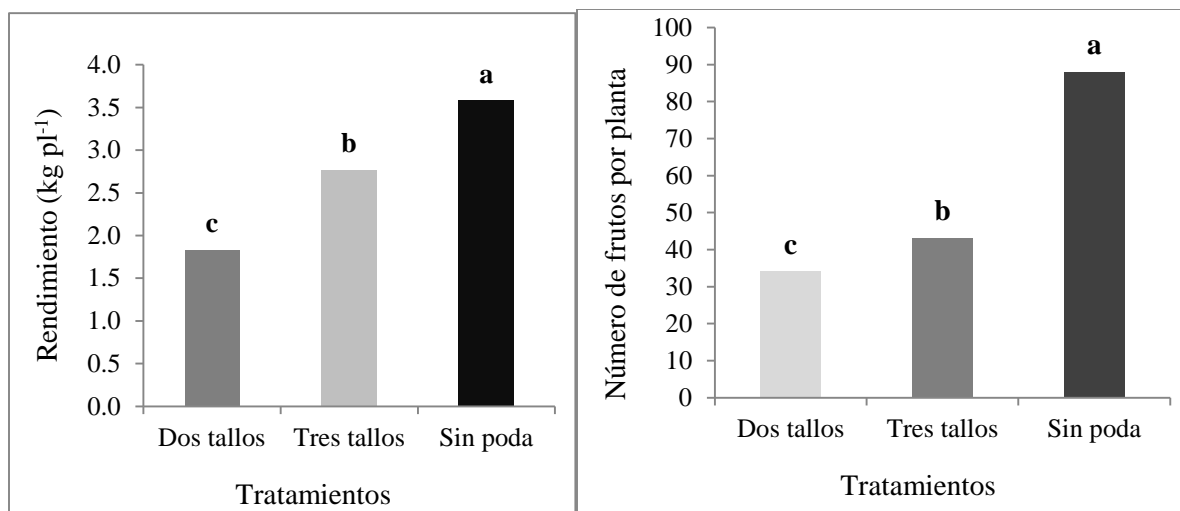


Figura 41. Rendimiento y número de frutos por planta

3.6.1.9. Rendimiento acumulado

Al final se estimaron el rendimiento por hectárea para cada tratamiento. En la (**Figura 42**) se observa que el T3 obtuvo el rendimiento más alto con 83.9 t ha⁻¹, seguido por el T2 con 75 t ha⁻¹ y el más bajo fue el T1 58.8 t ha⁻¹. Se aplicaron un volumen de agua 16, 22, 30 m³ por tratamiento para T1, T2 y T3 y se obtuvo una productividad del agua de 15.41, 14.75 y 12.20 kg m⁻³ para T1, T2 y T3 respectivamente. Diferencia mínima significancia: medias seguidas por la misma letra dentro de una columna no son significativamente diferentes de acuerdo a la prueba de Tukey en el nivel ($\alpha=0.05$).

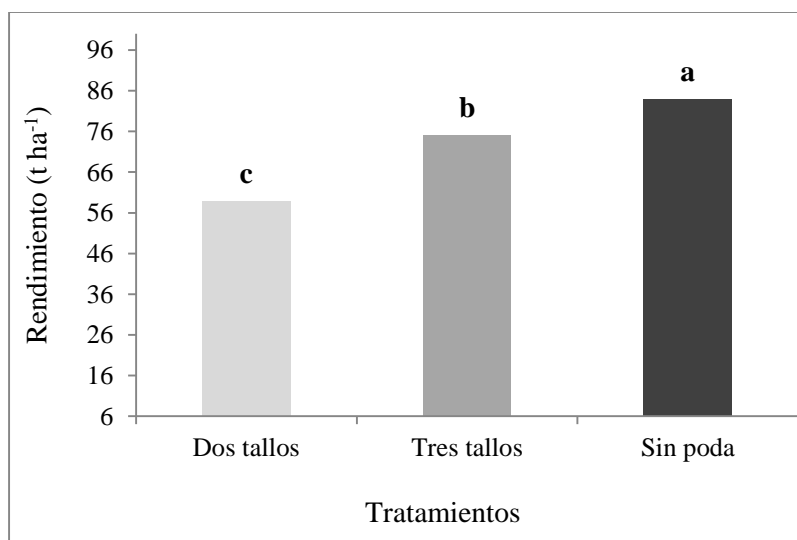
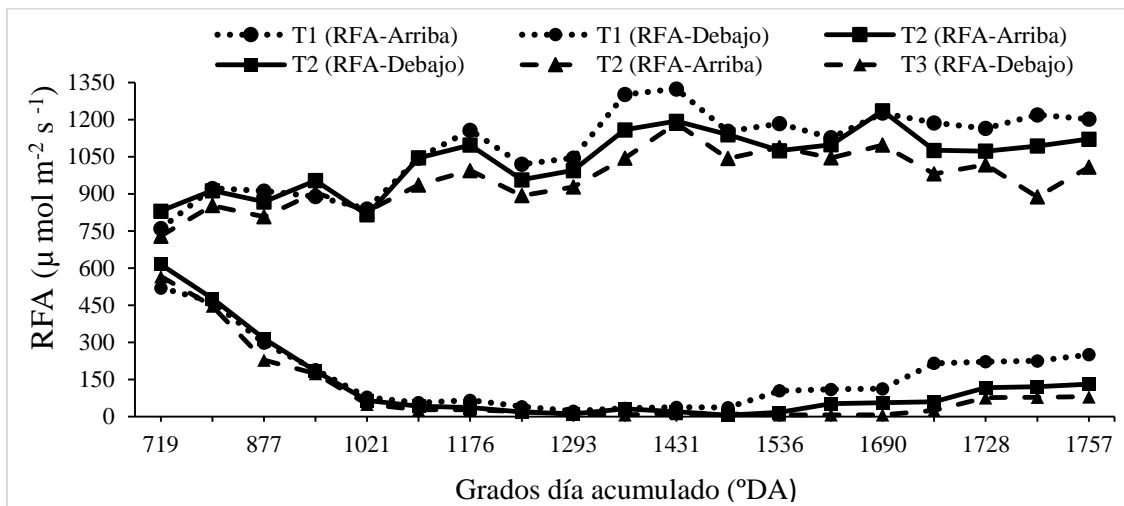


Figura 42. Rendimiento total obtenido para los tres tratamientos

3.6.2. RESULTADOS OBTENIDOS EN EL JITOMATE EN EL CICLO 2015

3.6.2.1. Radiación interceptada en el cultivo de jitomate

Comportamiento de la Radiación Fotosintéticamente Activa (RFA) interceptada en el cultivo de jitomate en los tres tratamientos durante todo el ciclo agrícola. La RFA que llega en la superficie de la planta es relativamente constante y similar en los tres tratamientos durante todo el ciclo, con respecto a la RFA que llega a la base de la planta varía considerablemente a partir de los 1020 a 1479 °DA, donde se observa que la cantidad de la RFA que llega a la parte inferior es casi nula, esto se debe al incremento en crecimiento y desarrollo de planta, después de 1536 °DA vuelve a incrementar la RFA debido a eliminación de las hojas en estado de senescencia (**Figura 43**).



T1= un tallo, T2= dos tallos, T3= tres tallos, RFA= Radiación Fotosintéticamente Activa por arriba y debajo de la planta. La línea con símbolo de círculo es el RFA para T1, línea con símbolo de cuadrado es la RFA para T2 y la línea con símbolo de triángulo es la RFA para T3.

Figura 43. Comportamiento de la RFA en jitomate para los tres tratamientos

3.6.2.2. Índice de área foliar de cultivo de jitomate

Estimación del Índice de Área Foliar (IAF) para el cultivo de jitomate, por el método directo que representa las líneas y por método estimado que representa los puntos. Se observa que el máximo IAF para cada uno de los tratamientos se presentó a los 1431 °DA, los cuales fueron de 3.69, 5.27 y 6.16 para T1, T2 y T3 respectivamente que corresponde a la etapa de desarrollo de fruto e inicio de maduración de fruto del primer racimo, después empieza a disminuir el IAF (**Figura 44**).

Estos resultados son similares a los resultados reportados por Vargas, (2012), en jitomate de híbrido Rafaello de tipo saladette de crecimiento indeterminado en invernadero con IAF de 4.0 usando el tezontle con aserrín nuevo en una relación (20:80), IAF de 5.2 usando tezontle con aserrín nuevo en una relación de (30:70) y IAF de 6.2 usando solo el tezontle.

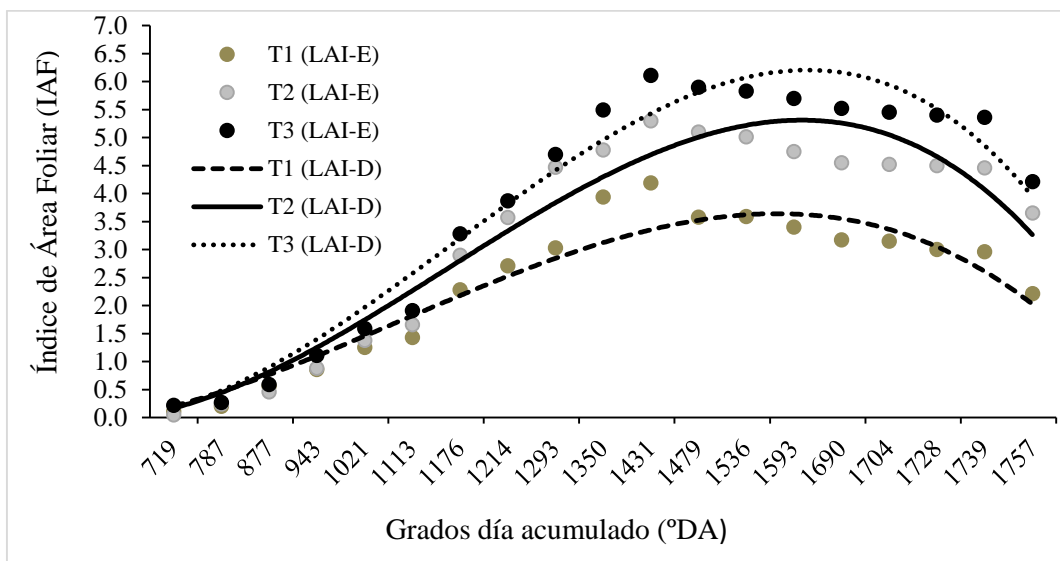


Figura 44. Índice de área foliar de cultivo de jitomate por el método directo y el estimado

3.6.2.3. Ecuaciones de regresión no lineal de los tratamientos

En el (Cuadro 7), se muestran los modelos matemáticos que se obtuvieron en cada uno de los tratamientos de ambos métodos para estimar el IAF de cultivo de jitomate. Por el método estimado se ajustaron a una $R^2 = 0.92, 0.94$ y 0.96 para T1, T2 y T3 respectivamente, con respecto al método directo se ajustaron a una $R^2 = 0.968, 0.962$ y 0.969 para T1, T2 y T3 respectivamente.

Cuadro 7. Modelos matemáticos para estimar el índice de área foliar de cultivo de jitomate

Tratamientos	IAF método directo (integrador área foliar)		IAF método estimado (interceptómetro)	
T1 (I Tallos)	$y = -0.0019x^3 + 0.0333x^2 + 0.1724x$	$R^2 = 0.968$	$y = -0.0022x^3 + 0.0405x^2 + 0.1391x$	$R = 0.929$
T2 (II Tallos)	$y = -0.0032x^3 + 0.0644x^2 + 0.1064x$	$R^2 = 0.962$	$y = -0.0032x^3 + 0.0647x^2 + 0.0960x$	$R = 0.946$
T3 (III Tallos)	$y = -0.0037x^3 + 0.0768x^2 + 0.1026x$	$R^2 = 0.969$	$y = -0.0038x^3 + 0.0792x^2 + 0.0742x$	$R = 0.966$

Obsérvese que en todos los modelos presenta $R^2 = 0.94$, que indica un buen nivel de ajuste en la estimación del índice de área foliar del método estimado con el método directo que fue de 0.96.

3.6.2.4. Regresión lineal de los tratamientos

La representación muestra el carácter lineal de la relación en ambos métodos, con coeficiente angular de la recta cercano a la unidad. El coeficiente de determinación bajo las dos modalidades aplicadas ronda un valor de $R^2 = 0.98, 0.99$ y 0.99 para T1, T2 y T3 respectivamente ($P < 0.01$). Esta dispersión en exceso se puede explicar porque la determinación directa del IAF a los efectos de la medición del interceptómetro procede de un único sector (1 m^2), en contraposición a mediciones más repetidas que se obtienen del interceptómetro. También se advierte que la dispersión tiende a aumentar a medida que el tamaño de la muestra se hace más grande, lo que puede ser consecuencia de la pérdida de precisión del interceptómetro en condiciones de saturación lumínica. Este dato concuerda con el resultado que se obtuvo De la Casa *et al.*, 2012 en papa de 0.80 (**Figura 45**).

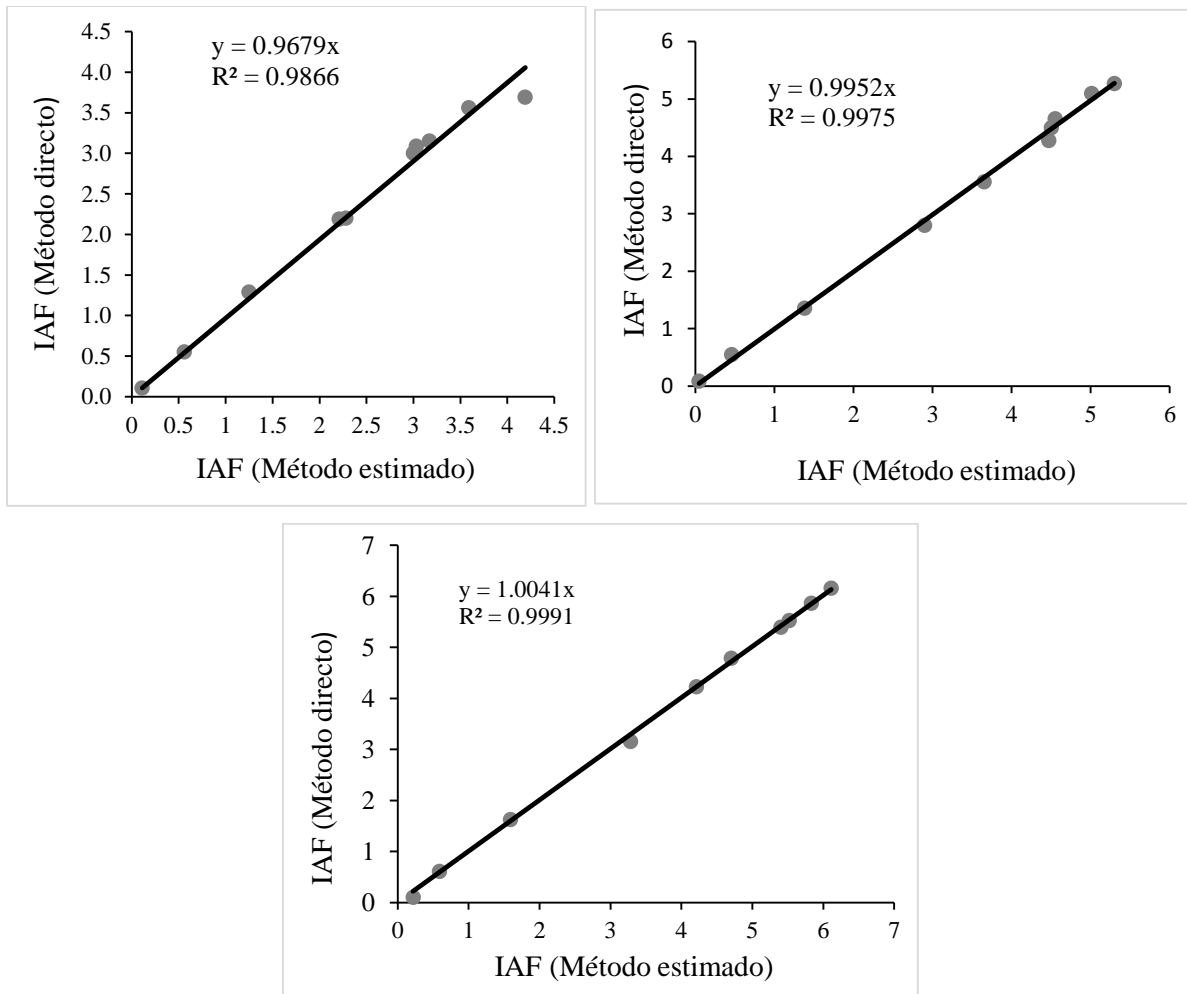


Figura 45. Relación entre el IAF por el método directo y el método estimado para los tratamientos

3.6.2.4. Análisis de transmitancia

La transmitancia de cultivo de jitomate en promedio fue de 49%, se aprecia que a medida que avanza el desarrollo de la planta aumenta la transmitancia por la altura de la planta (**Figura 46**).

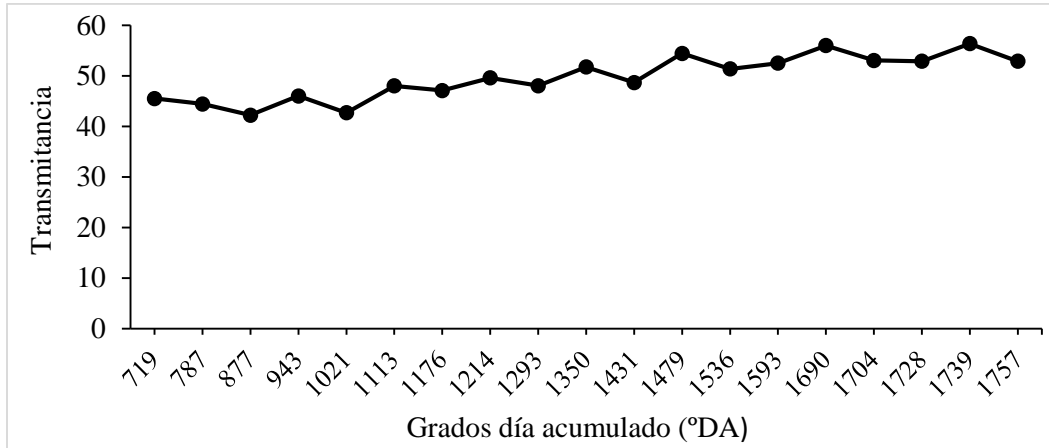


Figura 46. Análisis de transmitancia de la RFA para el plástico lechoso de 25% de sombra

3.6.2.5. Materia fresca

En la (**Figura 47, 48, 49, 50, 51**) se muestra el comportamiento de la materia fresca acumulada de cada uno de los órganos de la planta. Se observa que a partir de los 1167 °DA se empieza a diferenciar los órganos en los tres tratamientos. El T3 fue el que presentó mayor acumulación de hoja, tallo y flor, el T2 en el fruto y el T1 en la raíz. La tendencia de acumulación de los órganos de la planta es similar a los resultados obtenidos por Álvarez (2014).

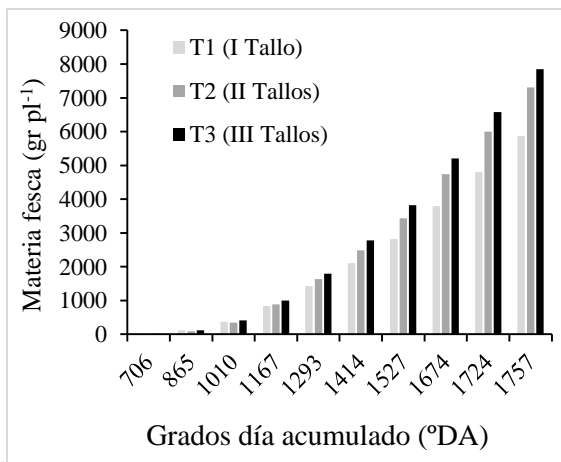


Figura 47. Materia fresca acumulada en la hoja

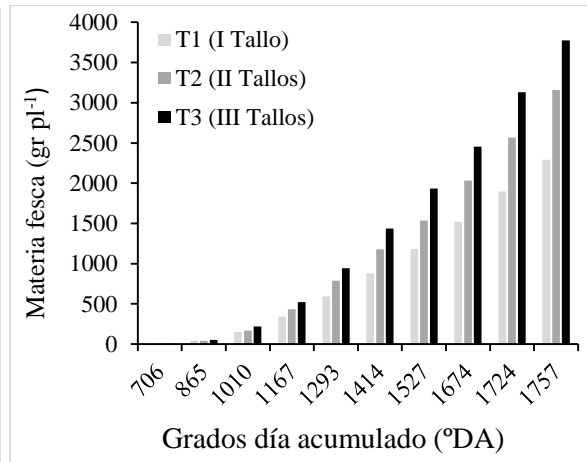


Figura 48. Materia fresca acumulada en el tallo

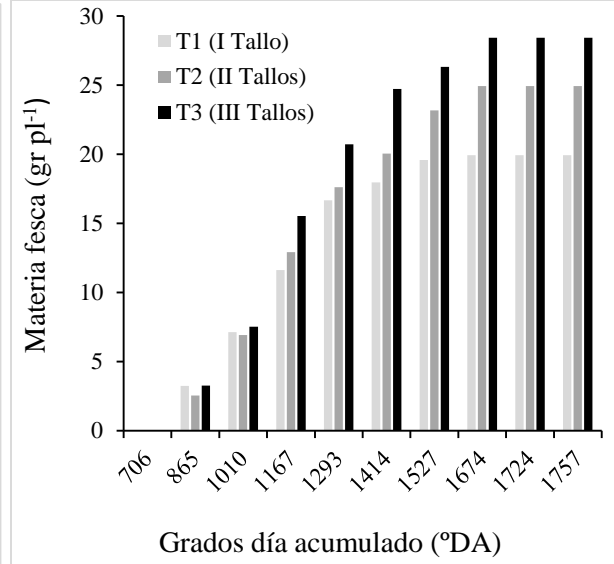
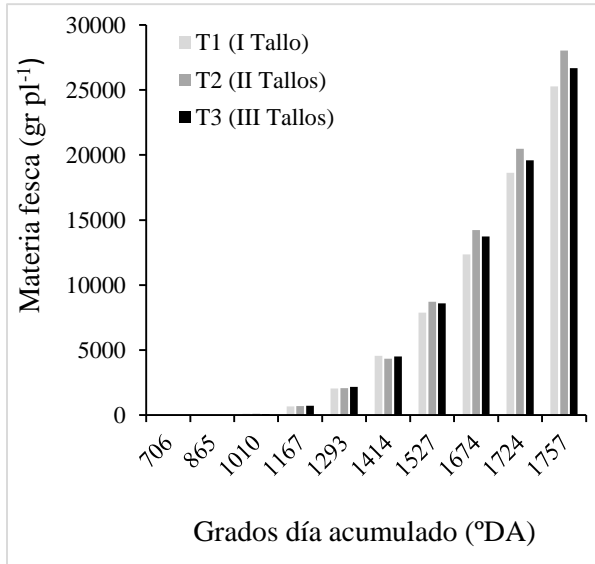


Figura 49. Materia fresca acumulada en el fruto

Figura 50. Materia fresca acumulada en la flor

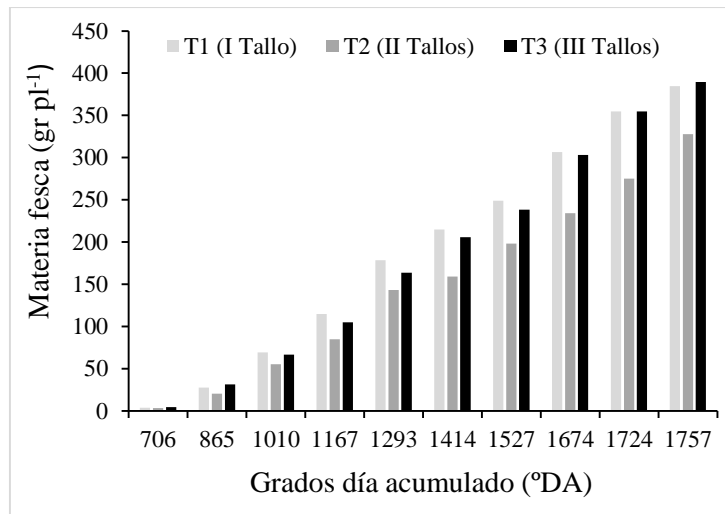


Figura 51. Materia fresca acumulada en la raíz

3.6.2.6. Materia seca

En la (Figura 52, 53, 54, 55, 56) se muestra el comportamiento de la materia seca acumulada de cada uno de los órganos de la planta. Se observa que a partir de los 1167 °DA se empieza a diferenciar los órganos en los tres tratamientos. El T3 fue la que presentó mayor acumulación en la hoja, tallo y flor y para el fruto y la raíz la acumulación fue muy parejo para el T1 y T3. La tendencia de acumulación de los órganos de la planta es similar a los resultados obtenidos por Álvarez (2014) en el cultivo de jitomate en invernadero.

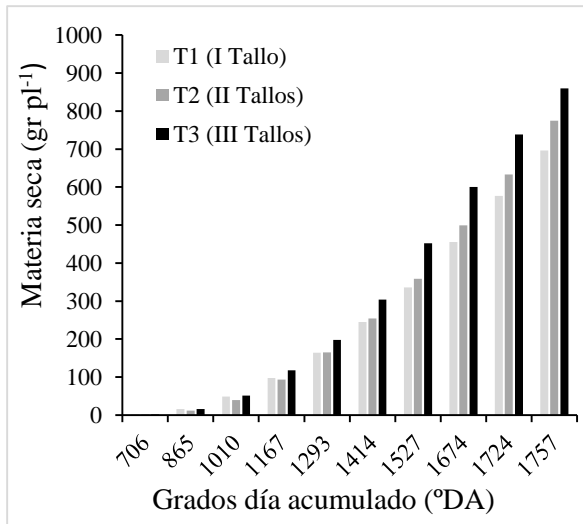


Figura 52. Materia seca acumulada en la hoja

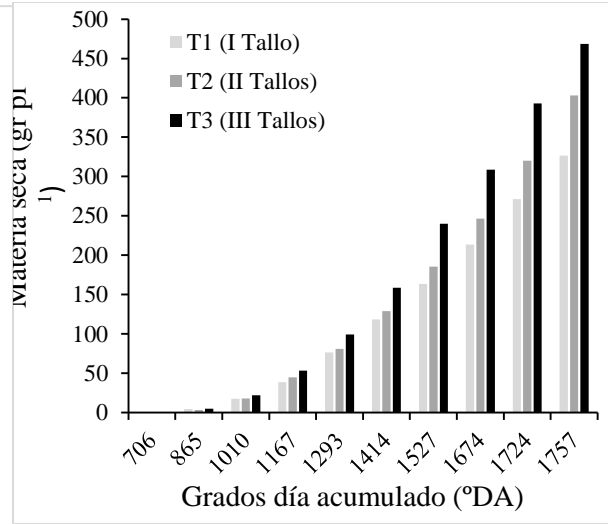


Figura 53. Materia seca acumulada en el tallo

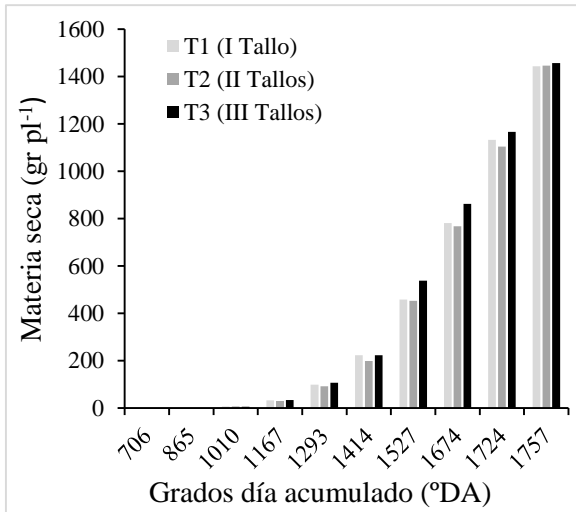


Figura 54. Materia seca acumulada en el fruto

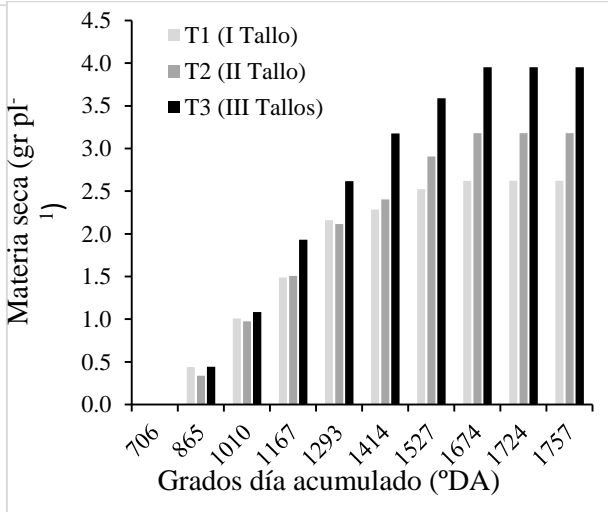


Figura 55. Materia seca acumulada en la flor

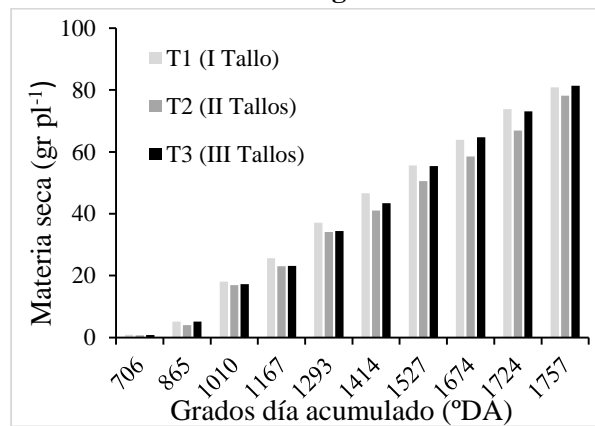
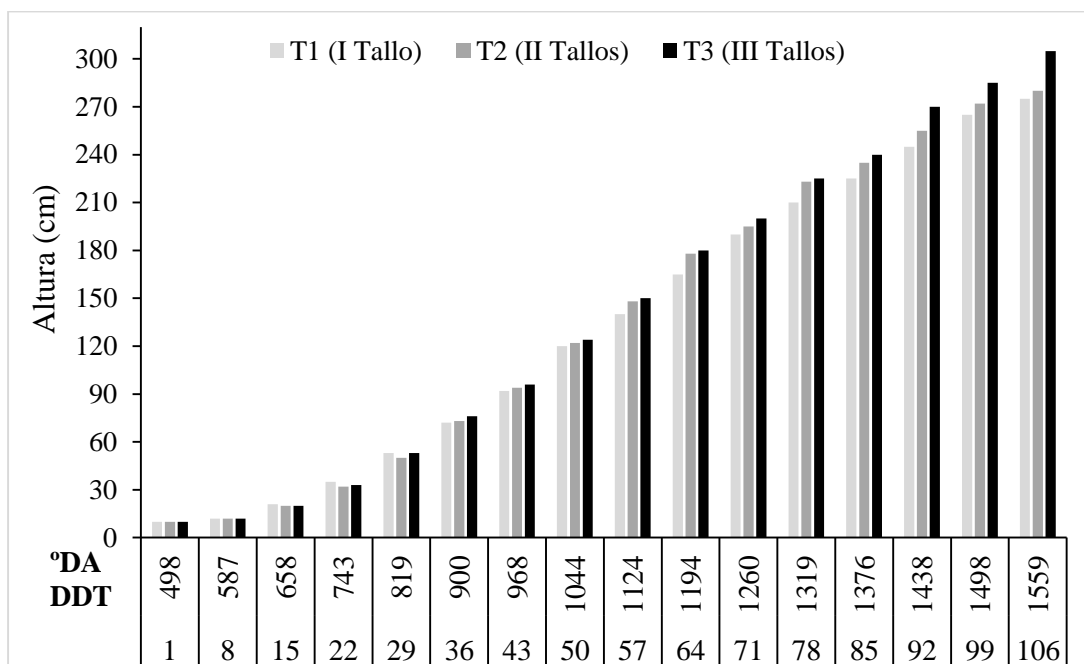


Figura 56. Materia seca acumulada en la raíz

De acuerdo con la fenología del cultivo la acumulación y distribución de materia seca por órgano en los tres tratamientos evaluados, presentaron una tendencia similar a lo largo del ciclo del cultivo mostrando una mayor acumulación a partir de los 1414 °DA coincidiendo con el desarrollo de los frutos. En términos generales la acumulación de materia seca describe el comportamiento típico de cualquier organismo u órgano.

3.6.2.7. Altura de la planta

En la (Figura 57) presenta la altura de la planta para cada uno de los tratamientos evaluados a lo largo de ciclo de este cultivo. El comportamiento es similar a lo reportado por Baldomero (2007) en el cultivo de tomate con una altura de 3 metros.



°DA= grados-día acumulado, DDT= días después de trasplante

Figura 57. Comportamiento de la altura de las plantas en los tratamientos durante el ciclo

3.6.2.8. Clasificación de tamaño de los frutos de jitomate

En la (Figura 58, 59 y 60) se muestra la clasificación del fruto cosechado de cada uno de los tratamientos. Se puede apreciar que el mejor tratamiento fue el T1 (I Tallo) con 69, 23, 8 y 1% en frutos grande, mediano, chico y canicas respectivamente. Estos resultados concuerdan con lo reportado por Rodríguez *et al.*, (2008).

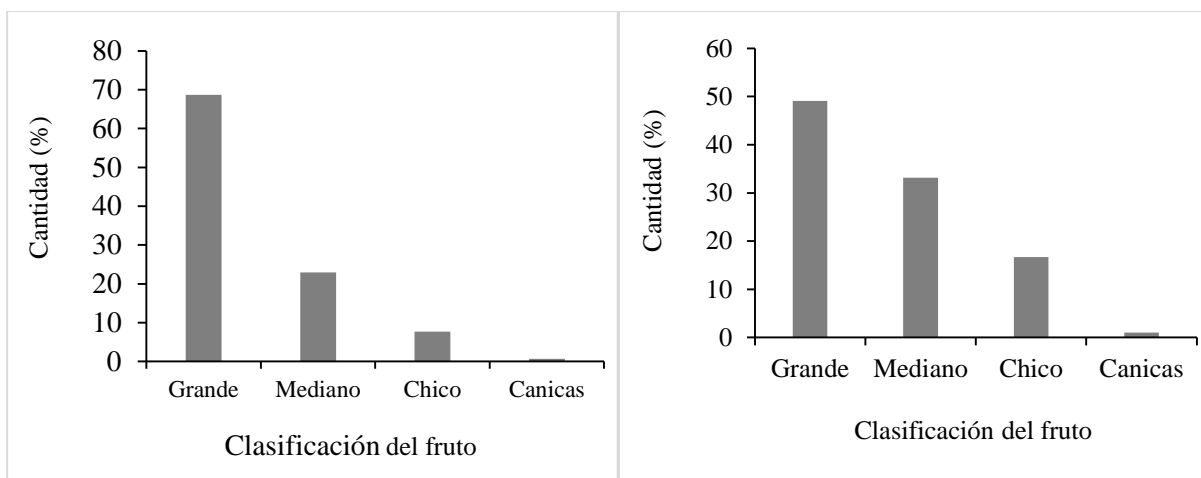


Figura 58. Calidad del fruto de jitomate para T1

Figura 59. Calidad del fruto de jitomate para el T2

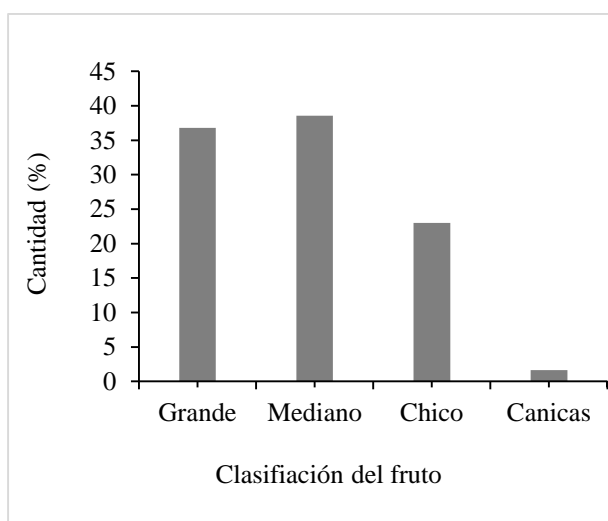


Figura 60. Calidad del fruto de jitomate para el T3

Posteriormente se analizó estadísticamente con el software Minitab la clasificación del tamaño de los frutos en los tratamientos (**Cuadro 8**).

Cuadro 8. Prueba de comparación de medias en el cultivo de jitomate por tamaños

Tratamientos	Grande (%)	Mediano (%)	Chico (%)	Canicas (%)
T1 (I Tallo)	69 a	22.9 c	7.66 c	1.66 b
T2 (II Tallos)	49 b	33.17 b	16.66 b	1.05 ab
T3 (III Tallos)	36 c	38.54 a	23.00 a	0.68 b

Diferencia mínima significancia: medias seguidas por la misma letra dentro de una columna no son significativamente diferentes de acuerdo a la prueba de Tukey en el nivel ($\alpha=0.05$).

3.6.2.9. Rendimiento por planta

En la (Figura 61) se presenta el rendimiento por planta para cada uno de los tratamientos. El valor más alto se obtuvo en el tratamiento T1 (6.55 kg pl⁻¹), seguido por el T2 con (5.91 kg pl⁻¹) y el más bajo fue el T3 (5.45 kg pl⁻¹). Diferencia mínima significancia: medias seguidas por la misma letra dentro de una columna no son significativamente diferentes de acuerdo a la prueba de Tukey en el nivel ($\alpha=0.05$).

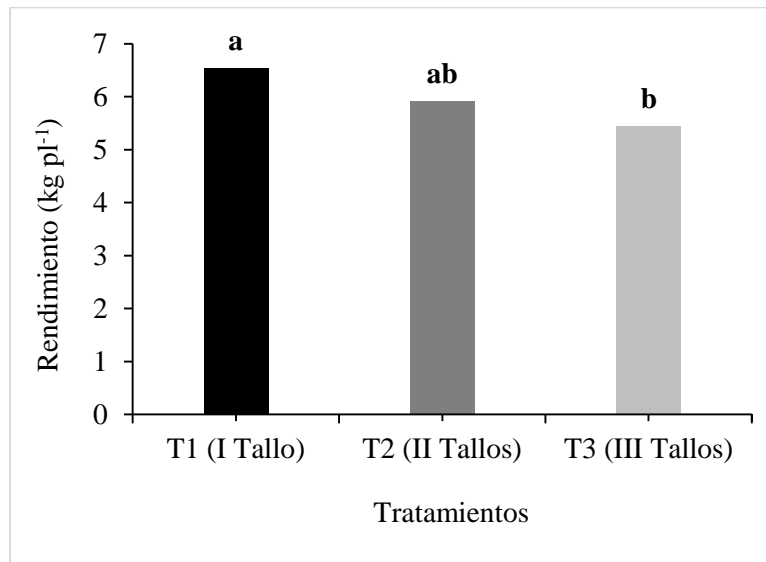


Figura 61. Rendimiento obtenido por la planta para cada uno de los tratamientos

3.6.2.10. Clasificación de número de frutos por su calidad

En el (Cuadro 9) se puede ver la clasificación de número de frutos y por su tamaño que se obtuvieron por planta para cada uno de los tratamientos. El T1 fue el que presentó mayor número y calidad de frutos con 34, 18, 9 y 1 para los tamaños grande, mediano, chico y canicas respectivamente.

Cuadro 9. Clasificación del número de fruto por su tamaño por planta

Tratamientos	Grande	Mediano	Chico	Canicas
T1 (I Tallo)	34	18	9	1
T2 (II Tallos)	26	27	23	2
T3 (III Tallos)	13	32	30	8

3.6.2.11. Número de frutos por planta

En el (**Cuadro 10**) se puede observar el número total de frutos que se obtuvieron en cada una de las repeticiones para cada tratamiento. Las cuales fueron 84, 78 y 62 para T3, T2, T1 respectivamente. Este dato es similar a reportado por Baldomero (2007) en el cultivo de tomate.

Cuadro 10. Número total de frutos obtenidos por planta de cada uno de los tratamientos

Tratamientos	R1	R2	R3	R4	R5	R6	R7	Promedio
T1 (I Tallo)	59.0b	60.0b	65.0b	67.0b	65.0b	57.0b	61.0b	62.0b
T2 (II Tallos)	71.0a	73.0a	77.0a	79.0a	89.0a	69.0a	87.0a	78.0a
T3 (III Tallos)	77.0a	80.0a	78.0a	84.0a	99.0a	83.0a	76.0a	84.0a

Diferencia mínima significancia: medias seguidas por la misma letra dentro de una columna no son significativamente diferentes de acuerdo a la prueba de Tukey en el nivel ($\alpha=0.05$).

3.6.2.12. Rendimiento total

En la (**Figura 62**) indica los rendimientos que se obtuvieron en los tratamientos los cuales fueron 173.7, 151.5 y 148.3 t ha⁻¹ para el T1, T2 y T3 respectivamente. Lo anterior indica una respuesta positiva en rendimiento para el T1, además se observó una mejor calidad en la producción. Este rendimiento concuerda con los resultados reportados por Baldomero (2007) en el cultivo de tomate desde 134 hasta 207 t ha⁻¹. Se encontró diferencia significativa en los tratamientos.

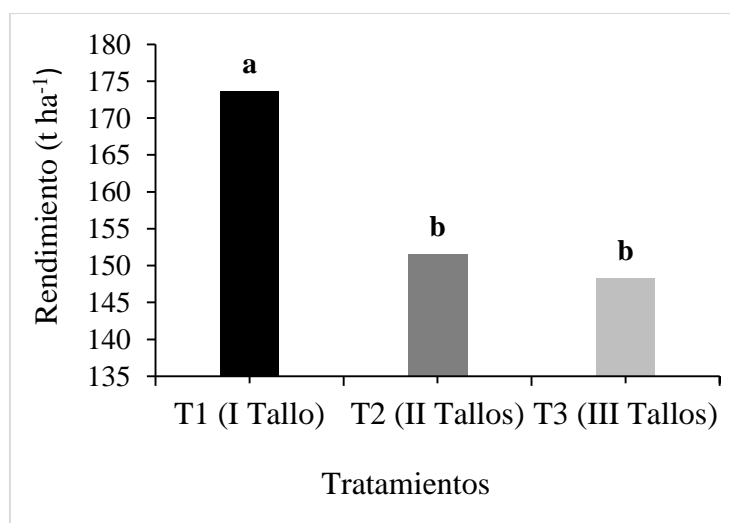


Figura 62. Rendimiento total de cultivo de jitomate en condiciones protegidas

3.6.2.13. Parámetros de calidad del fruto de jitomate

Los resultados de los °Brix en el primer racimo fueron de 4.67, 4.65 y 4.72 para T1, T2 y T3 respectivamente. En el quinto y decimo racimo el comportamiento fue muy similar y no se encontró diferencia significativa en entre los racimos ni en los tratamientos. Estos resultados son similares a lo reportado por (Casierra y Aguilar, 2008) en el cultivo de jitomate. Según Renquist y Reld (1998) cuando los frutos presentan °Brix muy bajos se debe a que son cosechados muy temprano sin alcanzar su grado de desarrollo; estos autores explican el comportamiento de los jitomates en algún tipo de dilución por la cual toma de agua durante el desarrollo del fruto excede la producción de azúcares y ácidos orgánicos (**Figura 63**).

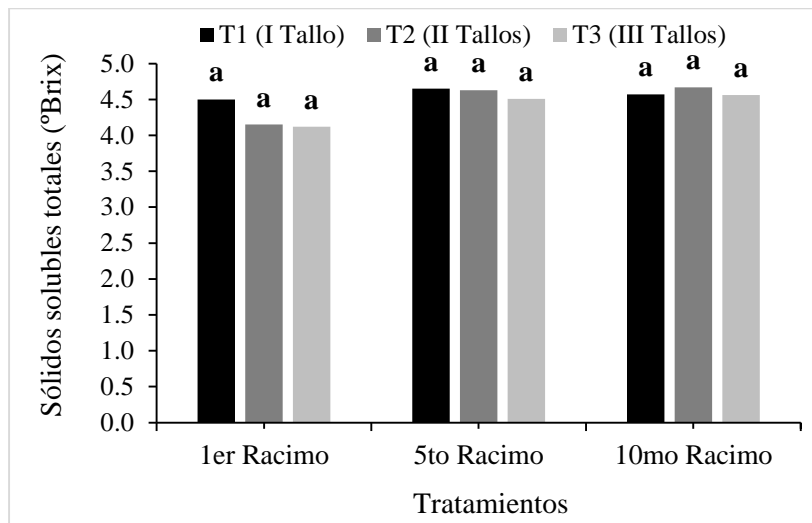


Figura 63. Sólidos solubles totales (°Brix) en frutos de jitomate

Por su parte, Salunkhe *et al.* (1974) también encontraron que los niveles más bajos en sólidos solubles totales se presentaron en frutos de tomate cosechados en estados tempranos de desarrollo, en comparación con aquéllos que se habían tornado rojos. Adicionalmente, el hecho de cosechar los frutos en estados muy tempranos del desarrollo implica que éstos no alcanzan a acumular un alto contenido de sólidos solubles

Para la variable **Firmeza** se observa que el T1 presenta el valor más alto, esto es debido a que los frutos están más expuestos directamente a la radiación solar, por eso desarrollaron su cutícula más gruesa y resistente. En cambio para el T3 la cutícula es muy delgada y sensible ya que el exceso de follaje no permite la entrada suficiente de la radiación solar a los frutos.

Los frutos del jitomate están compuestos predominantemente por células de parénquima y microfibrillas de células suspendidas en una matriz de glicoproteínas, agua, pectina y polisacáridos de hemicelulosa (Redgwell y Fischer, 2002; Scheible y Pauly, 2004).

Estos compuestos le confieren consistencia a los tejidos y con ellos adquieren una mayor resistencia al penetrómetro; por tanto, cuando los frutos se cosechan en grados tempranos de maduración, la actividad enzimática que desnaturaliza los compuestos que le confieren rigidez a los frutos es menor que en aquellos frutos cosechados en estados tardíos de desarrollo, como sucedió en los tres híbridos evaluados (**Figura 64**). Diferencia mínima significancia: medias seguidas por la misma letra dentro de una columna no son Significativamente diferentes de acuerdo a la prueba de Tukey en el nivel ($\alpha=0.05$).

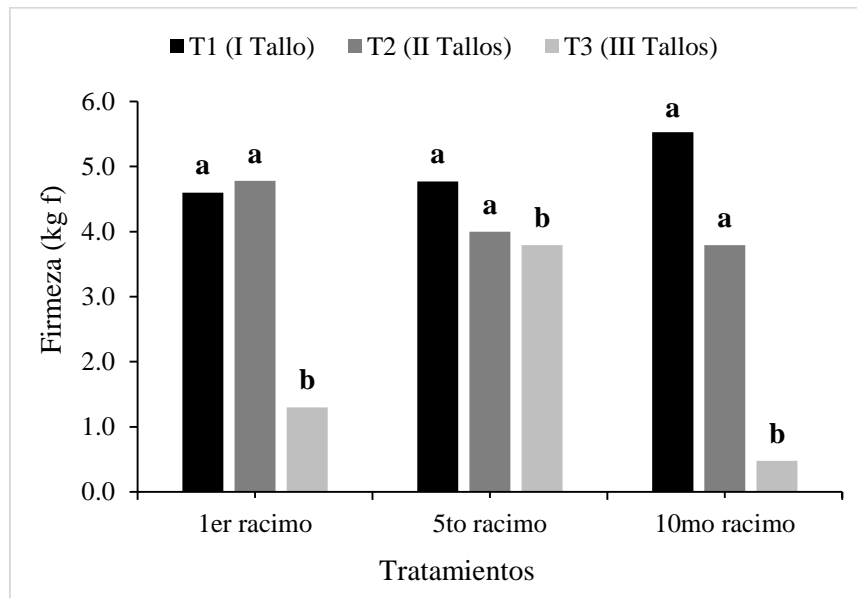


Figura 64. Firmeza de frutos de cultivo de jitomate

La variable de **vitamina “C”** se observa que en el T2 y T3 se encontraron mayor concentración de ácido ascórbico que en el T1 (**Figura 65**). Estos resultados son similares a lo reportado por Murray *et al.* (2004) en frutos de tomate cereza var. cerasiforme cv. Super sweet cultivados en invernadero 1.01% en tomates rosados, 0.96% en tomates rojos y 0.81 en tomates pintón). Diferencia mínima significancia: medias seguidas por la misma letra dentro de una columna no son significativamente diferentes de acuerdo a la prueba de Tukey en el nivel ($\alpha=0.05$).

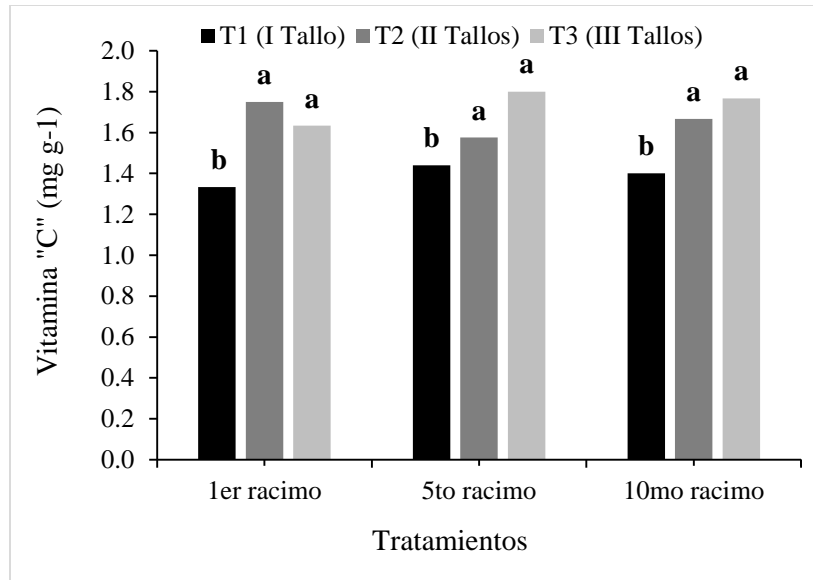


Figura 65. Concentración de ácido ascórbico (vitamina C) del fruto de jitomate

Para la **variable de pH** se observa que en el quinto racimo se presentó mayor concentración pH con 4.4 y 4.45 para el T1 y T3 y en el décimo racimo la mayor concentración se presentó en el T1 (**Figura 66**). Estos datos son similares con lo reportado por Gómez y López (2002) en tomate con pH de 4.36. Lo que implica que los frutos cosechados antes de maduración no logran realizar los procesos bioquímicos que conducen a que los ácidos orgánicos se transformen en otros compuestos que determinan el sabor y el aroma de los frutos. Si se encontró diferencia entre los tratamientos.

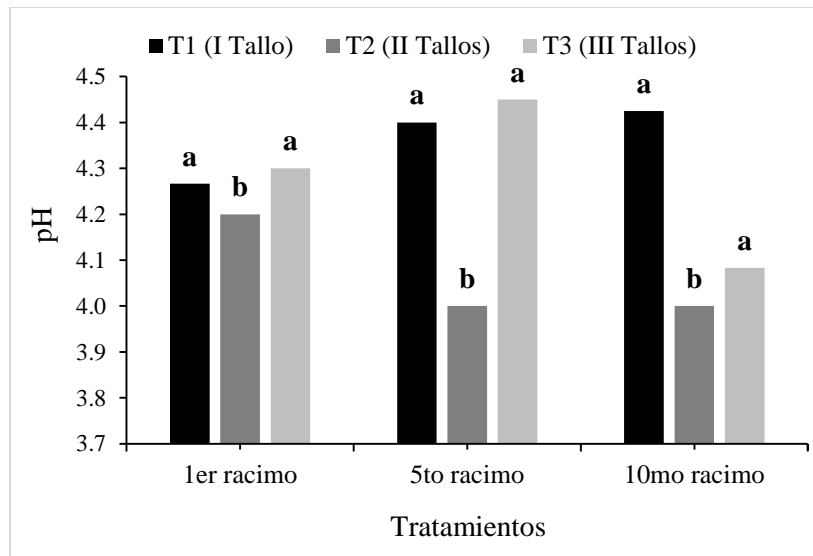


Figura 66. El pH del fruto de jitomate para los tres tratamientos

Para la variable de **acidez titulable** se observa que en los tres racimos evaluados el T3 presento mayor concentración de acidez fue de 2.70, 2.27 y 2.36 para 1^{er}, 5^{to} y 10^{mo} racimo respectivamente (**Figura 67**). Resultados similares a los encontrados en el presente experimento fueron reportados por Ceballos (2012) en el tomate tipo cereza que encontraron valores en % acidez de (2.2). Diferencia mínima significancia: medias seguidas por la misma letra dentro de una columna no son significativamente diferentes de acuerdo a la prueba de Tukey en el nivel $\alpha=0.05$).

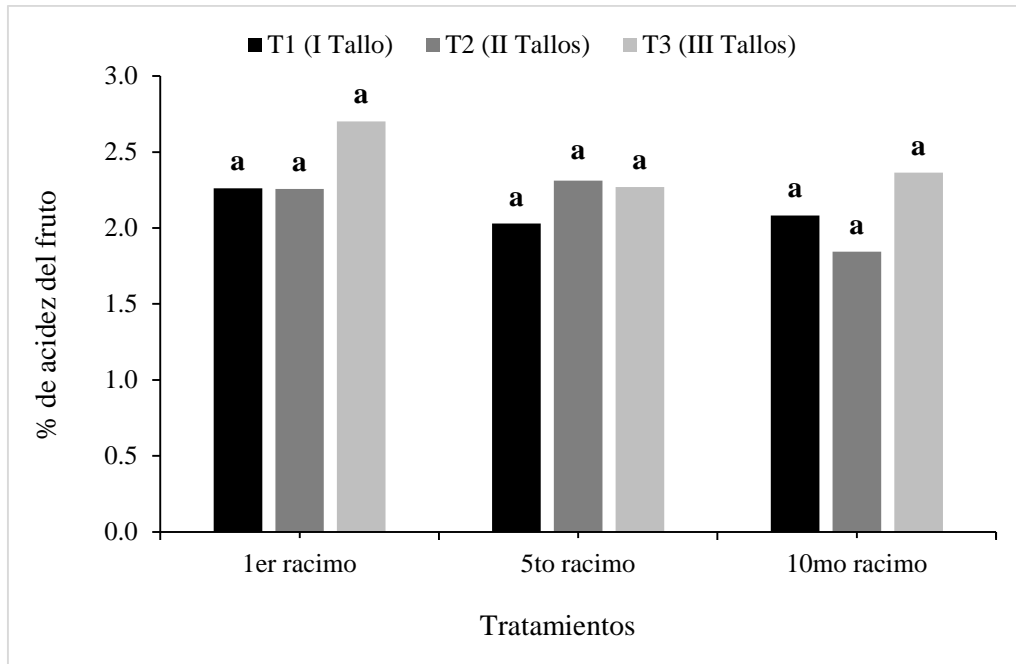


Figura 67. Acidez titulable, expresada como el porcentaje de ácido cítrico en el cultivo de jitomate

3.7. CONCLUSIONES

El máximo IAF para el chile poblano se presentó a los 160 DDT que corresponde a etapa de floración y desarrollo de fruto los cuales fueron 0.93, 1.2 y 2.75 para T1, T2 y T3, respectivamente, posteriormente el IAF disminuyó debido a la senescencia y caída de las hojas. Por el método estimado los modelos cuadráticos obtenidos se ajustaron a una $R^2 = 0.89$, 0.80 y 0.82 para T1, T2 y T3, respectivamente y por el método directo se ajustaron a una $R^2 = 0.89$, 0.80 y 0.90 para T1, T2 y T3, respectivamente, con un coeficiente de correlación entre ambos métodos de 0.90, 0.91 y 0.98 para T1, T2 y T3 respectivamente. En rendimiento de este cultivo el T3 fue el más alto con 83.9 t ha^{-1} , seguido por el T2 con 75 t ha^{-1} y el más bajo fue el T1 58.8 t ha^{-1} .

Para el cultivo de jitomate el máximo IAF se presentó a los 1431 °DA que corresponde inicio de maduración del fruto del primer racimo los cuales fueron de 3.69, 5.27 y 6.16 para T1, T2 y T3 respectivamente, después empieza a disminuir el área foliar de cultivo. Por el método estimado los modelos cuadráticos se ajustaron a una $R^2 = 0.92$, 0.94 y 0.96 para T1, T2 y T3 respectivamente con respecto al método directo donde se ajustaron a una $R^2 = 0.968$, 0.962 y 0.969 T1, T2 y T3 respectivamente. El coeficiente de determinación bajo las dos modalidades con valores de $R^2 = 0.98$, 0.99 y 0.99 para T1, T2 y T3 respectivamente.

En calidad del fruto de jitomate el mejor tratamiento fue el T1 con 69, 23, 8 y 1% en frutos grande, mediano, chico y canicas respectivamente y se encontró diferencia significativa entre los tratamientos.

El rendimiento total fue de 173.7, 151.5 y 148.3 t ha^{-1} para el T1, T2 y T3 respectivamente y si hubo diferencia significativa entre los tratamientos.

En los parámetros de calidad el T3 obtuvo el valor más alto en °Brix, % de acidez y vitamina “C” mientras que el T1 obtuvo el valor más alto en la firmeza y pH. En °Brix y % acidez no se encontraron diferencia entre los tratamientos y en firmeza, vitamina C y pH sí se encontró diferencia significativa entre los tratamientos.

El rendimiento mostró una relación alta con biomasa, la cual está directamente relacionada con el área foliar en ambos cultivos. A mayor área foliar de la planta fue mayor número de frutos por planta, pero en calidad se vio afectada ya que los frutos fueron muy pequeños en los tratamientos de mayor número de tallos (T3) para ambos cultivos.

La altura máxima de la planta de jitomate fue 275, 280 y 305 cm para T1, T2 y T3, en la etapa inicial el crecimiento fue muy parejo, después de los 900 °DA (36 DDT) se empezó a incrementar el alargamiento de los tallos en los T2 y T3 esto fue debido que a mayor número de tallos, mayor área foliar por lo tanto las hojas compiten para obtener mayor radiación solar para realizar la fotosíntesis.

Los frutos de tomate, a pesar de tener un comportamiento climatérico, deben cosecharse con un grado de madurez que permita un almacenamiento prolongado sin que se vean alteradas las características fisicoquímicas de los frutos (González, 2001). Durante la poscosecha de los frutos, también se debe considerar la fuerte influencia de la variedad sobre el comportamiento de los frutos de tomate, en relación con el tiempo comprendido en el tiempo de corte y su maduración.

La transmitancia es un parámetro de mucha utilidad en el balance de energía en los invernaderos, pero la mayoría de las veces solo se considera el valor comercial de la transmisividad del material proporcionada por el fabricante, para este invernadero la transmitancia fue 49%.

3.8. BIBLIOGRAFÍA

- Álvarez, H.V. 2014. Respuesta del jitomate en condiciones protegidas, a la humedad aprovechable estimada con el TDR. Tesis de Maestría, Montecillos, Estado de México. Colegio de Postgraduados, 110 p.
- Acosta, R., G. F., Chávez S., N. 2003. Arreglo topológico y su efecto en rendimiento y calidad de la semilla de chile jalapeño. *Agricultura Técnica en México* 29: 49–60.
- Acock, B., Acock, M.C., y Pasternak, D. 1990. Interactions of CO₂ enrichment and temperature on carbohydrate production and accumulation in muskmelon leaves. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 115:525-529.
- Asrar, G., Myneni, B., L, Y., and Kanemasu, E.1989. Measuring and modeling spectral characteristics of a tallgrass prairie, remote sensor. *Environ* 27:143-155.
- AJayi, N. O. 1990. Rapid determination of leaf area in ovate vegetable leaves by linear measurements. *J. Hort. Sc.* 65:1-15.
- Baldomero, H.Z.N. 2007. Producción de tomate (*Lycopersicum esculentum*, Mill.), hidropónico con sustrato, bajo invernadero. Tesis de Maestría, Montecillo, Estado de México. Colegio de Postgraduados, 176 p.
- Baille, A. 1999. Energy cycle. En: *Greenhouse Ecosystems*. Stanhill, G., Enoch, H.Z. (eds). Elsevier Amsterdam: 266-285.
- Berninger, E. 1989. Cultures florales de serre en zone méditerranéenne française. *Eléments climatiques et physiologiques*. Ed. INRA, PHM-Revue Horticole. París.
- Bot, G. P. A., 1983. Greenhouse climate: from physical processes to a dynamic Model. Ph. D. Dissertation, Agricultural University of Wageningen. The Netherlands.
- Brougham, R.W. 1960. The effects of hard grazing at different times of the year on the productivity and species yield of a grass-clover pasture. *New Zealand Journal of Agricultural Research* 3: 125-136.

- Castilla, N. 2001. La radiación solar en invernadero en la costa Mediterránea Española. En J. C. López, P. Lorenzo, N. Castilla, J. Pérez-Parra, J. I. Montero, E. Baeza, A. Antón, M. D. Fernández, A. Baille y M. González-Real (eds.). Incorporación de Tecnología al Invernadero mediterráneo. Almería, España: pp. 35-49.
- Castillo, F. E., y Castellvi, F. S. 2001. Agrometeorología. 2da ed. Ediciones Mundí-Prensa. España.
- CAADES (Confederación de Asociaciones Agrícolas del Estado de Sinaloa), 2008. Comparativo de avances de siembra de hortalizas en la temporada 2007-2008. Documento Interno del Departamento de Estudios Económicos de las Confederaciones de Asociaciones Agrícolas del Estado de Sinaloa (Culiacán, México).
- Casierra, P.F y Aguilar, A.O.E. 2008. Calidad en frutos de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) cosechados en diferentes estados de madurez. Agronomía Colombiana. 26:300-307.
- Castilla, N., Hernández, J., Quesada, F.M., Morales, M.L., Guillen, A., Escobar, I., y Montero, J.I. 1999. Alternative asymmetrical greenhouses for the Mediterranean area of Spain. Acta Horticulturae, 491:83-86.
- Castilla, N. 2001. La radiación solar en invernadero en la Costa Mediterránea Española. En incorporación de tecnologías al invernadero Mediterráneo. Cajamar Almería: 35-47.
- Castilla, N. 1994. Greenhouses in the Mediterranean areas: technological level and strategic management. Acta Horticulturae, 36:44-56.
- Ceballos, A.N., Vallejo, C. F.A., Arango, A.N. 2012. Evaluación de contenido de antioxidantes en introducciones de tomate tipo cereza (*Solanum spp.*). Acta Agronómica. 61:230- 238.
- Campbell, G.S., J M Norman. 1989. The description and measurement of plant canopy structure. In: G. Russel, B. Marshall, P.G. Jarvis, (Eds), Plant Canopies: Their Growth, Form and Function. Cambridge University Press, Cambridge, pp.1-19.
- Cockshull, K. E. 1989. The influence of energy conservation on crop productivity. Acta Horticulturae 245, 530-536.

- Day, W., y Bailey, B.J. 1999. Physical principles of microclimate modification. In: Greenhouse Ecosystems. Stanhill G., Enoch, H.Z. (eds). Elsevier Amsterdam: Netherlands 71-96.
- De Oliveira, R. A., E. Daros., J. L. Camargo Zambon., H. Weber., O. Teruyo Ido., J. C. Bessalho-Filho., K. C. Zuffellato-Ribas y D. K. Tramujas da Silva. 2007. Área foliar en tres cultivares de caña de azúcar y su correlación con la producción de biomasa. Revista Industrial y Agrícola de Tucumán. 37: 71-76.
- De la Casa, A., Ovando, G., Bressanini, A.R. y Martínez, J. 2012. Uso del índice de área foliar y del porcentaje de cobertura del suelo para estimar la radiación interceptada en papa. Agricultura Técnica. 67:78-85.
- Durust N., Sumengen, D y Durust. 1997. Ascorbic acid and element contents of foods of Trabzon (Turkey). J. Agric. Food Chem. 45:2085–2087.
- Escalante, E.J.A. 1999. Área foliar, senescencia y rendimiento del girasol de humedad residual en función del nitrógeno. Terra 17: 149-157.
- Enciso, B. E. y Gómez, C. 2004. Comparación de las respuestas de cuatro cultivares de mora (*Rubus sp.*) a las variaciones del factor luz. Agronomía Colombiana 22(1): 46-52.
- Elings, A. 2000. Estimation of leaf area in tropical maize. Agronomía. J. 92: 436-444.
- Ellis, R. H., P. Hadley, E. H. Roberts, and R. J. Summerfield. 1990. Quantitative relations between temperature and crop development and growth. In: Jackson, M. T., B. V. Ford-Lloyd, and M. L. Parry (eds). Climatic Change and Plant Genetics Resources. Belhaven Press, London. pp: 85-115.
- Fargo, W.S., Bonjour E.L., Wagner T.L., 1986. An estimation equation for squash leaf area using leaf measurements. Can. J. Plant Sci. 66: 677-682.
- Ferree, D.C. 1980. Canopy Development and Yield Efficiency of Golden Delicious Apple Trees in Four Orchard Management Systems. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 10:376-380.

- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). 2006. Evapotranspiración de cultivo. FAO, Roma, Italia, 327 pp.
- Flores, O. A., Martínez, S. G., Quiroz, R. J.C., Díaz, S.R y Romero, V. M.E. 2012. Análisis de la transmitancia de luz en un invernadero para producción de jitomate. Revista Acta Universitaria. 22: 1-10.
- Gómez, P.A. y López., C. A.F. 2002. Calidad de postcosecha de tomates almacenados en atmosferas controladas. Hortícola. Brasileña. 20:38-43.
- González, M. 2001. Cosecha y postcosecha. pp. 99-103. En: Escobar, H. y R. Lee (eds.). Producción de tomate bajo invernadero. Centro de investigaciones y asesorías agroindustriales, Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano, Bogotá.
- Gijzen, H. 1995. Interaction between CO₂ uptake by the crop and water loss. En: Greenhouse climate control: An integrate approach. Bakker; J.C., Bot, G.P.A., Challa, H., Van de Braak (ed.), Wageningen Pers. Netherlands: 51-62.
- Giacomelli, G.A. 1998. Differences among light transmission tests within the laboratory, within short and long-duration studies, on artificial testing stands, and within a greenhouse structure with a plant crop. Greenhouse Glazing & Solar Radiation Transmission Workshop, October 1998. Center for Controlled Environment Agriculture. Rutgers University, Cook College.
- Giacomelli, G., Ting, K.C. 1999. Horticultural and engineering considerations for the design of integrated greenhouse production systems. Acta Horticulturae, 481:475-481.
- Goenaga, R., Singh U. 1996. Estimation of leaf area of taro (*Colocasia esculenta* Schott.) from linear measurements. J. Agric. University Puerto Rico 80:183-185.
- Grossi, G.H. 2003. Estimación de la distribución espacial en Argentina de la Radiación Fotosintéticamente Activa (RFA). En Anais do XIII Congresso Brasileiro de Agrometeorología, vol.1, pp. 543-544, Santa María, RS, Brasil.

- Hanan, J.J. 1998. Greenhouses: advanced technology for protected cultivation. Ed. CRC Press. Boca Ratón Florida. USA.
- Hall, D.O y Rao, K.K. 1977. Fotosíntesis. Ediciones Omega. Barcelona.
- Hernández, J., Hernández, G., Soriano, T., Morales, M. I., Escobar, J. and Castilla, N., 2003. La orientación de un invernadero y la geometría de su cubierta determinan la transmisividad global a la radiación solar. Actas de Horticultura, n° 39: pp. 379.
- Hernández, V. B. 2010. Eficiencia de sistemas de producción del chile poblano para agricultura protegida. Tesis de Doctorado. Montecillo, Estado de México, Colegio de Postgraduados, 105 p.
- Hernández, P.J.B. 2014. Respuesta fisiológica y eficiencia de uso del agua en (*Capsicum annuum* L.) en un sistema hidropónico con déficit de riego y drenaje cero. Tesis de Maestría. Montecillo, Estado de México, Colegio de Postgraduados, 2014. 68 p.
- Hernández, J y Castilla, N. 2000. Los invernaderos mediterráneos en España. III Paquetes tecnológicos disponibles. Horticultura, 142:37-39.
- James, W.C. 1974. Assessment of plant diseases and losses. Annual Review of Phytopathology 12:27- 48.
- Jackson, J.E. 1980. Light interception and utilization by orchard systems. Hort. Rev. 2, pp. 208-67. Meyer, G.E. and D. Davison. 1987. An electronic image plant growth measurement system. Transactions of the American Society of Agricultural and Biological Engineers (ASABE) 30: 242-248.
- Jaffrin, A., y Urban, L. 1990. Optimization of light transmission in modern greenhouse. Acta Horticulturae, 281:25-33.
- Jensen, M.H., y Malter, A.J. 1995. Protected horticulture: a global review. Ed. World bank. Washington. USA.
- Jorge, Y., y González, F., 1997. Estimación del área foliar en los cultivos de ají y jitomate. Agrotecnia de Cuba 27: 123-126.

- Kolukisaoglu, Ü. and K. Thurow. 2010. Future and frontiers of automated screening in plant sciences. *Plant Science* 178: 476-484.
- Langhans, R.W y Tibbitts, T.W.1997. *Plant growth chamber handbook*. Ed. Iowa State Univ. Press. USA.
- López, O.A. 2007. Señales químicas en plantas de jitomate (*Lycopersicon esculentum*, Mill) y su potencial para incrementar la eficiencia en el uso del agua. Tesis de Doctorado. Montecillo, Texcoco, Estado de México, Colegio de Postgraduados.
- Lorenzo, P., Sánchez, G.M.C., Medrano, E., Aguilar, F.J., Perez, J., y Castilla, N. 1999. Soilless cucumber response to mulching in unheated Mediterranean greenhouse. *Acta Horticulturae*, 491:401-403.
- Long, S. J. 1986. *Capsicum y Cultura: La Historia del Chilli*. Fondo de Cultura Económica. México, D. F. 181 p. Meyer, G.E. and D. Davison. 1987. An electronic image plant growth measurement system. *Transactions of the American Society of Agricultural and Biological Engineers (ASABE)* 30: 242-248.
- Norma, M. J. and Campbell, S. G. 2000. *An introduction to environmental biophysics*. 2nd ed.
- Nobel, P.S. 1974. *Introduction to biophysical plant physiology*. D. Kennedy and R.B. Park (ed). W.H. Freeman and Company, San Francisco, USA.
- Mastalerz, J.W. 1997. *The greenhouse environment*. Ed. Jhon Wiley and Sons. New York, USA.
- Medina, R. M. 2011. Inducción de Resistencia a *Fusarium oxysporum* y Estimulación del Desarrollo Vegetal en Jitomate (*Solanum lycopersicum*) Empleando *Methylobacterium* spp.” Tesis de Maestría. Instituto Politécnico Nacional, CIIDIRIPN-MICHOACÁN. Jiquilpan, Michoacán, México. 69 pp.
- Mendoza, P.C., Ramírez, A.C., Ojeda, B.W., Flores, V.J., Flores, M.H. y Sifuentes, I.E. 2014. Comparación de dos métodos para medir el índice de área foliar de chile poblano en invernadero. 3er congreso internacional de investigación en ciencias básicas y agronómicas. Universidad Autónoma de Chapingo, México. 229-239 pp.

- Meyer, G.E. and D. Davison. 1987. An electronic image plant growth measurement system. Transactions of the American Society of Agricultural and Biological Engineers (ASABE) 30: 242-248.
- Montero, J. I., Antón, A., Hernández, J. and Castilla, N., 2001. Direct and diffuse light transmission of insect proof screens and plastic films for cladding greenhouses. Acta Horticulture.(ISHS) 559: 203-210.
- Montero, J.I., Castilla, N., Gutiérrez, E., y Bretones, F. 1985. Climate under plastic in the Almeria area. Acta Horticulture, 170:227-234.
- Monteith, J. L. and M. H. Unsworth, 1990, Principles of Environmental Physics, 2nd Ed., Edward Arnold, New York, Pp 53-54.
- Morales, M.I., Hernández, J., Soriano, M.T., Martínez, F.M., Escobar, I., Berenguer, J.J., y Castilla, N. 2000. Optimización de la radiación en invernaderos mediterráneos para aumentar la calidad de las producciones. VII jornada del grupo de horticultura de la SECH. Actas de horticultura: pp 123-126.
- Murray, R., Lucangeli, C., Polenta, G., y Budde, C. 2004. Calidad de tomate cereza cosechado en tres estados de madurez. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Disciplinas básicas e investigaciones - Producción vegetal. p. 47.
- Pagola, M., R. Ortiz, I. Irigoyen, H. Bustince, E. Barrenechea, P. Aparicio-Tejo, C. Lamsfus, and B. Lasa. 2009. New method to assess barley nitrogen nutrition status based on image colour analysis: Comparison with SPAD-502. Computers and Electronics in Agriculture 65: 213-218.
- Papadakis, G., Briassoulis, D., Mugnozza, G.S., Vox, G., Feuilloley, P., y Stoffers, J.J. 2000. Radiometric and thermal properties of, and testing methods for, greenhouse covering materials. Journal Agricultural Engineering Research, 77:7-38.

- Renquist, R.A. y J.B. Reid. 1998. Quality of processing tomato (*Lycopersicon esculentum*) fruit from four bloom dates in relation to optimal harvest timing. *New Zeal. J. Crop Hort. Sci.* 26, 161-168.
- Reis, S. Ligia, Carlos A. V. de Azevedo, Abel W. Albuquerque y Josué F. S. Junior. 2013. Índice de área foliar e produtividade do tomate sob condições de ambiente protegido. *Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental.* 17: 386–391.
- Redgwell, R.J. y M. Fischer. 2002. Fruit texture, cell wall metabolism and consumer perceptions. pp. 46-88. En: Knee, M. (ed.). *Fruit quality and its biological basis.* Sheffield Academic Press, Sheffield.
- Rodríguez, R. Tavares, R. y Medina, 2001. *Cultivo moderno del tomate.* 2ª Edición. Ediciones Mundi-Prensa. España. 255 p.
- Rodríguez, J., Peña O., B. V., Gil M., A., Martínez C., B., Manzo, F., Salazar L., L. 2007. Rescate in situ del chile "poblano" en Puebla, México. *Revista Fitotecnia Mexicana* 30: 25–32.
- Rodríguez, D.N., Cano, R.P., Figueroa, V.U., Palomo, G.A., Favela, C.E., Álvarez, R.V.P, Márquez, H.C y Moreno, R. 2008. Producción de tomate en invernadero con humus de lombriz como sustrato. *Fitotecnia Mexicana*, 31:265-272.
- Ross, J. 1981. *The radiation regime and architecture of plant stands.* Dr. W. Junk Publisher, The Hague, Ned. 392p.
- Salisbury, F.B., Ross C.W. 1994. *Fisiología Vegetal.* Grupo Editorial Iberoamericana S.A. México.
- SAGARPA. 2008. *Anuario estadístico de la producción agrícola de los Estados Unidos Mexicanos.* Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. México.

SAGARPA (Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación), 2010. Monografía de cultivos “Jitomate”, Subsecretaría de Fomento a los agronegocios. 10 p. Disponible en línea:

<http://www.sagarpa.gob.mx/agronegocios/Documents/pablo/Documentos/Monografias/Jitomate.pdf> (consulta abril 18, 2013).

Salunkhe, D.K., S.J. Jadhav y M.H. Yu. 1974. Quality and nutritional composition of tomato fruit as influenced by certain biochemical and physiological changes. *Qualitas Plantarum* 24: 85-113.

Seeman, U. 1974. Climate underglass. Tech. Note n° 131. World Meteorological Organization. Geneve.

Sceicz, G. 1974. Solar radiation in crop canopies. *J. Appl. Ecol.* 11: 1117-1156.

Soriano, T., Montero, J.I., Sánchez-Guerrero, M.C., Medrano, E., Antón, A., Hernández, J., Morales, M.I y Castilla, N. 2004. A study of direct radiation transmission in a symmetrical multi-span greenhouses using scale model and simulation models. *Biosystems Engineering*, 88: 243-263.

SIAP, 2013. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Cierre de la Producción Agrícola por Cultivo “Modalidad riego y temporal”. SAGARPA, D.F., México. Disponible en línea.

http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com_wrapp (consulta julio 05, 2013).

Sierra, P.J.O. 2005. Fundamentos para el establecimiento de pasturas y cultivos forrajeros. Editorial. Universidad de Antioquia. Segunda edición. 31 pp.

Sonnentag, O., Talbot, J., Chen, J.M., Roulet, N.T. 2008. Using direct and indirect measurements of leaf area index to characterize the shrub canopy in an ombrotrophic peatland. *Agric. Forest. Meteorol.* 144: 200-212.

Steven, M. D. 1986. Foliage cover and radiation interception. *Field Crop Research*, 13:75.87.

- Scheible, W.R. y M. Pauly. 2004. Glycosyltransferases and cell wall biosynthesis: novel players and insights. *Curr. Opin. Plant Biol.* 7, 285-295
- Takakura, T. 1989. *Climate under cover*. Laboratory of environmental engineering. University of Tokio. Japan.
- Takebe, M. and T. Yoneyama. 1989. Measurement of leaf color scores and its implication to nitrogen nutrition of rice plants. *Japan Agricultural Research Quarterly (JARQ)*,23:86-93.
- Urban, L. 1997. *Introduction a la production sous serre: la gestión du climat (Tomo 1)*. Ed. Tec. Doc. Paris.
- Vargas, C. J.M. 2012. Extracción nutrimental del jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) en diferentes mezclas de sustratos. Tesis de Maestría. Universidad autónoma de Chapingo. Chapingo, México. 64 p.
- Vega, M. R., J., Escalante, E. A., Sánchez, G. P., Ramírez, A. C y Cuenca, A.E. 2001. Asignación de biomasa y rendimiento de girasol con relación al nitrógeno y densidad de población. *Revista Terra* 19: 75-81.
- Wacquant, C. 2000. *La construction des abris et serres*. Ed.CTIFL. Paris. France.
- Watanabe, J., Pool R.M., Watanabe K.N., 1997. The evaluation of an optical method to estimate the leaf area of grapevines. *J. Jap. Soc. Hort. Sc.* 66: 235-244.
- Wunsche, J., Lakso, A., Robinson, T., Lenz, F., Denning, S. 1996. The Basis of productivity in apple production systems: The role of light interception by different shoot types. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 121:886-893.
- Wang, S. y Boulard, T., 2000. Measurement and prediction of solar radiation distribution in full-scale greenhouse tunnels. *Agronomie*. pp. 41-50.
- Whatley, J.M., Whatley, F.R. 1984. *Luz y vida vegetal*. Ediciones Omega. Barcelona.

Zabeltitz, C. V. 1998. Greenhouse structures. En G. Stanhill y H. Z. Enoch (eds.), Ecosystems of the World, 20: greenhouse ecosystems. Amsterdam: Elsevier: pp. 17-69.

Zabeltitz, C.V. 1999. Greenhouse structures. En: Greenhouse Ecosystems. Stanhill, G., Enoch, H.Z. (eds). Elsevier Amsterdam: 71-79

Zegbe, J. B.; Valdez, R. V.; Lara, A. H. 2012. Cultivo de hile en México. Fitotecnia 35. México.

CAPÍTULO IV. COMPORTAMIENTO DE LA FENOLOGÍA DE CULTIVOS DE CHILE POBLANO Y JITOMATE BAJO CONDICIONES PROTEGIDAS

RESUMEN

Los grados-día de desarrollo, son los índices más comúnmente utilizados para estimar el desarrollo de las plantas. Estos índices han sido aplicados en numerosos sistemas de producción de hortalizas para predecir la madurez fisiológica, la fecha de cosecha y el momento de siembra. La asociación de estos índices con la fenología permite establecer conclusiones muy útiles en el campo de la investigación científica y en la práctica agrícola, al conocerse las fechas probables de las diferentes fases del desarrollo, la duración de los diferentes subperíodos, las fechas límites y la frecuencia de ocurrencia de los fenómenos biológicos. El objetivo de este capítulo es determinar la fenología de cultivo de chile poblano y jitomate ambos de crecimiento indeterminado y asociar cada una de las etapas con los grados-día desarrollo. El trabajo se realizó durante dos ciclos agrícolas (2014 para chile poblano y 2015 para jitomate) en invernadero ubicado en el Campus Montecillo del Colegio de Postgraduados. La fecha de trasplante fue el 20 de abril del 2014 y 2015 utilizando tezontle como sustrato bajo riego por goteo. El experimento consistió en tres condiciones de manejo en función de número de tallos. Para determinar la sincronía de los grados-día desarrollo con la fenología del cultivo se llevó un registro de la fenología ambos cultivos, desde el momento de la siembra en charolas hasta fin de cosecha. Las observaciones fenológicas se realizaron de forma diaria en ocho plantas, también se realizaron mediciones de altura, número de hojas, números de frutos y número de racimos. Los resultados indican que el chile poblano necesita 204 días después de trasplante (DDT) para completar su ciclo de mayor producción de frutos, después empieza a disminuir la producción y calidad del fruto. A partir de 37 DDT empieza la floración y continúa hasta el final del ciclo y la cosecha empieza a partir de 85 DDT y continúa hasta 204 DDT. Para el cultivo de jitomate necesita 162 DDT o 1770 °DA para a completar hasta 10 racimos cosechadas. El trasplante se realiza a partir de los 498 °DA, el crecimiento vegetativo empieza a los 49 DDT o 1033 °DA, la floración del primer racimo empieza a los 23 DDT o 754 °DA. La maduración del fruto del primer racimo empieza a partir de los 79 DDT o 1327 °DA y se empieza a cosechar a partir de 99 DDT o 1498 °DA y después la cosecha se realiza como ocho días.

Palabras clave: observaciones fenológicas, temperatura, agricultura protegida

CHAPTER IV. AGEING BEHAVIOR OF CROPS AND TOMATO POBLANO PEPPER UNDER PROTECTED CONDITIONS

ABSTRACT

Degree-days of development, are most commonly used to estimate the development of plants indices. These indices have been applied in many vegetable production systems for predicting physiological maturity, harvest date and the time of planting. The association of these indices with the phenology allows for useful conclusions in the field of scientific research and agricultural practice to meet the probable dates of the different stages of development, the duration of the different sub-periods, deadlines and frequency of occurrence of biological phenomena. The aim of this chapter is to determine the phenology poblano chile culture and tomato both indeterminate and associate each stage with degree-day development. The work was done during two agricultural cycles (2014 to 2015 poblano chile and tomato) in greenhouses located in the Montecillo Campus of the Graduate College. The transplant date was April 20, 2014 and 2015 using as substrate tezontle under drip irrigation. The experiment consisted of three driving conditions based on the number of stems. To determine the synchrony degree days developing crop phenology records of the phenology both crops was carried from the time of planting in trays until the end of harvest. The phenological observations were made on a daily basis in eight plants, measurements of height, number of leaves, number of fruits and number of clusters were also performed. The results indicate that the poblano chile need 204 days after transplanting (DDT) to complete its cycle of increased production of fruits, then begins to decrease production and fruit quality. From 37 DDT flowering begins and continues until the end of the harvest cycle starting from 85 DDT and continues until 204 DDT. For growing tomatoes need 162 DDT or 1770 °DA to complete up to 10 bunches harvested. The transplant is performed from 498 °DA, vegetative growth begins at 49 DDT or °DA 1033, the first cluster flowering begins at 23 DDT or 754 °DA. The first fruit ripening cluster starts from 79 DDT or 1327 °DA and begin to reap from 99 DDT or °DA 1498 and after the harvest takes place eight days.

Keywords: phenological observations, temperature, protected agriculture.

4. INTRODUCCIÓN

Los grados-día de desarrollo (GDD por Growing Degree Days), son los índices más comúnmente utilizados para estimar el desarrollo de las plantas (Qadir *et al.*, 2007). Estos índices han sido aplicados en numerosos sistemas de producción de hortalizas para predecir la madurez fisiológica, la fecha de cosecha y el momento de siembras sucesivas (Perry *et al.*, 1986; Clay *et al.*, 2006; Qadir *et al.*, 2007). Aunque la acumulación GDD para las diferentes etapas de desarrollo es relativamente constante e independiente de la fecha de siembra, cada híbrido, variedad o cultivar de la especie, puede tener valores específicos para estos parámetros (Phadnawis y Saini, 1992; Qadir *et al.*, 2006).

La dinámica del desarrollo vegetal está determinada en parte por el clima, lo que se ha tratado de cuantificar desde que Reaumur en 1730 inventó el termómetro e introdujo el concepto de “requerimientos térmicos” de las plantas para alcanzar su madurez (Wang, 1960). Entre los factores climáticos que mayor influencia tiene sobre el crecimiento y el desarrollo de los cultivos se encuentran la temperatura, el fotoperiodo (Porter y Delecolle, 1988; Fischer, 1983) y en ocasiones la vernalización (Fischer, 1983).

La temperatura es clave en la definición del momento de siembra en el subtrópico y por lo tanto sobre la duración de las diferentes fases fenológicas, las cuales afectan la productividad de los cultivos (Tewari y Singh, 1993) y es considerado el elemento que mayor importancia tiene sobre la tasa de crecimiento y desarrollo de las plantas (Machado *et al.*, 2006; Ritchie y Ne Smith, 1991).

La temperatura incide sobre la tasa de producción y el área foliar que conforma el dosel vegetal, a través del cual los cultivos interceptan la radiación solar y realizan los procesos metabólicos tendientes a la acumulación de fotoasimilados (García y López, 2002; García *et al.*, 2000). El conocimiento de la duración exacta de las fases de desarrollo y su interacción con los factores ambientales, es esencial para alcanzar los máximos rendimientos en las plantas cultivadas, ya que determinan factores como la absorción de nutrientes y el llenado de frutos que inciden directamente sobre la productividad del cultivo (Prabhakar *et al.*, 2007). El conocimiento de la fenología en diferentes fechas de siembra y en distintas condiciones agroecológicas constituye uno de los aspectos agronómicos fundamentales para el cultivo y la producción de cualquier vegetal.

La fenología es el estudio de las fases o actividades periódicas y repetitivas del ciclo de vida de las plantas y su variación temporal a lo largo del año (Mantovani *et al.*, 2003). Incluye el estudio de las causas de su sincronización y su relación con factores bióticos y abióticos, así como las interrelaciones que pueden existir entre fases de una o más especies (Lieth, 1974 en Badeck *et al.*, 2004; Talora y Morellato, 2000). La importancia del conocimiento del desarrollo de todas las fases de los cultivos radica en que permite, tanto al investigador como al productor, proceder en la ejecución de actividades fitotécnicas en los momentos de máxima eficiencia, para lograr los mayores rendimientos (Hernández, 1995).

La fenología tiene como finalidad estudiar y describir de manera integral los diferentes eventos fenológicos que se dan en las especies vegetales dentro de ecosistemas naturales o agrícolas en su interacción con el medio ambiente. En este sentido, la realización de las observaciones fenológicas, consideradas importantes, son la base para la implementación de todo sistema agrícola, permitiendo a los productores agrícolas obtengan con su aplicación una mayor eficiencia en la planificación y programación de las diferentes actividades agrícolas conducente a incrementar la producción de los cultivos (Yzarra *et al.*, 2011).

Eventos fenológicos como la brotación, la floración, la fructificación e incluso la senescencia, responden directamente a cambios macro y microclimáticos (Sparks *et al.*, 2009; Badeck *et al.*, 2004), siendo las variables de temperatura, fotoperíodo, radiación solar, humedad relativa y precipitación las responsables de los cambios de estados fenológicos en las plantas (genética de planta) (Dahlgren *et al.*, 2007). Dentro de las variables más influyentes se encuentran la temperatura, el fotoperíodo y la precipitación (Sherry *et al.*, 2007). El efecto de la temperatura y el fotoperíodo ha sido ampliamente estudiado en las regiones templadas (Keatinge *et al.*, 1998; Bonhomme *et al.*, 1994; Craufurd *et al.*, 1996), donde la presencia de estaciones genera cambios drásticos durante el año (Dalezios *et al.*, 2002) mientras que en las regiones tropicales, cerca del Ecuador, no existen estaciones y la temperatura está determinada por la altitud, siendo relativamente constante en el transcurso del año al igual que la radiación solar, que sufre pequeñas variaciones dependiendo de las modificaciones de la nubosidad. En condiciones tropicales la inducción floral se presenta por el estrés hídrico, ocasionado por la ausencia de precipitaciones o por el retiro del riego (Orduz-Rodríguez y Fischer, 2007).

Es por lo anterior que la fenología ha sido considerada como un factor clave para monitorear la respuesta de las plantas al cambio climático. En efecto, las observaciones fenológicas constituyen una valiosa fuente de información en la investigación de la relación existente entre el clima, el ambiente y el desarrollo de la planta (Kramer *et al.*, 2000; Ahas *et al.*, 2002). A nivel de cultivos, la relación entre los estados fenológicos y el microclima de una región ha sido considerada como una herramienta poderosa en el monitoreo de cultivos con el fin de maximizar su producción (O’Leary *et al.*, 2010; Hatfield *et al.*, 2011; Kapetanaki y Toullos, 1996; Bussay y Szinell, 1996).

4.1.1. OBJETIVO GENERAL

El objetivo de este capítulo es determinar la fenología de cultivos de chile poblano y de jitomate ambos de crecimiento indeterminado bajo condiciones protegidas y asociar cada una de las etapas con los grados día de desarrollo.

4.1.2. OBJETIVOS PARTICULARES

1. Determinar la duración de cada una de las etapas fenológicas de cultivo de chile poblano y jitomate desarrollados bajo condiciones protegidas.
2. Asociar cada una de las etapas fenológicas en días después de trasplante en el cultivo de chile poblano.
3. Calcular los grados-día desarrollo de cultivo de jitomate y asociar con la fenología

4.1.3. HIPÓTESIS

La fenología puede ser una herramienta importante para el manejo más preciso de los cultivos, la cual describe la aparición de las etapas en función del tiempo, tradicionalmente, el tiempo se ha expresado en días calendario, lo que genera discrepancias cuando las condiciones ambientales varían, con respecto al periodo en que fueron determinadas. Actualmente es posible expresar la fenología en grados-día desarrollo, lo que le da más robustez porque consideran las características del cultivo y condiciones de clima. La predicción de la fenología usando el concepto de grados-día desarrollo simplifica la predicción del programa de riego al considerar intrínsecamente la variabilidad en las fechas de siembra y en las condiciones climáticas.

4.2. REVISIÓN DE LITERATURA

4.2.1. Grados día desarrollo (°DD)

4.2.1.1. Definición de grados-día desarrollo

Los grados-día y su acumulación, representan el reloj térmico que controla la manifestación de las diferentes etapas de desarrollo (fenológicas) de las plantas. Las plantas deben acumular una cierta cantidad de grados para pasar de un estado a otro. Ello explica por qué las fechas de brotación o floración no son las mismas entre distintas temporadas del cultivo. Dependiendo de la velocidad con que se acumulen estos grados día, los eventos fenológicos se adelantan dependiendo de las condiciones del ambiente que lo rodea (SEPOR, 2010).

Boussignault, Quételet y De Candolle (1855) pusieron de relieve la importancia de la temperatura sobre el desarrollo de las plantas. Mostraron que al sumar las temperaturas medias diarias durante la estación de crecimiento de una planta, se obtiene la llamada “**suma de calor**” que expresa la cantidad total de calor a que la planta estuvo sometida durante su periodo de crecimiento y que se requiere para su maduración. Se vio que para cada especie la suma de calor (grados-día) era bastante constante. Así por ejemplo, para el trigo era de unos 2100 a 2500 grados-día, independientemente de la latitud y altitud de la localidad. Sin embargo, para un cierto número de plantas los primero investigadores observaron que la suma no era constante y sugirieron modificaciones para mejorar la correlación entre las temperaturas observadas y el crecimiento de las plantas. En general se observó que las temperaturas bajas eran menos proporcionalmente las menos efectivas que las temperaturas altas y que el grado de crecimiento no era proporcional a la temperatura expresada en °C.

La temperatura es clave en la definición del momento de siembra en el subtrópico y por lo tanto sobre la duración de las diferentes fases fenológicas, las cuales afectan la productividad de los cultivos (Tewari y Singh, 1993) y es considerado el elemento que mayor importancia tiene sobre la tasa de crecimiento y desarrollo de las plantas (Machado *et al.*, 2006; Ritchie y Ne Smith, 1991).

La temperatura incide sobre la tasa de producción y el área foliar que conforma el dosel vegetal, a través del cual los cultivos interceptan la radiación solar y realizan los procesos metabólicos

tendientes a la acumulación de fotoasimilados (García y López, 2002; García *et al.*, 2000). El conocimiento de la duración exacta de las fases de desarrollo y su interacción con los factores ambientales, es esencial para alcanzar los máximos rendimientos en las plantas cultivadas, ya que determinan factores como la absorción de nutrientes y el llenado de frutos que inciden directamente sobre la productividad del cultivo (Prabhakar *et al.*, 2007).

4.2.1.2. La temperatura para la plantas

La temperatura del aire está controlada principalmente por la radiación solar incidente, si bien también está muy influenciada por la naturaleza de la superficie terrestre y, muy particularmente, por las diferencias entre tierra y agua, altitud y vientos dominantes.

La temperatura del aire ambiental tiene una marcada influencia sobre todos los procesos fisiológicos del crecimiento y desarrollo, que ocurren en la parte aérea de las plantas. La temperatura del suelo, por su parte, afecta directamente la germinación y emergencia, así como a los procesos del metabolismo que se lleva a cabo en las raíces.

Es decir, que las variantes que sufra la temperatura en el medio suelo-atmosfera, en el que se encuentran inmensa la planta, harán modificar con gran amplitud el desarrollo estructural y las reacciones fisiológicas de los vegetales y en última instancia determinaran su sobrevivencia, de acuerdo a las temperaturas extremas que se presentan en dicho medio.

4.2.1.3. Temperatura de las plantas

La temperatura de las plantas es la verdaderamente importante, sin embargo, con frecuencia se prescinde de considerarla, por las dificultades que ofrece su medición en relación a la medición de la temperatura ambiental.

Se puede considerar la temperatura de las plantas misma y las variantes de la temperatura del aire entre el follaje, que difiere obviamente de la temperatura del aire fuera de la cubierta vegetal y que se mide en las estaciones meteorológicas ordinariamente.

4.2.1.4. Temperatura individual

La temperatura de la planta, considerada como individuo, varía según el órgano estudiado y aun dentro de un mismo órgano.

4.2.1.5. Temperatura de las hojas

Las temperaturas de las hojas vienen determinadas por su equilibrio energético y particularmente por la intensidad de la radiación incidente y los factores de la cubierta vegetal que determinan su distribución, tales como la frondosidad, el albedo, la disposición del follaje y transmisividad de las hojas; la temperatura del aire sobre el cultivo; la intensidad de la transpiración y la velocidad del viento.

Norero (1977), proporciona una fórmula para estimar la temperatura de las hojas en función de los factores mencionados y Da Mota (1978) consigna las experiencias de Linacre (1964), en las que dedujo que cuando la temperatura del aire es de más de 35 °C hay un límite máximo general de unos 33 °C para la temperatura de las hojas, pero cuando las hojas padecen los efectos de una escasez de agua, las temperaturas de las mismas, pueden ser bastantes superiores a los 35 °C. (Percy *et al.*, 1984), mencionados por el mismo Da Mota, realizó algunas mediciones en el valle de la muerte (California) donde se midieron temperaturas de la hoja de más de 45 °C, mientras que las temperaturas del aire eran de dos a tres grados menos.

4.2.1.6. Requerimientos térmicos de las plantas

1. Las plantas, para su crecimiento y desarrollo exigen del régimen de temperatura básicamente dos cosas:
2. Que no presenten valores extremos de la temperatura (máximos y mínimos) que impidan su crecimiento y en último caso su sobrevivencia.
3. Que las temperaturas medias diarias sea tales que el “consumo” de temperatura por las plantas ha satisfecho en un lapso razonable de tiempo de manera que su rendimiento no se vea disminuido.

4.2.1.7. Temperaturas letales, umbrales y óptimas

Los efectos perjudiciales de las temperaturas extremas sobre las plantas varían con las especies, variedades, estado de desarrollo, condiciones climáticas estado fitosanitario, etc., pudiendo sobrevivir a temperaturas muy bajas durante la fase de inactividad (Castillo y Castellvi, 2001).

Los cultivos de verano, tales como el jitomate, maíz, algodón, etc., no son resistentes en absoluto a las bajas temperaturas. Los cultivos de invierno, tales como la remolacha, guisantes, alfalfa y trigo, tienen una gran resistencia, existiendo cultivos que se encuentran entre estas dos categorías.

4.2.1.8. Temperaturas letales

Son las temperaturas más elevadas y más bajas que pueden soportar las plantas. Para muchas plantas superiores, el límite letal superior se encuentra alrededor de una temperatura máxima diaria de unos 51 °C y el inferior, de una mínima de 0 °C.

Hay plantas que pueden sobrevivir con unas temperaturas extremadamente altas y otras con unas extremadamente bajas. Aamodt (1941) encontró que ciertas variedades de alfalfa se han cultivado con éxito en regiones donde las temperaturas máximas de verano exceden los 49 °C. En los que respecta a las bajas temperaturas, es un caso frecuente que una planta no muera debido al suelo helado, sino por la capa de hielo que cubre el suelo impidiendo la respiración de las raíces. Las plantas vivaces mueren frecuentemente por la llamada sequía fisiológica producida por bajas temperaturas y una elevada intensidad solar, aunque exista abundancia de agua en el suelo, que ocasiona una incapacidad radical para la absorción del agua.

4.2.1.9. Temperaturas umbrales

Son aquellas por encima o por debajo de las cuales el desarrollo de la planta resulta afectado. Los umbrales inferiores varían con las especies y variedades de plantas. Las resistentes al frío (clorofilas) pueden soportar temperaturas inferiores a 0 °C durante una cierta fase de su ciclo vital sin sufrir daños, mientras que los cultivos de estación cálida (no clorofilos) pueden dejar de crecer a temperaturas inferiores a 10 °C. En esta segunda categoría los genetistas han obtenido híbridos resistentes a las bajas temperaturas, si bien ello ha requerido el trabajo de muchos años.

Es interesante observar el cambio en el desarrollo morfológico de un cultivo en su adaptación (aclimatación) a un nuevo medio ambiente. Algunos híbridos sobrevivirán en un clima frío, pero se desarrollarán en forma enana, reduciendo los rendimientos y acortándose el periodo de crecimiento. Otras plantas se adaptan a la economía del calor combinando el balance de energía en su propio beneficio, mediante cambios en la posición de las hojas e incluso en su estructura. En el desierto tropical, los cactus sobreviven gracias a las espinas y pubescencias que cubren la superficie de la planta y dispersan la radiación. La variación estacional del color de las hojas es otro ejemplo de adaptación.

4.2.1.10. Temperaturas óptimas

No es fácil definir la temperatura óptima para la respuesta de la planta. No puede determinarse tan exactamente como la letal y umbral, si bien es posible fijar un intervalo óptimo para una calidad de cultivos específicos. En el caso de rendimientos, no hay estándar absoluto fijado para el óptimo y tampoco puede servir el promedio de altos rendimientos de todas las regiones geográficas, ni el de los cultivos de invernadero. Prácticas culturales diferentes proporcionarían distintos contenidos de agua y oxígeno en el suelo, que afectarían a su temperatura. Los resultados experimentales sobre temperaturas óptimas deberán evaluarse a la luz de todos los factores que intervienen.

En el estudio de temperaturas óptimas, la temperatura de los órganos de las plantas es un dato especial. Así, la temperatura de la hoja es un mejor indicador de temperatura que la del aire. La temperatura de un invernadero puede ser lo bastante elevada para producir daños, pero con la misma temperatura del aire en las parcelas de cultivos, la temperatura de la hoja puede no alcanzar valores perjudiciales para las plantas. La velocidad del viento, gradiente de presión de vapor y la transpiración pueden reducir la temperatura. En la práctica hay dificultades en las medidas de la temperatura, debido a la falta de una instrumentación adecuada y a la fluctuación constante de la temperatura de la hoja debido a momentáneos cambios de tiempo.

4.2.1.11. Constate térmica

Se ha mencionado anteriormente que todas las plantas deben “consumir” o “acumular” determinada cantidad de calor, medida en grados-día o unidades calor, desde la germinación hasta la madurez. Dicha cantidad es aproximadamente constante de acuerdo a la especie considerada y

se le denomina constante térmica (Romo y Arteaga, 1989). La constante térmica se puede definir, como la cantidad de temperatura acumulada que necesita una especie vegetal para completar su ciclo vegetativo.

Obviamente, la constante térmica de una especie cultivada en diferentes regiones climáticas es la misma, solo que será cubierta en diferente cantidad de tiempo dependiendo de los regímenes térmicos que se presenten. Por ejemplo si una variedad de trigo tiene una constante térmica de 2000 °C y se siembra en tres lugares diferentes, cuyas temperaturas medias diarias fueran de 17 °C, 14 °C y 13 °C, será cubierta en 118, 143 y 154 días respectivamente (Romo y Arteaga, 1989).

Siempre que sea posible, es recomendable calcular la constante térmica por variedades y por subperiodos o etapas fenológicas.

La constante térmica no es absolutamente invariable ya que existen ciertos factores ambientales que las modifican, los más importantes son el contenido de humedad del suelo, su nivel de fertilidad, su temperatura y el tipo de suelo, además de la densidad de población.

4.2.1.12. La importancia de los grados-día

Conocer la relación que existe entre la planta y su entorno es fundamental para realizar un manejo técnico adecuado de un cultivo. Las plantas responden principalmente a los cambios en las variables ambientales tales como la temperatura, la humedad relativa y la luminosidad, generando respuestas como salir del receso de invierno, iniciar la brotación, floración, cuajado, maduración, etc. Esta información permite planificar los controles fitosanitarios, la fecha de cosecha, o bien predecir datos tan importantes como el rendimiento esperado, entre otros. Por ejemplo, en jitomate industrial, conociendo los Grados Día Acumulados (°DA) se puede predecir el número de racimos que se obtendrá al final en cosecha. Es por ello que la metodología para la programación del riego considera en todo momento esta interacción.

Se observa, pues que, a pesar de las muchas aplicaciones, el sistema de unidades de calor está sometido a serias limitaciones que pueden resumirse a continuación:

1. Las plantas responden de un modo distinto a los mismos factores ambientales durante las distintas fases de su ciclo vital. Las constantes varietales fallan, al no tener en cuenta estas distintas fases.
2. La temperatura umbral empleada en los cálculos de las sumas de grados-día se consideran constantes durante todo el ciclo vital de la planta, lo cual no es correcto, ya que los valores umbrales varían al hacerlo el estado de desarrollo y la edad de la planta.
3. Las necesidades en grados-día de un proceso dado son solamente constantes para un intervalo dentro del cual exista una proporcionalidad directa entre el crecimiento y la temperatura. Tal proporcionalidad falla cerca de los umbrales superior e inferior.
4. El sistema de unidades de calor no tiene en cuenta otros muchos factores que influyen en el crecimiento y desarrollo de las plantas, tales como la humedad del suelo, déficit de tensión de vapor etc. Además se basa solamente en las temperaturas medias sin considerar las máximas o mínimas, oscilación diaria de la temperatura.

Para mejorar el sistema de unidades de calor debería tomarse temperaturas representativas, variando la altura de los registros al variar la altura de la planta, haciendo las observaciones de planta en lugares distribuidos al azar en los campos de cultivo. Debería variarse la temperatura umbral con la edad de las plantas, debiendo hacer una evaluación cuantitativa de los efectos negativos de las temperaturas fuera de los umbrales y diferenciar crecimiento y desarrollo. Deberán combinarse las temperaturas con otros elementos climáticos tales como la precipitación.

4.2.1.13. Distribución de las plantas en función de las temperaturas

En la naturaleza, el nivel de la temperatura rara vez permanece constante a lo largo del año si se exceptúa ciertas regiones de los trópicos, donde la diferencia entre las temperaturas medias de los meses más cálidos y más fríos del año es menor de 1 °C en localidades a una distancia del Ecuador inferior a 10° de latitud. La temperatura ejerce un papel muy importante de control sobre el crecimiento de las plantas. Las consideraciones que siguen se basan principalmente en los trabajos de Went (1957) y colaboradores, que han contribuido poderosamente a dar una idea mucho más clara de la influencia del clima sobre la distribución geográfica de las plantas.

4.2.1.14. Nictotemperatura y fototemperatura

Se ha observado que en muchas plantas el crecimiento se produce principalmente durante la noche, lo que significa que la temperatura nocturna es de trascendental importancia en el crecimiento. Esto ha sido comprobado para el caso de los jitomates, maíz, pimiento y otras plantas.

No suele disponerse de información de temperatura nocturna en los datos meteorológicos publicados, ya que suelen darse solamente las temperaturas medias diarias o las máximas y mínimas en 24 horas o mensuales. A partir de ellas puede estimarse la temperatura diurna (fototemperatura) o la nocturna (Nictotemperatura) mediante las siguientes (**Ecuación 6 y 7**):

$$T_{\text{foto}} = T_{\text{máx}} - 1/4 (T_{\text{máx}} - T_{\text{min}}) \dots \dots \dots (6)$$

$$T_{\text{nicto}} = T_{\text{min}} + 1/4 (T_{\text{máx}} - T_{\text{min}}) \dots \dots \dots (7)$$

La Nictotemperatura cambia de una estación a otra excepto en climas tropicales. A medida que aumenta la distancia a la costa aumenta la oscilación de la Nictotemperatura, ya que las grandes masas de agua ejercen un efecto regulador sobre la temperatura. También una baja humedad del aire es un factor que contribuye a aumentar la oscilación anual de la temperatura nocturna.

Hay plantas que pueden crecer con Nictotemperatura de 0 °C tales como *Galanthus nivalis* y otras especies que emergen a través de la capa de nieve, si bien la mayoría crecen apreciablemente cuando la Nictotemperatura es superior a 0 °C.

No solamente el crecimiento de las plantas viene influenciado por la nictotemperatura, sino que también lo están otros muchos procesos. Por ejemplo, la temperatura óptima para el cuajado de los frutos en el jitomate se encuentran entre los 14-18 °C, y las plantas deberán estar sometidas a estas temperaturas durante el periodo que sigue a la polinización para asegurar el cuajado de los frutos. Después, la temperatura puede bajar por debajo de ese nivel y los frutos seguirán su desarrollo.

Muchas plantas no solamente no crecen cuando la temperatura nocturna es demasiado elevada, sino que mueren al ser expuestas varias noches. Una sensibilidad extrema a la nictotemperatura se presenta también en plantas no cultivadas por ejemplo en especies de *Lupinus*.

Esta falta de adaptación de las plantas a nictotemperatura excesivamente elevadas explica en gran medida su distribución sobre la tierra. En principios se pensó que la no existencia de plantas propias de las regiones templadas al aproximarse a los trópicos era debido a una competencia de aquellas con las especies tropicales típicas. Hoy se debe que muchas plantas de las regiones templadas no prosperan en zonas tropicales, incluso sin ninguna competencia.

El cultivo de jitomate puede sobrevivir a temperaturas adversas en el rango de 10° a 35°C. Las temperaturas de desarrollo usadas para estimar los grados-día son 11°C y 29°C, para temperaturas mínimas y máximas, respectivamente (Guenkov, 1969).

4.2.1.15. Usos de grados-día desarrollo

Entre las muchas aplicaciones se encuentran:

1. Programación de las fechas de siembra o ciclos de cultivo.
2. Pronóstico de fechas de cosecha
3. Pronóstico de rendimiento
4. Determinación del desarrollo vegetal esperado, para diferentes localidades
5. Determinación del desarrollo vegetal esperado para diferentes fechas de siembra o inicios del ciclo de cultivo
6. Pronóstico de coeficientes de cultivos (Kc).
7. Pronóstico de aparición de plagas y enfermedades

Si tenemos los registros y las tablas de fenología, estaremos en condiciones de anticiparnos a eventos como la cosecha. Incluso en algunos casos, se podrá predecir la cantidad de fruta y calibre.

Este indicador es una herramienta valiosa para el manejo de los cultivos, ya que ayuda a los productores y consultores a anticiparse a los acontecimientos biológicos que resulten en un mejor control de plagas y las decisiones en el manejo de los cultivos para minimizar los conflictos presentados tales como el riego y la aplicación de un pesticida.

4.2.1.16. Calculo de los grados-día desarrollo

Antes de entrar de lleno a los métodos para calcular la constante térmica, se hablara un poco de las unidades en que se mide. Comúnmente esto se hace en grados-día o unidades calor, que expresa

el “calor específico” para el crecimiento de las plantas acumulado durante el día. Se sabe que a partir de cierta temperatura toda la planta empieza a crecer. A dicha temperatura, como se sabe, se le conoce como temperatura cardinal mínima, pero también se le llama cero vital, cero fisiológico o temperatura base, por lo tanto, arriba del cero vital se presentan las temperaturas efectivas para el crecimiento de las plantas (Romo y Arteaga, 1989).

Por lo anterior se dice que los grados o las unidades calor se contabilizan, durante un cierto lapso de tiempo, como la suma de las diferencias entre las temperaturas medias diarias y el cero vital correspondiente a la especie considerada.

El cero vital varía con la especie y con los diferentes subperiodos fenológicos, sin embargo, en forma generalizada es usual utilizar un cero vital de 6 °C para todas las especies y durante toda la vida de las plantas, lo cual provoca imperfecciones en el cálculo de la constante térmica (Romo y Arteaga, 1989).

Existen varios métodos para calcular los grados-días, los principales son el método del seno simple, doble seno, triángulo simple y doble triángulo.

La estimación diaria de éstos requiere del conocimiento de la temperatura media ambiental diaria (Ta), de acuerdo con las (**Ecuación 8**) descrita por (Ojeda *et al.*, 2006).

$$^{\circ}D = T_a - T_c - \text{min}, \text{ si } T_a < T_c - \text{max}$$

$$^{\circ}D = T_c - \text{max} - T_c - \text{min}, \text{ si } T_a \geq T_c - \text{max}$$

$$^{\circ}D = 0, \text{ si } T_a \leq T_c - \text{min} \dots \dots \dots (8)$$

Donde: °D= grados día, Ta= temperatura ambiental diaria, Tc-max y Tc-min= son las temperaturas mínimas y máximas del ambiente, respectivamente, las cuales son los umbrales en que se desarrolla la planta de jitomate (29 y 11°C)

Quételet supuso que el crecimiento era proporcional al cuadrado de la temperatura y la suma de calor era la suma de los cuadrados de las temperaturas. De Candolle resto una cierta temperatura umbral a las medias diarias, un cierto número de grados por debajo de las cuales no había

crecimiento. Este valor dependía de la especie de planta, por ejemplo para la cebada era de 5 °C y para el maíz 12 °C.

Más recientemente la suma de temperaturas ha sido extensivamente utilizada por M. Y. Nuttonson (1948), quien en muchos casos aplicaba una corrección para el fotoperiodo (**Ecuación 9, 10,11**):

$$\text{Relación De Candolle: } \sum(\bar{T}_i - x) \dots\dots\dots(9)$$

$$\text{Quételet: } \sum(\bar{T}_{i2} - X) = K \dots\dots\dots(10)$$

$$\text{Nuttonson: } \sum(\bar{T}_i - X)f = K \dots\dots\dots(11)$$

Price en 1909 puso de relieve la aplicación del principio de Van't Hoff Arrhenius: por cada aumento de temperatura de 10 °C, el aumento de la reacción es doble. Livingston (1916) ideó un índice llamado “suma fisiológico” *u* basándose en el principio anterior (**Ecuación 12 y 13**)

$$\text{Log}_2 u = \frac{(\bar{T} - 4)}{10} \dots\dots\dots(12)$$

$$\text{Log}_2 u = (\bar{T} - 4)/10 \dots\dots\dots(13)$$

En las formulas anteriores \bar{T} es la temperatura media diaria, *X* un factor que depende de la planta que se considere, *f* la duración del fotoperiodo durante la estación de crecimiento y *K* la suma de calor que varía con la planta. Es algo sorprendente que estas sumas resulten tan constantes en las prácticas, ya que en la mayoría de las plantas el crecimiento no es una función lineal de la temperatura tal como $g = c \bar{T} + d$, sino más bien varía según la (**Ecuación 14**):

$$g = a \bar{T}^3 + b \bar{T}^2 + c \bar{T} + d \dots\dots\dots(14)$$

En esta fórmula *a* es siempre negativo y del orden de magnitud de -0.2; *b* es mayor que 1; *c* tiene un valor que se aproxima a la temperatura óptima y *d* depende de la temperatura más baja a la que

el crecimiento es aún posible. Una función cuadrática no puede expresar el grado de crecimiento con temperaturas en el intervalo inferior y una caída en el superior. Un polinomio de tercer grado da una mayor aproximación matemática de la relación entre la temperatura y el crecimiento.

Sin embargo, esta fórmula es demasiado complicada para su uso en el campo y además los parámetros no son constantes a lo largo de todo el periodo de crecimiento. Tampoco tiene una base teórica.

La energía calorífica no puede ser empleada por las plantas para el crecimiento y la energía utilizada es la energía química presente en las reservas almacenadas. El calor solo puede controlar el grado con que esta energía química puede hacerse disponible para la planta y la eficiencia con que se usa o puede inhibir la fotosíntesis. Por lo tanto, el calor no es una forma disponible de energía para las plantas y solo modifica otros procesos (**Figura 68**).

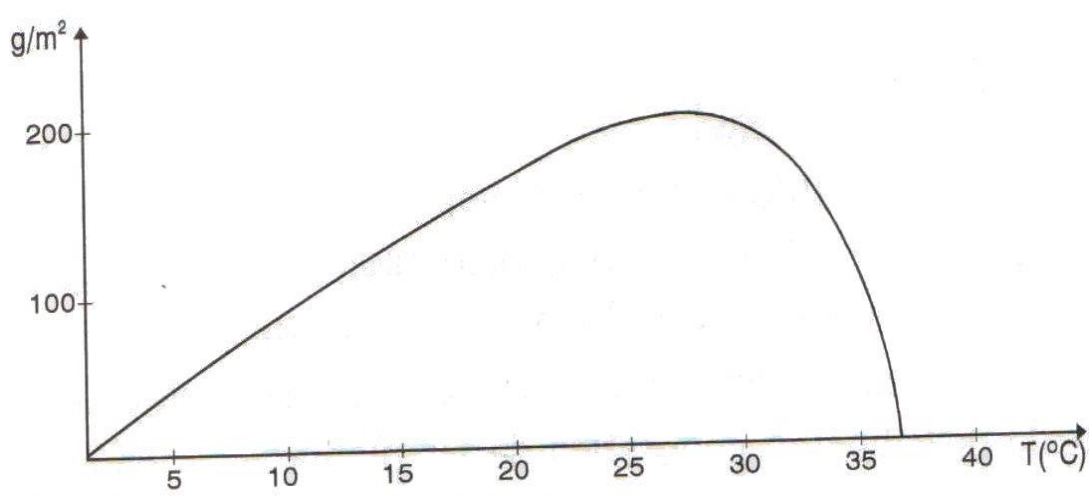


Figura 68. Relación entre la temperatura y el crecimiento de una planta en todo el periodo

4.2.2. FENOLOGÍA DEL CULTIVO

Uno de los términos naturales más evidentes es el que las plantas aumentan de tamaño en forma más o menos continua y desarrollen nuevos órganos en forma intermitente durante su vida. En la vida de un vegetal se distinguen dos grandes etapas, el crecimiento y desarrollo vegetativo y el reproductivo.

La primera etapa se refiere en plantas vasculares al desarrollo de las raíces, tallos y hojas y la segunda a la formación de flores, frutos y semillas.

Por otro lado, es sabido que el desarrollo y las reacciones de una planta dependen de la interacción coordinada de los factores hereditarios y los ambientales (climáticos, edáficos, geográficos y bióticos) sobre los procesos fisiológicos internos de dicha planta (Romo y Arteaga, 1989).

El crecimiento y desarrollo de los vegetales, considerado como una respuesta a los factores mencionados, está sujeto al fenómeno de periodicidad.

La periodicidad se manifiesta no solo en términos de variaciones estacionales en aspectos cuantitativos del crecimiento sino también en el desarrollo de ciertos órganos en diferentes etapas. La periodicidad más evidente, en el aspecto cualitativo es el desarrollo secuencial de órganos vegetales y reproductivos (Romo y Arteaga, 1989).

El estudio de la relación entre los factores climáticos y los fenómenos periódicos de los vegetales, es el objetivo de la fenología vegetal.

El estudio de la fenología vegetal está más desarrollado y es más fácil, debido a que las transformaciones de los vegetales son más evidentes y la duración de las etapas generalmente son más cortas (Romo y Arteaga, 1989).

4.2.2.1. Definición de la fenología

Es la rama de la ecología que estudia los fenómenos periódicos de los seres vivos y sus relaciones con las condiciones ambientales, tales como la temperatura insolación, humedad, etc. (De Fina y Revelo, 1975). Como ejemplo más evidente de dichos fenómenos se tienen: aparición de las primeras hojas; brotación de yemas; floración; maduración de los frutos, ya sea comercial o fisiológico; defoliación; amacollamiento; germinación; etc.

Los cambios periódicos en la morfología, la bioquímica y la actividad de las plantas que no pueden detectarse tan fácilmente, son solo ejemplos subjetivos del estudio fenológico.

4.2.2.2. Aplicaciones e importancia de la fenología

La cantidad de aplicaciones de la fenología habla por sí misma de la importancia práctica que ha adquirido. Entre las aplicaciones más sobresalientes se puede mencionar:

- a) Elaborar planes de trabajo agrícola, según la longitud de los periodos vegetativos
- b) Calendario para el combate de plagas, enfermedades y malezas de acuerdo a las épocas de mayor incidencia.
- c) Zonificación agrícola en base a mapas fenológicos.
- d) Determinación de los requerimientos bioclimáticos o equivalentes meteorológicos de las diferentes especies y determinación de periodos críticos.
- e) Determinación de modelos biometeorológicos para definir regiones agrícolas potenciales para los diferentes cultivos.
- f) Pronóstico de condiciones climatológicas favorables o desfavorables a las plantas cultivadas en base a las observaciones fenológicas en plantas indicadoras.
- g) Estimación del rendimiento de diversos cultivos.
- h) Programación de la asistencia técnica en base a la fenología de los cultivos.

La importancia de la fenología se deriva, además de sus aplicaciones, de la comprensión que brinda acerca de la respuesta de los vegetales al medio ambiente y la variación de dichas respuestas a lo largo de su vida; este permite determinar las etapas o periodos críticos de los cultivos durante los cuales se debe fijar la atención con el fin de obtener los máximos beneficios con el mínimo de costos (Romo y Arteaga, 1989).

La fenología comprende el estudio de los fenómenos biológicos vinculados a ciertos ritmos periódicos o fases y la relación con el ambiente donde ocurren. En su ciclo ontogénico, los vegetales experimentan cambios visibles o no, que están en estrecha relación con el genotipo, el ambiente en que se desarrollan y la interacción entre éstos; el resultado del complejo de interacciones, ocasiona amplias respuestas de los diferentes cultivos y variedades (Mundarain *et al.*, 2005).

La fenología usualmente se define como la distribución estadística de algunos parámetros que se utilizan para medir el crecimiento de la planta, así como el momento de ocurrencia de una

determinada etapa, su duración, su sincronía con otros eventos y la simetría de la curva de la distribución para cada estimador de los parámetros estimados. La duración de los ciclos de vida o desarrollo de los cultivos depende de la especie y de las condiciones físicas y ambientales donde se desarrolle cada cultivo (Bolaños, 2001).

El conocimiento de la fenología de un cultivo particular es importante para su manejo correcto (Soto-Ortiz *et al.*, 2006; Soto-Ortiz y Silvertooth, 2008). Desde un punto de vista climatológico, estos fenómenos sientan las bases para la interpretación de cambios debidos a factores bioclimáticos; agronómicamente, la consecuencia de un microclima específico permite la respuesta que se prevé de la planta; y, económicamente, las etapas fenológicas permiten la ejecución óptima de varias prácticas agrícolas, como la polinización manual, predicción de una probable incidencia de plagas, necesidad de fertilización específica o de aplicación de sustancias hormonales particulares, control de maleza, etc. (Cautín y Agusti, 2005).

El principal objetivo de la fenología es reunir información sobre el inicio, la culminación, la conclusión y la duración de cada etapa y correlacionar informaciones con los factores y elementos ambientales.

4.2.2.3. División de periodos de la planta

Para describir el crecimiento y desarrollo de los cultivos, es necesario determinar las funciones o tasas de diferentes procesos; éstos incluyen la identificación de fases y etapas distintivas del desarrollo, así como la predicción de la duración de éstas para determinados regímenes de temperatura (Wurr *et al.*, 2002; Soto-Ortiz *et al.*, 2006; Soto-Ortiz y Silvertooth, 2008). En el caso de *Capsicum spp.*, Torres (1995) indica solamente cuatro fases fenológicas: emergencia, séptima hoja, floración y madurez; por su parte, USDA (2003) determina que la duración de las etapas fenológicas se basa en el periodo que transcurre entre fases específicas, que depende del origen de las plantas (siembra directa o trasplante); también menciona tres grandes etapas: 1) 50 % desde la siembra hasta el aclareo, 2) 75 % del aclareo o trasplante a amarre de fruto y 3) 100 % del amarre de fruto a la cosecha o fin de ésta.

Periodo vegetativo: Se entiende por periodo vegetativo el lapso de un tiempo durante el cual las plantas llevan a cabo su crecimiento y desarrollo vegetativo (desarrollo de raíces, tallos y hojas) y reproductivo (formación de flores, frutos y semillas).

En las plantas perennes al periodo vegetativo le sigue un periodo de reposo perfectamente definido por la caída de las hojas y la suspensión del crecimiento.

Esto se produce en regiones frías o templadas, en las cuales el periodo vegetativo coincide con la época calurosa y el periodo de reposo con la invernal. Sin embargo, en las regiones tropicales donde prácticamente no se presentan épocas calurosas y frías bien marcadas, el periodo de reposo no se presenta, o bien, su presencia no es tangible. En las plantas anuales el periodo de reposo está representado por el estado seminal de las mismas. El periodo de reposo que atraviesan muchos cereales permite su recolección, almacenaje en seco y su empleo final como alimento.

Una vez que las condiciones ambientales lo permiten (condiciones óptimas de humedad y temperatura, principalmente) el periodo de reposo es roto y comienza un nuevo periodo vegetativo con la brotación de las yemas foliares y/o florales en las plantas perennes y la germinación de las semillas en las plantas anuales. Esto también depende del tipo de planta y sus características genéticas. En teoría se puede dividir la vida de un vegetal en tres periodos: vegetativo, reproductivos y de reposo. Sin embargo, prácticamente en los estudios fenológicos se consideran dos periodos, el vegetativo, que comprende la etapa propiamente vegetativa y la etapa reproductiva, y el de reposo. Inclusive en muchos casos se consideran el periodo reposo como un subperiodo del periodo vegetativo. Esto es común en plantas perennes.

Fase: Fase es la aparición, transformación o desaparición rápida de los órganos de las plantas. (De Fina y Ravelo, 1975). Se utilizan para dividir el periodo vegetativo en subperiodos y dichas fases pueden ser visibles, como por ejemplo: germinación, principio de amacollamiento, brotación de ramas, floración, fructificación, principio de la maduración de los frutos, etc., o bien las fases pueden ser invisibles, por ejemplo, cuando se alcanza el peso máximo de los frutos entre otros.

Isófana: Es la representación geográfica de los fenómenos periódicos de la vida vegetal. Curvas que unen los puntos donde una fase dada se verifica en la misma fecha.

Isófana de Siembra: En las cartas de siembra, por medio de las isófanos correspondientes, se indica la fecha de inicio general de la siembra. Las cartas de siembra sirven para obtener los periodos óptimos de siembra y auxilian para establecer la aptitud de un clima respecto a varios cultivos.

Isófana de cosechas: Son aquellas que unen puntos donde la cosecha de una especie o variedad dada, se verifica en una misma fecha. La forma y distribución de las isófonas de cosecha depende, al igual que las de siembra, de tres factores principales: régimen térmico, régimen pluviométrico, y factores agrotécnicos.

Isófana de floración o Isoante: Las isoantes son líneas que unen puntos donde la floración de una especie dada sucede en la misma fecha. De hecho hay una isófana particular para cada fase, pero se menciona la isoante por la importancia que reviste la fase de floración.

Periodos críticos: Respecto a un cierto elemento meteorológico (temperatura, lluvia, etc.), es aquel intervalo relativamente breve del periodo vegetativo, durante el cual la planta presenta la máxima sensibilidad a dicho elemento. Los periodos más estudiados han sido respecto a la temperatura y el nivel de humedad. Los periodos críticos varían de un cultivo a otro, pero con referencia a la temperatura, se puede decir que en general coinciden con la fase del brote, pero especialmente con la floración, polinización y la fructificación. Con respecto a la humedad, los periodos críticos se manifiestan en la velocidad del aumento de peso y transpiración (Romo y Arteaga, 1989).

Equivalentes meteorológicos: Es un término usado para referirse a los valores críticos (de exceso o deficiencia) de los elementos del clima que afectan el desarrollo y rendimiento de los cultivos. Los equivalentes meteorológicos se dan por elemento del clima y tiempo. Para establecer los equivalentes meteorológicos se puede recurrir a la investigación estadística si los informes son confiables y regulares (Romo y Arteaga, 1989).

4.2.2.4. La temperatura como factor que interviene en el desarrollo de los cultivos

Siendo la temperatura el factor que actúa principalmente sobre el desarrollo de los cultivos, un incremento en la temperatura ambiental puede afectar su tasa de crecimiento, limitar su actividad fotosintética y aumentar su respiración (Ellis *et al.*, 1990; Lawlor, 2005). O sea que el acortamiento del ciclo puede reducir el rendimiento potencial de cultivos, al reducirse el periodo de intercepción

de la radiación, que es precisamente uno de los principales determinantes de la acumulación de materia seca y rendimiento (Monteith, 1981).

La calendarización científica del riego basada en la fenología ha sido exitosamente aplicada al acoplar en forma óptima la oferta con la demanda hídrica de los cultivos y aumentar la productividad y eficiencia de agua. Esta metodología ha sido aplicada en México para calendarizar el riego en el cultivo de papa por Ojeda *et al.*, (2006), así como también se han utilizado para estimar las demandas nutricionales del cultivo de papa (Sifuentes *et al.*, 2009).

Diversas variantes han sido reportadas para estimar el tiempo térmico. A pesar de los desarrollos tecnológicos para monitorear en tiempo “casi real” las variables meteorológicas, la mayoría de los métodos de estimación de tiempo térmico han sido desarrollados para valores promedios diarios (Villordon *et al.*, 2009). La edad fisiológica de un cultivo es producto de la edad cronológica y de los antecedentes ambientales de este, para medir la edad fisiológica se utiliza a menudo la acumulación °D relacionada con la aparición de cada fase de desarrollo, las cuales difieren para cada variedad (Jefferies, 1991).

Diversos modelos, principalmente lineales, han sido ampliamente utilizados para predecir los cambios en la fenología de los cultivos en función del tiempo térmico (Lallukka *et al.*, 1978). El método estándar basado en la temperatura promedio es el método más utilizado para estimar los °D (Dufault, 1997). Sin embargo se han reportado en la literatura métodos que utilizan más parámetros como Sands *et al.*, (1979) que reporta el método P-Days. Otros trabajos realizados en la comparación de métodos para estimar la fenología basado en °D ha sido reportada por Villordon *et al.*, (2009).

4.2.2.5. Factores asociados a la fenología de cultivos

Los factores ambientales más importantes que definen la producción de un cultivo son la radiación solar, la temperatura, y el bióxido de carbono. Estos tres elementos junto con las características del cultivo (fisiología, fenología, arquitectura y genotipo) son lo que definen el máximo potencial productivo de una zona agrícola. El siguiente nivel productivo lo definen los factores limitantes agua y nutrientes. Mientras que el primer nivel que define al estado actual productivo lo definen

los factores reductores asociados con las malezas, plagas, enfermedades, mercado, desastres naturales y contaminación del ambiente donde se desarrollan los cultivos.

Estudiar el impacto de los factores ambientales en un lugar está relacionado con estudiar los factores que restringen su desarrollo y productividad; para lo cual es necesario revisar la ley del mínimo, formulada independientemente por los científicos Liebig y Sprengel (Van Der *et al.*, 1999), que establece que el rendimiento de un cultivo está delimitado por el elemento o factor restrictivo, sin importar que los demás estén en plenitud. Los cultivos no se adaptan a las condiciones medias de sus hábitats, sino a las condiciones mínimas para el mantenimiento de la vida. El crecimiento está limitado no tanto por la abundancia de cada uno de los factores necesarios, sino por la disponibilidad mínima de cualquiera de ellos.

4.2.2.6. Fenología y cambio global

La información fenológica acumulada a lo largo de los años puede ser utilizada en estudios sobre cambio climático global. Por lo menos tres problemas relacionadas con la detección de cambios en la biosfera pueden ser investigados utilizando esta información (Schwartz, 1994). Por un lado, la técnica puede generalizarse desde una escala local a una general, por otro, puede desarrollarse un enfoque integrado para representar la diversidad del bioma y, por último, puede deducirse a los mecanismos físicos responsables de los acontecimientos, con el fin de incorporar la información fenológica en modelos de escala global y detectar cambios en factores ambientales relacionados. Los estudios llevados a cabo en América del Norte han puesto de manifiesto el potencial de la fenología como un monitor eficiente del cambio global en las regiones de latitudes medias. La estrategia futura se orienta en el sentido de relacionar la información fenológica a partir de satélites (Delthier *et al.*, 1975), plantas indicadoras y especies representativas (Schawtz, 1994).

4.3. MATERIALES Y METODOS

4.3.1. Calculo de los grados-día desarrollo

Las condiciones climáticas fueron monitoreadas mediante un Data Logger HUBO U12-011 que mide la temperatura y humedad relativa, que se instaló en el interior de invernadero en la parte central del experimento a una altura de 2 m sobre la superficie del suelo.

De la cual se obtuvieron los valores de temperatura °C a intervalos de cada minuto y estos valores se utilizaron para calcular los grados-día desarrollo (°DD) de cultivo de jitomate con la (**Ecuación 9**) descrita por Ojeda-Bustamante *et al.*, (2006).

$$^{\circ}D = T_a - T_c - \text{min}, \text{ si } T_a < T_c - \text{max}$$

$$^{\circ}D = T_c - \text{max} - T_c - \text{min}, \text{ si } T_a \geq T_c - \text{max}$$

$$^{\circ}D = 0, \text{ si } T_a \leq T_c - \text{min}$$

Donde: °D = grados-día, Ta= temperatura del ambiente diario, Tc-max y Tc-min= son las temperaturas mínimas y máximas del ambiente, las cuales son los umbrales en que se desarrolla la planta de jitomate.

La planta de jitomate responde bien a temperaturas altas, siendo las mínimas para la germinación de semillas de 10 °C con una temperatura máxima de 35 °C y un óptimo entre 17 a 20 °C. Una temperatura óptima de crecimiento está entre 11 y 29 °C con un promedio de 22 °C. El crecimiento de las raíces se da a temperaturas superiores de 16 °C (Advisory Committee on Vegetable Crops, 1997). Para el jitomate, y usando grados centígrados, la ecuación se simplifica como.

$$^{\circ}D = T_a - 11, \text{ si } T_a < T_c - 29$$

$$^{\circ}D = T_c - \text{max} - T_c - 20, \text{ si } T_a \geq T_c - 29$$

$$^{\circ}D = 0, \text{ si } T_a \leq T_c - 11$$

4.3.2. Calculo de grados-día acumulados

Para facilitar la expresión matemática del desarrollo de un cultivo se utiliza una variable x_n que expresa los gados-día acumulado (°DA_n) hasta el día n , a partir de la siembra del cultivo, normalizado con respecto al parámetro α_0 (**Ecuación 15**):

$$X_n = \frac{DA_n}{\alpha_0} \dots \dots \dots (15)$$

Donde α_0 es el valor DA_n requerido para completar el ciclo fenológico de la siembra a cosecha.

4.3.3. Determinación de la fenología en cultivo de chile poblano

Para determinar la fenología se llevó a cabo un registro de la fenología, desde el momento de la siembra en charolas hasta final de la cosecha. Las observaciones fenológicas se realizaron de forma diaria en ocho plantas distribuidas al azar en el experimento. Debido a la falta de equipos para el monitoreo de clima en el interior del invernadero la fenología de este cultivo se maneja con el concepto de días después de trasplante (DDT).

4.3.4. Asociación de grados-día desarrollo en la fenología de la planta de jitomate

Para determinar la sincronía de los grados-día desarrollo con la fenología en el cultivo de jitomate, se llevó a cabo un registro de la fenología del cultivo, desde el momento de la siembra en charolas hasta la cosecha del racimo número diez. Las observaciones fenológicas se realizaron de forma diaria en ocho plantas distribuidas al azar en el experimento. En esas mismas plantas se realizaron mediciones de altura, número de hojas, números de frutos, número de racimos y el grosor del tallo.

4.5 RESULTADOS Y DISCUSION

La duración del ciclo del cultivo está determinada por la variedad y por las condiciones climáticas de la zona donde se establece el cultivo. La fase de desarrollo vegetativo de la planta, comprende cuatro subetapas que se inician desde la siembra en semillero, seguida de la germinación; posteriormente la formación de tres a cuatro hojas verdaderas y finalmente el trasplante. Posteriormente se produce la etapa reproductiva que incluye las etapas de desarrollo vegetativo, floración, formación del fruto y llenado de fruto, hasta la madurez para su cosecha.

4.5.1. Fenología de cultivo de chile poblano

Fenología de cultivo de chile poblano de la variedad “Capulín F1” de crecimiento indeterminado en hidroponía bajo condiciones protegidas. (**Figura 69**). La fenología de este trabajo es similar a lo obtenido por Tun, (2008) en chile poblano en invernadero.

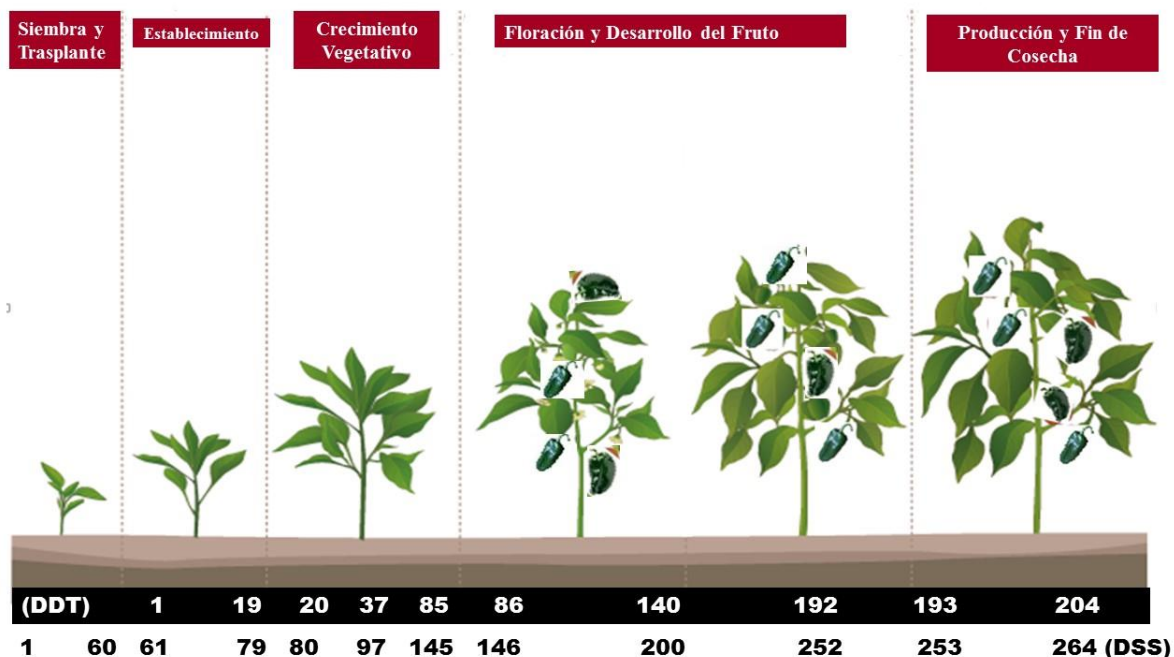


Figura 69. Comportamiento de la fenología de cultivo de chile poblano

4.5.2. Descripción de las etapas fenológicas

Siembra: Definida como fecha de colocación de las semillas en charolas de poliestireno y fecha a partir de la cual se realizaron las observaciones de las etapas fenológicas del cultivo.

Emergencia: Cuando más del 50% de las semillas sembradas habían aparecido por encima del sustrato y tenía abierto los cotiledones.

Trasplante: Fecha de cambio de las plántulas de las charolas a las bolsas maceteras con tezontle para iniciar el experimento y esto ocurre de 1-60 días después de la siembra (DDS).

Planta en crecimiento vegetativo: Para fines de la fenología, se consideró como la etapa que inicio a partir del trasplante y finalizó al inicio de la floración, aunque en las etapas de chile el crecimiento es continuo hasta el final del ciclo vegetativo. Empieza después de la quinta hoja verdadera y ocurre en los primeros 20-37 días después de trasplante (DDT).

Floración y desarrollo del fruto: Fue cuando más del 50% de las plantas presentaron al menos una flor abierta; y el desarrollo del fruto fue cuando más del 50% de las plantas presentaron a menos

un fruto desarrollado. Empiezan alrededor de (37-85 DDT) y continúan después del resto del ciclo de crecimiento.

Producción y cosecha: Fue el momento en que se cosecharon los frutos maduros. En promedio se empieza a cosechar a partir de los (85-192 DDT), después continúa la cosecha cada 15 días. Y Fin de cultivo: Se da después de seis cortes del fruto y ocurre (193-204 DDT).

4.5.3. Fenología de cultivo de jitomate asociado con los grados-día de desarrollo

Fenología de cultivo de jitomate desarrollado en hidroponía bajo condiciones protegidas, para este cultivo se maneja con el concepto de grados-día desarrollo (**Figura 70**).

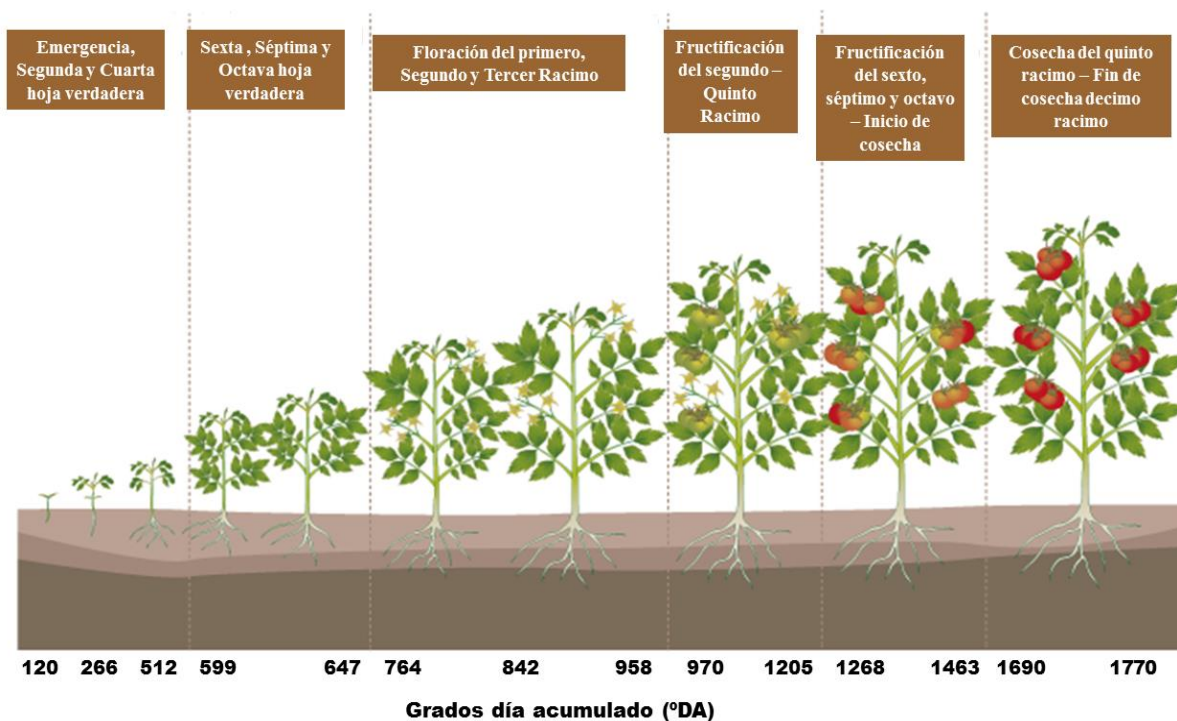


Figura 70. Comportamiento de la fenología de cultivo de jitomate

4.5.4. Descripción de las etapas fenológicas del cultivo

Siembra: Se refiere al momento de depositar la semilla en el sustrato contenidas en las charolas.

Emergencia: Se refiere al momento de que la plántula emerge del sustrato y este ocurre a los 120 grados-día acumulado (°DA), que corresponde 13 días después de la siembra (DDS).

Etapa inicial o trasplante: Se refiere en el desarrollo firme de la raíz y la formación inicial de las partes aéreas de la planta y el trasplante se realiza cuando la plántula presenta 4-5 hojas verdaderas ocurre de 498 °DA que corresponde a los (47 DDS).

Crecimiento vegetativo: Para fines de la fenología, se consideró como la etapa que inicio a partir del trasplante y finalizo al inicio de la floración, aunque en las etapas de chile el crecimiento es continuo hasta el final del ciclo vegetativo. Ocurre en los primeros 1033-1184 °DA que corresponde a los 49-63 días después de trasplante (DDT), después de esta etapa aparece el primer racimo del fruto, posteriormente después cada tres hojas verdaderas aparece un nuevo racimo así sucesivamente hasta llegar a 10 racimos.

Floración e inicio de fruto: Fue cuando más del 50% de las plantas presentaron al menos una flor abierta; y el inicio de fruto fue cuando más del 50% de las plantas presentaron a menos un fruto formado. Dependiendo de la variedad, las condiciones medioambientales y el manejo del cultivo, la floración del primer racimo empieza alrededor de los 754, 877, 951, 1041, 1147, 1194, 1277, 1354, 1446, 1453 °DA que corresponde a los (23, 34, 41, 50, 59, 64, 73, 83, 93 104 DDT) para 1^{er}, 2^{do}, 3^{er}, 4^{to}, 5^{to}, 6^{to}, 7^{mo}, 9^{no} y 10^{mo} racimo floral de este cultivo.

Desarrollo del fruto: Después de la floración y cuajado, el fruto empieza a desarrollarse y a crecer a partir de los 979 °DA que corresponde a los (44 DDT).

Madurez y cosecha: En promedio, se logra la madurez del fruto a los 1319 °DA que corresponde a los (78 DDT). La cosecha continúa permanentemente en este caso particular hasta llegar racimo número diez que se presenta a los 1770 °DA que corresponde a los (160 DDT) y las cosechas continúan en intervalos de ocho días.

Para conocer más detalle de la fenología de cultivo de jitomate de crecimiento indeterminado de la variedad “Cid F1” ver el **(Cuadro 16)** en anexos.

El resultado de los grados-día acumulado que se obtuvo en este trabajo es similar a los resultados reportados por Villegas *et al.*, (2004) en el cultivo de jitomate tipo bola de la variedad Gabriela de crecimiento indeterminado que fue 1885 °DA en un ciclo de 154 DDS

4.5.5. Relación de la temperatura y humedad relativa en el interior del invernadero asociado con los grados-día acumulado

En la (Figura 71) se puede observar el comportamiento de la temperatura °C y humedad relativa (HR) % en el interior de invernadero desde el momento de la siembra hasta final de cultivo. Al final del ciclo de cultivo se observa un incremento de la HR por encima de 90% por lo tanto la temperatura tiende a bajar por debajo de los 10 °C esto es debido a la presencia de días nublados y lluviosos.

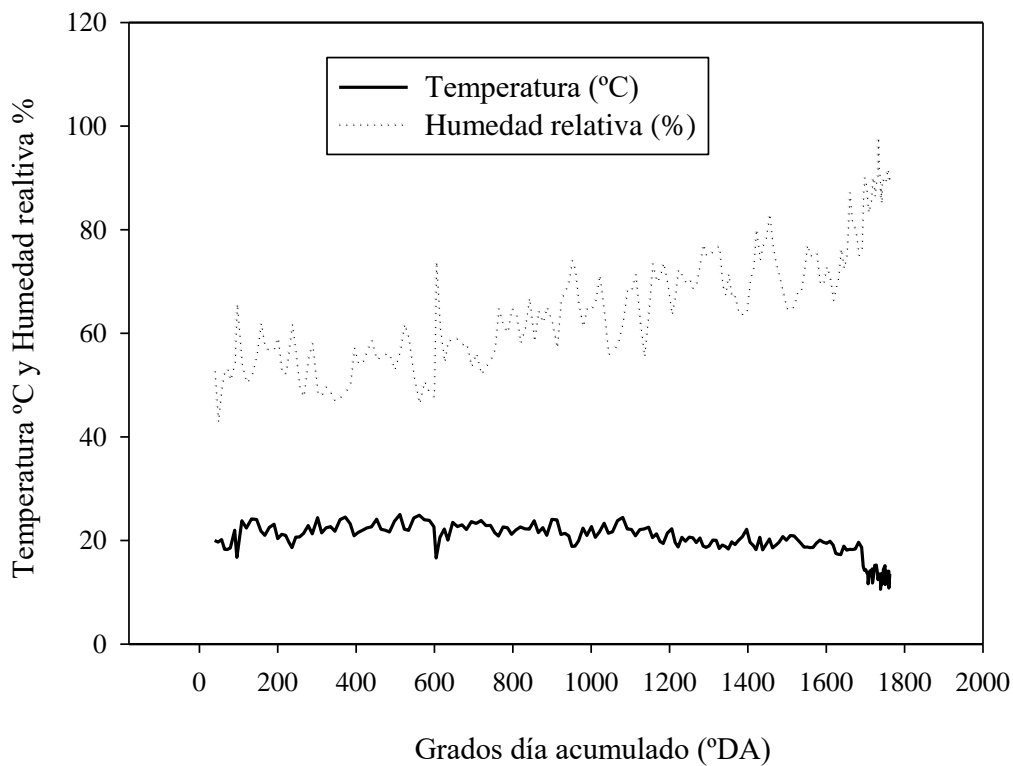


Figura 71. Comportamiento de la temperatura y humedad relativa en el interior del invernadero

4.6. CONCLUSIONES

Para el chile poblano necesita 204 días después de trasplante para completar su ciclo de mayor producción de frutos, después empieza a disminuir la producción y calidad del fruto. A partir de 37 DDT empieza la floración y continúa hasta el final del ciclo y la cosecha empieza a partir de 85 DDT y continúa hasta 204 DDT.

Para este cultivo se manejó con el concepto de grados-días de desarrollo. El cultivo de jitomate necesita 1770 °DA para completar a 10 racimos cosechados. El trasplante se realiza a partir de los 498 °DA, el crecimiento vegetativo empieza a los 1033 °DA, la floración del primer racimo empieza a los 754 °DA. La maduración del fruto del primer racimo empieza a partir de los 1327 °DA y se empieza a cosechar a partir de 1498 °DA y después la cosecha se realiza como ocho días.

El concepto de los grados-día desarrollo (°DD) son valores más consistentes y robustos que los usados actualmente, basado en días después de siembra o días pues de trasplante, debido a que consideran las condiciones del cultivo y las características climáticas de la zona.

La predicción de la fenología usando el concepto de grado-día de desarrollo simplifica la predicción del programa de riegos al considerar intrínsecamente la variabilidad en las fechas de siembra y en las condiciones climáticas.

4.7. BIBLIOGRAFÍA

- Advisory committee on vegetable crops. 1997. Tomatoes, vegetables crops production guide for the Atlantic provinces. Production technology Branch, province of Nova Scotia. 9 p. <http://agri.gov.ns.ca/hort/vegetables/guides/tomatoes/html>.
- Ahas, R., Aasa, A., Menzel, A., Fedotova, V. G., Scheifinger, H. 2002. Changes in European Spring phenology. *International Journal of Climatology*. 22:1727-1738.
- Badeck, F., Bandeau, A., Böttcher, K., Doktor, D., Lucht, W., Schaber, J., Sitch, S. 2004. Responses of spring phenology to climate change. *New Phytologist*. 162: 295-309.
- Bonhomme, R.; Derieux, M.; Edmeades, G. O. 1994. Flowering of diverse maize cultivars in relation to temperature and photoperiod in multi-location field trials. *Crop Science*. 34: 156-164.
- Bussay, A., y Szinell, C. 1996. Simple model for estimating the yield of potato. En: *Proceedings of the International Symposium on Applied Agrometeorology and Agroclimatology*. Grecia. pp. 383-388.
- Castillo, F. E. y Castellvi, F. S. 2001. *Agrometeorología*. 2da ed. Ediciones Mundí-Prensa. España.
- Cautin, R., y Augusti, M. 2005. Phonological growth stages of the cherimoya tree (*Annona cherimola* Mill.). *Scientia Horticulturae* 105: 491-597.
- Clay, P.A., K.M. Young and E.R. Taylor. 2006. Effect of heat unit accumulation on cotton defoliation, lint yield and fiber quality. *Arizona Cotton Report (P-145)*: 245-250.
- Craufurd, P. Q., Q. A., Summerfield, R. J., Ellis, R. H., Roberts, E. H. 1996. Development in cowpea (*Vigna unguiculata*): III. Effects of temperature and photoperiod on time to flowering in photoperiod-sensitive genotypes and screening for photothermal responses. *Experimental Agriculture*. 32: 29-40.

- Dalezios, N., Loukas, A., Bampzelis, D. 2002. The role of agrometeorological and agrohydrological indices in the phenology of wheat in central Greece. *Physics and Chemistry of the Earth*. 27: 1019-1023.
- Dahlgren, J. P., Von Zeipel, H., Ehrlén, J. 2007. Variation in vegetative and flowering phenology in a forest herb caused by environmental heterogeneity. *American Journal of Botany*. 94: 1570-1576.
- De candolle. 1856. *Geographie botanique raisonne*. 2, 1341.
- De fina, A. y Revelo, A. 1975. *Climatología y fenología agrícolas*. 2da. Ed. Eudeba. Buenos aires. Argentina.
- De Fina, A.L. & Ravelo, A.C. Fenología. In: De Fina, A.L. e Ravelo, A.C. 1973. *Climatología y Fenología Agrícolas*, Buenos Aires, EUDEBA, p. 201-209.
- Delthier, B.E., M.D. Ashley, B.O. Biafr, J.M. Caprio, R.J. Hoop and J.W. Jr. Rouse. 1975. Satellite sensing of phenological events. *Search, Ithaca, Cornell Agr. Exp. Station*, 6: 1-46.
- Dufault, R.J. 1997. Determining heat unit requirements for broccoli harvest in coastal South Carolina. *J. Amer. Soc. Hort. Scr.* 122: 169-174.
- Ellis, R. H., P. Hadley, E. H. Roberts, and R. J. Summerfield. 1990. Quantitative relations between temperature and crop development and growth. In: Jackson, M. T., B. V. Ford-Lloyd, and M. L. Parry (eds). *Climatic Change and Plant Genetics Resources*. Belhaven Press, London, pp: 85-115.
- Fischer, R.A. Smith, W.H. and S.J. Banta. 1983. *Symposium on Potential Productivity of Field Crops Under Different Environments*. International Rice Research Institute, Los Baños, Philippines. 526 p.
- Garcia, A.D. and C. López. 2002. Temperatura base y tasa de extensión foliar del maíz. *Revista Fitotecnia Mexicana* 25: 381-386.

- García, H., C. Galán, M.T. Gómez and E. Domínguez. 2000. A comparative study of different temperature accumulation methods for predicting the start of the *Quercus* pollen season in Córdoba (South West Spain). *Grana* 39: 194-199.
- Guenkov, G. 1969. *Fundamentos de La Horticultura Cubana*. Editorial Ciencia y Técnica. Instituto Cubano del libro. Cuba. Pág. 285.
- Hatfield, J. L., Boote, K. J., Kimball, B. A., Ziska, L. H., Izaurralde, R. C., Ort, D., Thomson, A. M., Wolfe, D. 2011. Climate impacts on agriculture: Implications for crop production. *Agronomy Journal*. 103: 350-370.
- Hernández, A. 1995. Fases fenológicas de dos genotipos de calabaza (*Cucurbita moschata Duch*) en cuatro fechas de siembra. *Cultivos Tropicales*, 16: 64-68.
- Jefferies, R. A. y Lawson, H. M. 1991. A key the stages of development of potato (*Solanum tuberosum* L). *Annals of Applied Biology*. 119:387-389.
- Keatinge, J. D. H., Q, A., Wheeler, T. R., Ellis, R. H., Summerfield, R. J. 1998. Effects of temperature and photoperiod on phenology as a guide to the selection of annual legume cover and green manure crops for hillside farming systems. *Field Crops Research*. 57:39-152.
- Kapetanaki, G., Toullos, L. 1996. Impacts of climate change in maize and wheat in Central Greece. A simulation study with Ceres-maize and ceres-wheat. En: *Proceedings of the International Symposium on Applied Agrometeorology and Agroclimatology*. Greece. pp. 365-370.
- Kramer, K., Leinonen, I., Loustau, D. 2000. The importance of phenology for the evaluation of impact of climate change on growth of boreal, temperate and Mediterranean forests ecosystems: an overview. *International Journal of Biometeorology*. 44: 67-75.
- Lawlor, D.W. 2005. Plant responses to climate change: impacts and adaptation. In K. Omasa, I. Nouchi, y L. J. De Kok. (eds). *Plant responses, to air pollution and global change*. Springer-Verlag. Tokio. 81-88 p.

- Lallukka U., Rantanen O. and Mukula J. 1978. The temperature sum requirements of barley varieties in Finland. *Ann. Agric. Fenn.* 17: 185-191.
- Linacre, E. T. 1994. Estimating U.S. Class-A pan evaporation from few climate data, *Water International* 19: 5–14.
- Lieth, H., 1974. Purposes of a phenology book. En: H. Lieth (Ed.). *Phenology and seasonality modelling*. Springer-Verlag, New York.
- Livingston, B. E. and G. J. Livingston. 1913. Temperature coefficients in plant geography and climatology. *Bot. Gaz.*56: 349-375.
- Livingston, B. E. 1916. Physiological temperature indices for the study of plant growth in relation to climatic conditions. *Physiol. Res.*1: 399-420.
- Machado, B., M.R. Prioli, A.B. Gatti and V.J. Mendes. 2006. Temperature effects on seed germination in races of common beans (*Phaseolus vulgaris* L.). *Acta Scientiarum Agronomy* 28: 155-164.
- Mantovani, M., Ruschel, A. R., Sedrez Dos Reis, M., Puchalski, A., Nodari, R. O. 2003. Fenología reproductiva de especies arbóreas em uma formação secundária da floresta atlântica. *R. Árvore*, Vicosa-MG. 27: 451-458.
- Monteith, J. L. 1981. Climatic variation and the growth of crops. *Quart. J. Royal Meteorol. Soc.* 107: 749–774.
- Mundarain, S., Coa, M., Cañizares, A. 2005. Fenología del crecimiento y desarrollo de plántulas de aji dulce (*Capsicum frutescens* L.). *Revista UDO Agrícola* 5: 62-67.
- Norero, A. 1977. Evaporación y transpiración. Centro interamericano de desarrollo integral de agua y tierras. Mérida, Venezuela.

- Nuttonson, M. Y. 1948. Some preliminary observations of phenological data as a tool in the study of photo- periodic and thermal requirements of various plant materials. In: Vernalization and Photoperiodism—A Symposium. Ed. by Murneek, A. E. and R. O. Whyte. Chronica Botanica Publishing Company, Waltham, Mass.
- Ojeda, B.W., Sifuentes, I.E. y Unland, W.H. 2006. Programación integral del riego en maíz en el norte de Sinaloa. *Agrociencias* 40 13-25. Montecillos, Edo. México.
- Orduz-Rodríguez, J. O., Fischer, G. 2007. Balance hídrico e influencia del estrés hídrico en la inducción y desarrollo floral de la mandarina ‘Arrayana’ en el piedemonte llanero de Colombia. *Agronomía Colombiana*. 25: 255-263.
- Orduz, R. J. O.; Monroy, H.; Fischer, G.; Herrera, A. 2009. Crecimiento y desarrollo del fruto de mandarina (*Citrus reticulata*) “Arrayana” en condiciones del piedemonte del Meta, Colombia. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*. 3:149-460.
- O’Leary, G., Christy, B., Weeks, A., Beverly, C., Nuttal, J., Riffkin, P., Fitzgerald, G., Norton, R. 2010. Modelling the growth and grain yield response of wheat crops under free air carbon dioxide enrichment at horsham and throughout Victoria, Australia. *Australian Agronomy Conference 15th AAC*.
- Pearcy, R.W. 1983. The light environment and growth of C3 and C4 tree species in the understorey of a Hawaiian forest. *Oecologia* 58, 19-25.
- Perry, K.B., T.C. Wehner and G.L. Johnson. 1986. Comparison of 14 methods to determine heat unit requirements for cucumber harvest. *HortScience* 21: 419-423.
- Perry, K.B. and T.C. Wehner. 1996. A heat unit accumulation method for predicting cucumber harvest date. *Hort. Technology* 6: 27-30.
- Perry, K.B. and T.C. Wehner. 1990. Prediction of cucumber harvest date using a heat unit model. *HortScience* 25: 405-406.

- Perry, K.B., T.C. Wehner and G.L. Johnson. 1986. Comparison of 14 methods to determine heat unit requirements for cucumber harvest. *HortScience* 21: 419-423.
- Porter, J.R. and R. Delecolle. 1988. Interaction of temperature with other environmental factors in controlling the development of plants. pp: 133-156 In: Long, S.P. and F.I. Woodward (eds.). *Plants and temperature. Symposia of the Society for Experimental Biology Number XXXXII*. The Company of Biologists Limited, Department of Zoology, University of Cambridge, Great Britain.
- Prabhakar, B.N., A.S. Halepyati, B.K. Desai and B.T. Pujari. 2007. Growing degree days and photo thermal units accumulation of wheat (*Triticum aestivum* L. and *T. durum* Desf.) genotypes as influenced by dates of sowing. *Karnataka Journal of Agricultural Sciences* 20: 594-595.
- Phadnawis, N.B. and A.D. Saini. 1992. Yield models in wheat based on sowing time and phenological development. *Annals of Plant Physiology* 6: 52-59.
- Qadir, G, M.A. Cheema, F. Hassan, M. Ashraf and M.A. Wahid. 2007. Relationship of heat units accumulation and fatty acid composition in sunflower. *Pakistan Journal of Agricultural Sciences* 44: 24-29.
- Qadir, G., S. Ahmad, F Hassan and M.A. Cheema. 2006. Oil and fatty acid accumulation in sunflower as influenced by temperature variation. *Pakistan Journal of Botany* 38: 1137-1147.
- Qetelet, A. 1948. The phonological report. *Nederlandsche phaenologische*. Holanda. *Revista Claridades Agropecuarias*, Numero 62, Octubre de 1998, Revista Mensual Publicada Por La Dirección General De Operaciones Financieras De ASERCA, Páginas: 1-28
- Romo, G. J. R. y Arteaga, R. R. *Meteorología agrícola*. 2da ed. Universidad Autónoma de Chapingo, México.
- Ritchie, J.T. and D.S. Ne Smith. 1991. Temperature and crop development. *Agronomy Journal* 31: 5-29.

- Sands, P. J., Hackett, C. 1979. A Model of the Development and Bulking of potatoes (*Solanum Tuberosum* L.) I. Derivation from well manager field crops. *Field Crops Res.*, 2: 309-331.
- Sifuentes I. E., Macías C. J., Apodaca S. M. A. y Cortez M. E. 2009. Predicción de la fenología de papa (principios y aplicaciones prácticas). INIFAP-CIRNO. Campo Experimental Valle del Fuerte. Folleto Técnico No. 32. Los Mochis, Sinaloa, México. 54 pp.
- Soto, O. R., Silvertooth, J. C., Galadima, A. 2006. Crop phenology for irrigated chiles (*Capsicum annum* L.) in Arizona and New México. College of Agriculture and Life Sciences.
- Soto, O.R., Silvertooth, J.C. 2008. A Crop Phenology Model for Irrigated New México Chile (*Capsicum annum* L.) Type Varieties. College of Agriculture and Life Sciences. The University of Arizona. The 2007 Vegetable Report. pp. 104-112. Página electrónica: <http://www.azrangelands.org/pubs/crops/az1438/>.
- Sherry, R. A., Zhou, X. H., Gu, S. L. 2007. Divergence of reproductive phenology under climate warming. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*. 104: 198-202.
- Sparks, T. H., Menzel, A., Stenseth, N. C. 2009. European cooperation in plant phenology introduction. *Climate Research*. 39:175-177
- Schwartz, M.D.1994. Monitoring global change with phenology: the case of the spring Green wave. *Int. J. Biometeorol.* 38, 1:18-22. Berlin.
- Talora, D. C.; Morellato, P. C. 2000. Fenología de especies arbóreas em floresta de planicie litorânea do sudeste do Brasil. *Revista Brasileira de Botânica*. 23: 13-26.
- Tewari, S.K. and M. Singh. 1993. Yielding ability of wheat at different dates of sowing: a temperature development performance. *Indian Journal of Agronomy* 38: 204-209.
- Torres R., E. 1995. Agrometeorología. Ed. Trillas. México, D. F. pp. 68-80,106-113.

- Tun, D.J.C. requerimientos nutricionales de chile poblano (*Capsicum annuum* L.) y su relación con el rendimiento y la calidad del fruto. Tesis de Doctorado, Montecillos, Estado de México, Colegio de Postgraduados, 152 p.
- USDA (United States Department of Agriculture). 2003. Processing Chile Pepper Pilot Loss Adjustment Standards Handbook 2004 and Succeeding Crop Years. Washington, D.C. pp. 9-13.
- Van De Vooren, J., Welles, G. W. H., Hayman, G. 1986. Glasshouse crop production. In: The tomato Crop. ATHERTON, J. G.; RUDICH, J. (eds.). Chapman and Hall. Londres, Inglaterra. Pp. 582-624.
- Villordon, A., Clark, C., Ferrin, D. y Don La Bonte. 2009. Using Growing Degree Days, Agrometeorological Variables, Linear Regression, and Data Mining Methods to Help Improve Prediction of Sweet potato Harvest Date in Louisiana. *Horltechnology* 19: 133-144.
- Villegas, C. J.R., González, H. V.A., Carrillo, S. J.A., Libera, M.M., Sánchez, C.F y Osuna, E.T. 2004. Crecimiento y rendimiento de tomate en respuesta a densidades de población en dos sistemas de producción. *Fitoctecnia Mexicana* 27:333-338.
- Wang, J.Y. 1960. A critique of the heat unit approach to plant response studies. *Ecology* 41: 785-790.
- Went, F.W. 1957. The experimental control of plant growth. *chronica botánica*. N.Y.
- Wurr, D. C. E., Fellows, J. R., Phelps, K. 2002. Crop Scheduling and Prediction - Principales and Opportunities with Field Vegetables. *Advances in Agronomy* 76: 201- 234.
- Yzarra, T.W.J., y López, R.F.M. 2011. Manual de observaciones fenológicas. Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología. Argentina, 98 p.

CAPITULO V. ESTIMACION DEL COEFICIENTE DE CULTIVO DE JITOMATE BAJO CONDICIONES PROTEGIDAS

RESUMEN

El efecto de la transpiración de las plantas y la evaporación del suelo está integrado en un sólo coeficiente denominado coeficiente de cultivo K_c . Los coeficientes de desarrollo de los cultivos dependen fundamentalmente de las características propias de cada cultivo, por lo que son específicos para cada uno de ellos y dependen de su estado de desarrollo y de sus etapas fenológicas. También dependen de las características del suelo, de la humedad, las prácticas agrícolas y el riego. Para calcular de manera simple la evapotranspiración del cultivo es necesario identificar las etapas de crecimiento, la duración en días de cada una de ellas y seleccionar el K_c correspondiente para cada etapa. El objetivo de este trabajo fue estimar el coeficiente de cultivo (K_c) de jitomate de la variedad “Cid F1” de crecimiento indeterminado bajo condiciones protegidas. El trabajo se realizó en un invernadero ubicado en el Campus Montecillo del Colegio de Postgraduados. La fecha de trasplante fue el 20 de abril del 2015, utilizando tezontle como sustrato bajo riego por goteo. El experimento consistió en tres tratamientos (T), El T1 (I Tallo), T2 (II Tallos) y T3 (III Tallos) por planta. Para medir la evapotranspiración de cultivo (ET_c) se utilizó el método de lisímetro de drenaje, donde el agua en exceso es recogida en el fondo del lisímetro y medida volumétricamente mediante un recipiente y para obtener la evapotranspiración de referencia (ET_o) se instaló en el interior del invernadero un Atmómetro, medidor del volumen de líquido que se evapora en tiempo dado. La lectura se estuvo monitoreando de forma diaria directamente en el equipo por medio de una escala que se encuentra en uno de sus costados posteriormente se calculó el coeficiente de cultivo. Como resultado se obtuvo el coeficiente máximo para el cultivo de jitomate fue de 1.25, 1.35 y 1.45 para T1, T2 y T3 respectivamente.

Palabras clave: evapotranspiración, *Lycopersicum esculentum* Mill, agricultura protegida

CHAPTER V. COEFFICIENT ESTIMATE TOMATO CROP UNDER PROTECTED CONDITIONS

ABSTRACT

The effect of plant transpiration and soil evaporation is integrated into a single coefficient called crop coefficient K_c . The coefficients of crop development mainly depend on the characteristics of each culture, so they are specific to each of them and depend on their stage of development and their growth stages. They also depend on soil characteristics, moisture, agricultural practices and irrigation. Simply calculating crop evapotranspiration is necessary to identify the stages of growth, the number of days of each and select the corresponding K_c for each stage. The aim of this study was to estimate the crop coefficient (K_c) of tomatoes of "Cid F1" variety of indeterminate growth under protected conditions. The work was conducted in a greenhouse located in the Montecillo Campus of the Graduate College. The transplant date was April 20, 2015, using as substrate tezontle under drip irrigation. The experiment consisted of three treatments (T), T1 (Stem I), T2 (Stems II) and T3 (III stalks) per plant. To measure the crop evapotranspiration (ET_c) method lisímetro drain where excess water is collected in the bottom of the lysimeter and volumetrically measure used by a container and for reference evapotranspiration (ET_o) was installed in the one atmometer inside the greenhouse, measuring the volume of liquid that evaporates at given time. The reading was monitoring on a daily basis directly to the computer using a scale that is in one of its sides then the crop coefficient was calculated. As a result the maximum coefficient for growing tomatoes was 1.25, 1.35 and 1.45 for T1, T2 and T3 respectively is obtained.

Keywords: evapotranspiration, *Lycopersicon esculentum* mill, protected agricultura.

5.1 INTRODUCCION

El coeficiente de cultivo (kc) integra los efectos de tres características primarias que diferencia de un cultivo de una pradera de gramíneas: altura de cultivo, resistencia y albedo de la superficie suelo-cultivo. Es decir, los valores de kc dependen, sobre todo, del cultivo y su manejo. El coeficiente de cultivo promedio es más conveniente porque maneja simultáneamente el efecto de cultivo y de suelo (Fernández *et al.*, 2012).

Los coeficientes de desarrollo dependen fundamentalmente de las características propias de cada cultivo, por lo tanto son específicos para cada uno de ellos y dependen de su estado de desarrollo y de las etapas fenológicas. También dependen de las características del suelo, la humedad, prácticas agrícolas y el riego. Los valores de Kc comienzan siendo pequeños y aumentan a medida que la planta cubre más el suelo (Fernández *et al.*, 2012). Para calcular la evapotranspiración del cultivo es necesario identificar las etapas de crecimiento, la duración en días de cada una de ellas y seleccionar el correspondiente Kc para cada etapa.

El coeficiente de cultivo varía de cultivo en cultivo, etapa de desarrollo y región geográfica. Los valores máximos de Kc se alcanzan en la floración, se mantienen durante la fase media y finalmente decrecen durante la maduración (Fernández *et al.*, 2012). El coeficiente de cultivo Kc integra los efectos de tres características primarias que diferencian un cultivo de una pradera de gramíneas: altura de cultivo, resistencia y albedo de la superficie suelo-cultivo. Es decir, los valores de Kc dependen, sobre todo, del cultivo y su manejo.

El Kc es un coeficiente que expresa la diferencia entre la evapotranspiración de la superficie cultivada y la superficie del pasto de referencia (Allen *et al.*, 1998). Además, depende de las condiciones climáticas, de la disponibilidad de agua en el suelo, del estado sanitario del cultivo, de las técnicas culturales aplicadas y, especialmente durante la primera etapa de crecimiento, de la frecuencia de lluvias o riego (Doorenbos y Pruitt, 1974 y 1987). La mayor parte de los métodos que se utilizan para el cálculo de los coeficientes de cultivo parten de la relación entre la ET_o del cultivo y la ET_c , es decir, $ET_c = ET_o * Kc$; despejando el Kc de la expresión anterior $KC = ET_c / ET_o$.

Según Jensen (1974), los k_c se basan fundamentalmente en mediciones de ET efectuadas mediante técnicas de balance hídrico en el suelo, que son menos precisas que las obtenidas con lisímetros. Estos coeficientes son válidos para condiciones “medias”, que incluyen técnicas culturales normales y condiciones hídricas en el suelo también comunes y que no requieren corrección alguna. Wrigth (1982), da a conocer datos de coeficiente de cultivo obtenidos mediante mediciones con lisímetros. El término que utiliza para referirse a ellos es el de “basal crop coefficients” y aconseja utilizarlo cuando no existe evaporación desde la superficie del terreno y las disponibilidades hídricas del suelo no limitan la ET .

5.1.2. OBJETIVO GENERAL

El objetivo de este trabajo es estimar el coeficiente de cultivo (K_c) de jitomate de crecimiento indeterminado bajo condiciones protegidas, del Colegio de Postgraduados.

5.1.3. OBJETIVOS PARTICULARES

1. Determinar la evapotranspiración del cultivo (ET_c) mediante el método de lisímetro de drenaje
2. Estimar la evapotranspiración de referencia (ET_0) con el Atmómetro
3. Estimar el K_c de jitomate en función de diferente número de tallos.

5.1.4. HIPÓTESIS

Coeficiente de cultivo permitirá determinar las variaciones de la cantidad del agua que las plantas extraen desde el suelo a medida que se van desarrollando, desde la siembra hasta la cosecha y así obtener una mejor planeación en la programación de los riegos para optimizar el recurso hídrico.

5.2. REVISIÓN DE LITERATURA

5.2.1. Definición de coeficiente de cultivo

El coeficiente de cultivo, K_c , se define como el cociente entre la evapotranspiración del cultivo en condiciones estándar, ET_c , y la evapotranspiración de la superficie de referencia con (**Ecuación 16**). Su valor se determina experimentalmente y es función de un número elevado de factores, principalmente de las características del cultivo, las fechas de siembra o trasplante, el ritmo de desarrollo del cultivo y la duración del ciclo biológicos:

$$K_c = ET_c / ET_o \dots \dots \dots (16)$$

El coeficiente de cultivo trata de reflejar aquellas características que diferencia el cultivo de la superficie de referencia. Estas características entre el cultivo y la superficie de referencia se refieren básicamente a: 1) la *altura* del cultivo, la cual tiene una influencia importante en la resistencia aerodinámica; 2) el *albedo* de la cobertura, que depende de la fracción de cobertura vegetal; el *albedo* es un parámetro que influye en la radiación solar absorbida, y por tanto en la radiación neta absorbida por la cubierta; 3) el área de las hojas, el número de estomas, su edad y condición, así como el grado de control estomático, ya que afecta a la resistencia al flujo de vapor de agua de la cubierta vegetal, y de esta forma afectan a la resistencia de la superficie; 4) el área expuesta de suelo desnudo, que depende de la fracción de cobertura vegetal, y que denomina la evaporación desde del suelo (Calera, 2005).

Como estas características cambian con las diferentes fases de crecimiento de un cultivo, los valores del coeficiente describen una curva a lo largo del tiempo cuya forma refleja los cambios en la vegetación y en la cobertura vegetal debido al crecimiento y maduración en el ciclo de crecimiento del cultivo. Una curva típica de la evolución temporal del coeficiente de cultivo para un cereal se muestra en la (**Figura 63**) Conociendo el coeficiente de cultivo en un determinado instante desde la curva correspondiente podemos calcular la evapotranspiración del cultivo en condiciones estándar. Para ellos se utiliza la (**Ecuación 16**) en la forma $ET_c = K_c * ET$. Lo que nos exigirá determinar el valor de la evapotranspiración de referencia desde parámetros climáticos (Calera, 2005).

Un aspecto de gran importancia en la curva descrita por el K_c , es la contribución desde el suelo desnudo, especialmente cuando la proporción del suelo es alta, lo que ocurre en las primeras fases de desarrollo de la mayor parte de los cultivos. Cuando dicha superficie esta mojada, por ejemplo tras un riego o lluvia, la evapotranspiración es elevada, dando que la resistencia al flujo de vapor de agua desde el suelo prácticamente disminuye a cero en la primera fase de secado, y el único factor limitante es la energía que llega al suelo. El proceso de secado de dicha superficie durante la primera fase ocurre en intervalos temporales que van de horas a varios días dependiendo de las condiciones ambientales de radiación, temperatura y de la cantidad de agua en las capas superiores, tras un episodio de lluvias o riego, el coeficiente de cultivo K_c , crece reflejando el impacto de la evaporación desde el suelo desnudo (Calera, 2005).

5.2.2. Coeficiente de cultivo basal

Wright (1982) propuso un procedimiento para tener en cuenta de forma separada la evaporación del suelo desnudo y por otro lado, la transpiración desde la vegetación. Para ello divide el coeficiente de cultivo, K_c en dos: el coeficiente de cultivo basal, K_{cb} , para la transpiración, y la fracción correspondiente a la evaporación desde el suelo, K_e , con la (**Ecuación 17**):

$$K_c = K_{cb} + K_e \dots\dots\dots(17)$$

El coeficiente de cultivo basal, K_{cb} , se define como el cociente entre ET_c y ET_o , cuando la superficie del suelo está seca, pero cuando el contenido en agua en la zona de raíces es el adecuado para que la transpiración se produzca sin ninguna limitante, de tal forma que el crecimiento del cultivo sea máximo. El coeficiente de cultivo en ausencia de los efectos de mojado de la superficie por riego o lluvia.

El coeficiente de evaporación del suelo, K_e , expresa la componente de evaporación desde la superficie del suelo. Como ya se ha mencionado, el valor de K_e después de un riego o lluvia puede ser alto. Conforme la capa superior de la superficie se deseca, el valor de K_e disminuye, y tiende a cero. La estimación de K_e requiere un balance de agua diario que estime el contenido en agua de la capa superficial (Allen *et al.*, 1998).

Cuando la superficie del suelo se seca, la evapotranspiración es debida a la transpiración únicamente, descrita por el coeficiente de cultivo basal, K_{cb} . El efecto promedio del suelo y la transpiración se suele reflejar en un coeficiente promedio, reflejando en la (Figura 72) como K_{cm} , que es el que a efectos prácticos se utiliza, y que es superior al coeficiente de cultivo basal. El efecto de la evaporación desde el suelo se muestra en la (Figura 72) en los picos del K_c que aparecen tras cada riego; el efecto es menos acusado cuando la cobertura vegetal es alta, y por tanto el papel del suelo disminuye. Cuando el cultivo esta fuera de las condiciones óptimas su valor no alcanza el valor correspondiente a las condiciones óptimas, lo que refleja a través de un coeficiente de estrés hídrico K_s , que es menor que 1 y multiplica el valor del coeficiente de cultivo basal.

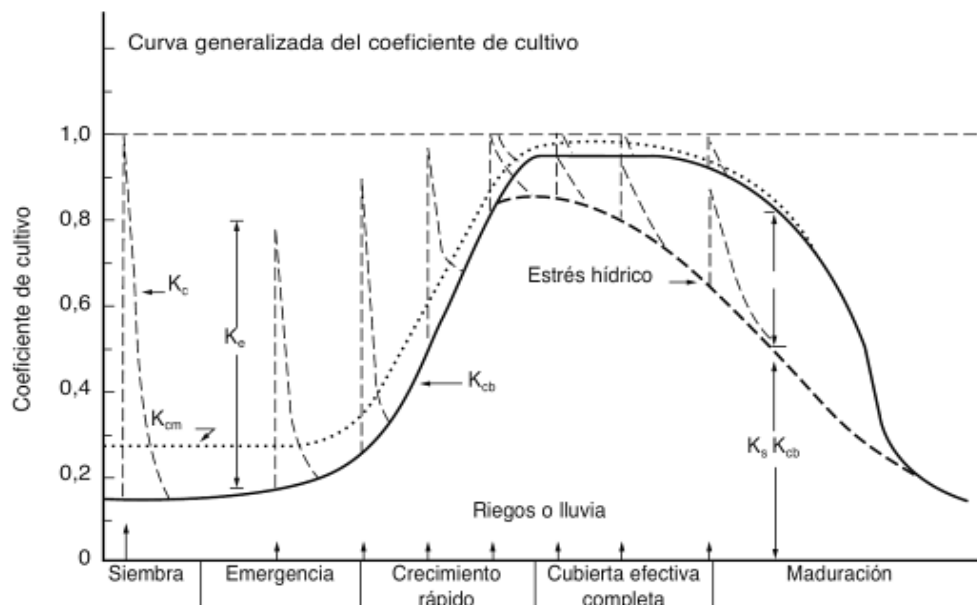


Figura 72. Curva generalizada del K_c de un cultivo típico anual. Esta curva referida a una superficie de alfalfa, por ello el valor máximo del coeficiente de cultivo es de 1.0 (adaptada Wring, 1982)

En la curva de evolución del coeficiente de cultivo, el máximo valor viene definido cuando el cultivo alcanza la cobertura efectiva completa. El concepto de cobertura efectiva completa se define como la fase del crecimiento del cultivo en la que la evapotranspiración en condiciones estándar ET_c es máxima en relación a la evapotranspiración de referencia, ET_o , y por tanto el coeficiente de cultivo alcanza el máximo valor (Calera, 2005).

En el caso de cultivos, Stegman *et al.* (1980) señala que la fase de cobertura efectiva completa se alcanza para valores de Índice de Área Foliar (IAF) de 3.0 y de cobertura vegetal del 75%. Neale *et al.* (1989) indica que para maíz se alcanza cobertura efectiva completa para valores de IAF entre 2.8 y 3.2, mientras que la cobertura vegetal es del 80%. Sin embargo es necesario indicar que no hay un único valor umbral de IAF y de cobertura vegetal para todos los cultivos que defina la cobertura efectiva completa, ya que será dependiente de los atributos de la cubierta tales como forma tamaño y arquitectura, así como el desarrollo radical.

Cuando se integra el papel del suelo en un único valor de coeficiente de cultivo, K_c , se dice que se utiliza el procedimiento coeficiente de cultivo único (Single Crop Coefficient), por contraposición a cuando consideramos separadamente el papel de la evaporación y transpiración; en este caso se utiliza el procedimiento del coeficiente de cultivo dual (Dual crop coefficient).

En las aplicaciones prácticas, en las que se utilizan principalmente el coeficiente de cultivo único, es frecuente considerar un valor promedio de dicho coeficiente de cultivo durante un intervalo temporal que típicamente es una semana. Este valor promedio es el que viene representando en la **(Figura 72)** con el símbolo K_{cm} , y será el que más a menudo se use en la programación de los riegos, aunque a este valor promedio se le denomina usualmente K_c , el procedimiento que se utiliza el coeficiente de cultivo dual requiere un mayor grado de procesamiento numérico, y está especialmente indicado para la programación de riegos, en tiempo real, para cálculos de balance de agua en suelo y para estudios de investigación (Calera, 2005).

El enfoque bajo el cual se ha considerado hasta ahora el coeficiente de cultivos se basa en la manera en la cual el cultivo se desarrolla, adquiere su morfología, intercepta la radiación y sombrea el suelo bajo la cubierta. A los coeficientes de cultivo obtenidos mediante este enfoque se les suele denominar coeficientes de cultivo basados en la cubierta. Otra forma de estimar el coeficiente de cultivos es la basada en condiciones medioambientales. El fundamento consisten en que los cultivos requieren de determinadas condiciones de temperatura y fotoperiodo para su ciclo de crecimiento, lo que se estima mediante el concepto de grado-día, que es la suma de la temperatura media diaria (considerada entre ciertos valores) acumulada, necesaria para que el cultivo alcance las diferentes fases de su ciclo de crecimiento (Sammis *et al.*, 1985). Una tercera vía de estimar el coeficiente de cultivo es mediante la medida de la reflectividad de la cubierta.

5.2.3. Comportamiento del coeficiente de cultivo

Los valores de K_c aumentan a medida que lo hace el índice de área foliar y la cobertura del suelo por parte del cultivo. A medida que el cultivo avanza en su ciclo biológico y empieza la senescencia foliar los valores de K_c decrecen además aumenta cuando se riega o llueve, si bien esto ocurre los 2 o 3 días siguientes, en una cantidad que es función del agua que se almacena en el suelo y del porcentaje de sombreado del cultivo.

Posteriormente el K_c decrece a valores que depende del grado de sombreado del terreno y de la disponibilidad de agua en el suelo para el cultivo. La evolución del coeficiente de cultivo en el tiempo es conocido como la curva de los K_c del cultivo, representada matemáticamente por la forma polinomial (George, 1998).

Diversas escalas se utilizan como referencia para representar la evolución en el tiempo de los valores del coeficiente de cultivo, entre las más importantes se encuentra los días transcurridos entre dos cortes sucesivos de cultivo de alfalfa. El porcentaje de los días desde la siembra o plantación hasta la cobertura total del terreno y, a la ET_o acumulada.

5.2.4. El coeficiente de cultivo y su determinación

La forma en que se calcula la evapotranspiración de un cultivo (o una cubierta ET_c , en condiciones óptimas de crecimiento en suministro de agua, densidad de planta y nutrientes (condiciones estándar en la metodología K_c-ET_o , es multiplicando la evapotranspiración de referencia ET_o por el valor del coeficiente correspondiente a dicha cubierta, con la (**Ecuación 18**):

$$ET_c = K_c * ET_o \dots\dots\dots(18)$$

La evapotranspiración de referencia recoge en gran medida las condiciones climáticas. Así, ET_o representa la demanda evaporativa de atmósfera. El coeficiente de cultivo recoge fundamentalmente las características del cultivo diferentes a la superficie de referencia y, en una parte menor, de las condiciones climáticas. Si aplicamos la ecuación de Penman-Monteih a la definición de K_c obtenemos (**Ecuación 20**).

$$K_c = \frac{ET_c}{ET_o} = \frac{\left[\frac{1}{\lambda} \frac{\Delta (Rn - G) + \rho c \frac{(e_s - e_a)}{r_a}}{\Delta + \gamma \left(1 + \frac{r_s}{r_a} \right)} \right]_{cultivo}}{0,408 \Delta (Rn - G) + \gamma \frac{900}{T + 273} u_2 (e_s - e_a)} \frac{1}{\Delta + \gamma (1 + 0,34 u_2)} \dots\dots\dots(19)$$

El coeficiente de cultivo K_c , definido por la (**Ecuación 19**) integra los siguientes aspectos:

- Altura del cultivo. La altura del cultivo modifica la resistencia aerodinámica.
- Albedo de la superficie. El albedo depende de la fracción cubierta por la vegetación y de la humedad; diferencias en el valor del albedo producen cambios en la radiación absorbida.
- Resistencia de la superficie de la cubierta, ya que ésta es una combinación de la resistencia estomática que varía con la edad del cultivo, su estadio de crecimiento y el grado de control estomático, junto con la resistencia del suelo.
- Evaporación desde el suelo, especialmente en la fracción no cubierta por la vegetación. En el caso de bajas coberturas vegetales el estado de humedad del suelo es determinante, ya que la evaporación desde el suelo puede ser elevado en caso de que se encuentre mojado, con valores cercanos a 1 para el K_c , o valores muy bajos de evaporación si la superficie del suelo está seca.

El coeficiente de cultivo recoge también, aunque en menor grado, diferencias climáticas. Los valores de K_c que se recogen los valores del (**Cuadro 15 en anexos**) son valores típicos bajo condiciones climáticas estándar definidas como climas subhúmedos (Allen *et al.*, 1998), con una humedad relativa promedio diaria mínima (HR_{min}) \approx 45%, junto con promedios de velocidad de viento a 2 m de altura de $m s^{-1}$.

En climas húmedos y condiciones de vientos en calma, para cultivos con cobertura efectiva completa el valor del déficit de saturación ($e_s - e_a$) será pequeño, junto a pequeñas diferencias en el albedo de la superficie de referencia y de la superficie del cultivo. Las diferencias en la resistencia aerodinámicas debida a la altura serán poco significativas si la velocidad del viento es

baja. Cabe esperar que los valores de K_c exceden en poco, en estas condiciones, el valor de 1.0, aproximadamente 0.05.

En condiciones áridas o semiáridas, el mayor valor del déficit de saturación puede amplificar las diferencias en la resistencia aerodinámica entre la superficie del cultivo en condiciones óptimas y las de la superficie de referencia, especialmente para cultivos con mayor altura. Para cultivos como el maíz con 2-3 m de altura, K_c puede ser superior en un 30% en un clima árido y ventoso que en un clima húmedo y en calma.

5.2.5. Evolución temporal del coeficiente de cultivo, curva típica

La evolución del coeficiente de cultivo a lo largo de un ciclo de crecimiento de un cultivo bajo condiciones óptimas se muestra en la (Figura 73). Dicha curva es fruto de las diferentes fases de crecimiento y refleja cómo el cultivo se desarrolla para optimizar los recursos de radiación, agua y nutrientes, cambiando entre otros parámetros la cobertura del suelo, IAF y altura. Se suelen distinguir en esta curva cuatro fases o estadios: Inicial, Desarrollo del cultivo, fase Media o fase de Meseta, fase Tardía o fase de Maduración (Doorembos y Pruitt, 1977).

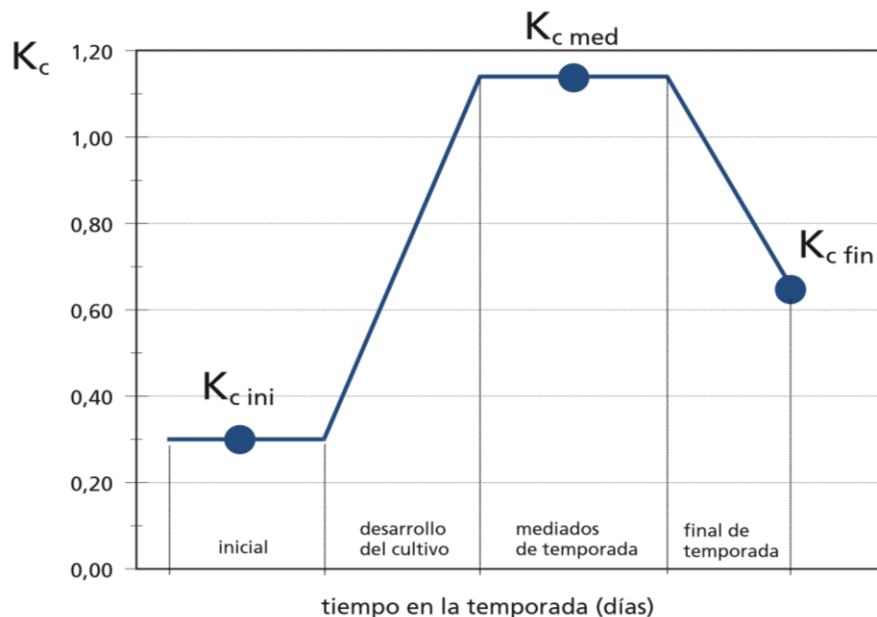


Figura 73. Evolución temporal del coeficiente de cultivo, en la que se han señalado las diferentes fases en las que se divide el ciclo de crecimiento (FAO, 2006)

La definición de estas fases permite esquematizar la curva típica de evaluación del coeficiente de cultivo en condiciones óptimas en la forma representada en la (Figura 74). Los valores del coeficiente de cultivo en sus diferentes fases para diferentes cultivos, así como la duración de las fases de desarrollo bajo condiciones estándar se dan en el (Cuadro 9).

5.2.6. Fases de desarrollo del cultivo

5.2.7. Fase inicial

La fase inicial ocurre desde la fecha de siembra hasta que la cobertura vegetal alcanza el valor del 10%. La duración de esta fase depende fuertemente del cultivo y condiciones climáticas. Durante esta fase inicial, al ser la cobertura vegetal pequeña, la evapotranspiración es principalmente debida a la evaporación desde el suelo. Este caso, el valor de K_c durante este fase, $K_c ini$, depende fuertemente de la fracción de superficie mojada del suelo y del tiempo en que ésta permanezca en este estado, dado el diferente ritmo de evaporación en las fases de secado del suelo. Las condiciones y estado de humedad del suelo estarán en función de la precipitación y, en el caso de riego, de la frecuencia y sistema de riego utilizados, que dependerán a su vez del cultivo y de las condiciones climáticas. Por lo tanto el valor de $K_c ini$ debe ser ajustado a las condiciones de estado del suelo. Un valor típico para el caso de suelo seco es $K_c ini = 0.2$.

El cálculo de K_c, ini en función de las características de frecuencia y cuantía de riego, así como de las condiciones atmosféricas puede estimarse según unas curvas desarrolladas por FAO y recogidas en (FAO 56 evapotranspiración del cultivo) (Allen *et al.*, 1998). La (Ecuación 20y 21) que refleja estas curvas ha sido desarrollada por Cuenca (1987).

$$K_c, ini = [1.286 - 0.27 \ln(I_w)] \exp [(- 0.01 - 0.042 \ln(I_w)) ET_{0i}] \dots \dots \dots (20)$$

Para resolver de $I_w \geq 4$ días

$$K_c, ini = 2 (I_w)^{-0.49} \exp [(- 0.02 - 0.04 \ln(I_w)) ET_{0i}] \dots \dots \dots (21)$$

$KC ini$ = valor del coeficiente de cultivo en la fase inicial

I_w = intervalo temporal entre dos eventos de mojado del suelo (días)

ET_{0i} = valor promedio de la evapotranspiración de referencia durante la fase inicial y la primera mitad de la fase de desarrollo ($mm \text{ dia}^{-1}$).

La aplicación de la (**Ecuación 20**) conduce a una sobreestimación del K_c, ini (Villalobos *et al.*, 2002), por lo que sugiere sustituir en la (**Ecuación 21**) el valor de I_w por un intervalo corregido $I_w = 1 / [0.75 f_w (1-f_w)]$, donde f_w es $1 / I_w$

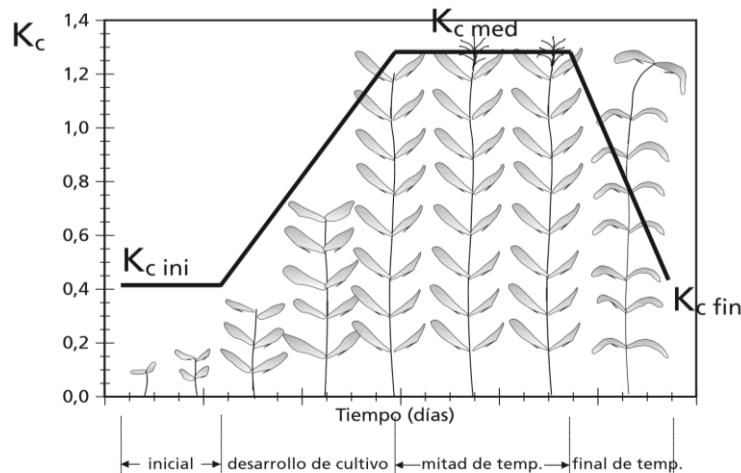


Figura 74. Curva generalizada del K_c , correspondiente al procedimiento del coeficiente único del cultivo (FAO, 2006)

La fase de desarrollo del cultivo: Es la que va desde una cobertura del 10% hasta la denominada cobertura efectiva completa. La cobertura efectiva completa se define como el estadio de crecimiento del cultivo en el que la relación entre la evapotranspiración del cultivo en condiciones estándar y la de referencia es máxima, esto es cuando el coeficiente de cultivo alcanza su valor máximo. La variación del coeficiente de cultivo desde el inicio K_c, ini hasta el correspondiente a la cobertura efectiva completa, K_c, med , se aproxima por una relación lineal.

Cuando los cultivos tales como trigo, maíz, cebada, remolacha azucarera, etc., inician la fase de cobertura efectiva completa, el valor de la fracción de cobertura vegetal de los cultivos se encuentran entre 0.7-0.8 (Stegman *et al.*, 1980; Allen *et al.*, 1998). Aunque no es posible generalizar para todos los cultivos, para aquellos que cubren suelo casi completamente a lo largo de su ciclo de desarrollo, la cobertura efectiva completa se alcanza para valores de $IAF = 3$ (Allen *et al.*, 1998). Reiteradamente se señala la evidencia (Rosenberg *et al.*, 1983) que en muchos cultivos en condiciones óptimas, la evapotranspiración se incrementa el IAF hasta que éste alcanza un valor de 3. Incrementos de IAF superiores a 3 tienen pequeña influencia en el incremento de la

evapotranspiración, y por tanto en el valor de K_c . Sin embargo, otros cultivos no tienen valores umbrales de fracción de cobertura vegetal y IAF, ya que en su ciclo de crecimiento no alcanza los valores mencionados.

En todo caso, la determinación del momento en que se alcanza la cobertura efectiva completa suele ser compleja y costosa, ya que además de la dificultad de medir la cobertura vegetal es preciso estimarla en algunos casos en cultivos de varios metros de altura, por lo que es frecuente utilizar fases fenológicas para apreciarla. Sin embargo es necesario tener en cuenta el posible deslizamiento temporal de la fase fenológica en relación con la evolución de la cobertura. Un procedimiento para determinar la fracción de cobertura vegetal cuyo uso se está generalizando rápidamente es el de adquisición de fotografías digitales en proyección vertical. El tratamiento digital de las imágenes permiten obtener la fracción de cobertura vegetal (Calera *et al.*, 2005).

5.2.8. Fase media

La denominada fase media es la que abarca desde que el cultivo alcanza la cobertura efectiva completa hasta el comienzo de la maduración. Es una etapa en la que el coeficiente de cultivo alcanza sus valores máximos, $K_{c, med}$ manteniendo el valor prácticamente constante, de tal forma que su evolución suelen presentarse en forma de meseta. La cobertura vegetal verde se mantiene asimismo, durante este período, aproximadamente constante. El inicio de maduración se manifiesta a menudo en las hojas por el envejecimiento, amarillamiento o senescencia de las hojas, y su consecuente caída: los frutos se empiezan a colorear, y en el último término se reduce el ritmo de evapotranspiración relativo a ET_0 .

Los valores de $K_{c, med}$ se muestran en el (**Cuadro 15 en anexos**). Dado que los valores de este cuadro se ha estimado para unos valores climáticos promedios de velocidad de viento igual a 2 m s^{-1} y humedad relativa mínima promedio del 45%, los valores de $K_{c, med}$ pueden ajustarse a diferentes condiciones climáticas en la fase media mediante la (**Ecuación 22**) descrita por (Allen *et al.*, 1996).

$$K_{c, med} = K_{c, med} (\text{cuadro 15}) + [0.1 + 0.04 u_2 - 0.004 HR_{min}] [h/3]^{0.3} \dots\dots\dots(22)$$

$K_{c, med}$ = valor del coeficiente de cultivo en la fase media.

Kc, med (cuadro 15)= es el valor del coeficiente de cultivo en l fase media en el (**Cuadro 15**).

u_2 = velocidad del viento promedio diaria a 2 m de altura ($m s^{-1}$).

HR_{min} = humedad relativa mínima promedio en la fase media (%).

h = altura del cultivo (m).

5.2.9. Fase final

El estadio denominado fase final abarca desde el inicio de la madurez, hasta la cosecha o la senescencia. En el caso de algunos cultivos que se cosechan en verde la duración de esta fase viene dada necesariamente por la fecha de la cosecha, mientras que otros permanecen hasta su secado en el campo. El valor del coeficiente de cultivo al término de la fase final, Kc, fin depende también fuertemente de las condiciones en que se realice la cosecha. El ajuste de este valor en función de las condiciones climáticas se puede hacer por la (**Ecuaciones 23 y 24**) descrita por (Allen *et al.*, 1998).

Para el caso de $Kc, fin \geq 0.4$

$$Kc, fin = Kc, fin (cuadro 15) + [0.1 + 0.04 u_2 - 0.004 HR_{min}] [h/3]^{0.3} \dots\dots\dots(23)$$

Para el casi de $Kc, fin < 0.4$

$$Kc, fin = Kc, fin (cuadro 15) + 0.001 (HR_{min} - 45) \dots\dots\dots(24)$$

Kc, fin = valor del coeficiente de cultivo en la fase media.

Kc, fin (cuadro 14)= es el valor del coeficiente de cultivo en l fase media en el (**Cuadro 15**).

u_2 = velocidad del viento promedio diaria a 2 m de altura ($m s^{-1}$).

HR_{min} = humedad relativa mínima promedio en la fase media (%).

h = altura del cultivo (m).

5.2.10. Construcción de la curva de coeficiente de cultivo

Para la construcción de la curva esquemática que represente a la evolución del coeficiente de cultivo, como se muestra en la (Figura 65) se sigue los pasos siguientes.

1. Dividir el ciclo de crecimiento del cultivo en cuatro periodos correspondientes a cada una de las fases anteriormente descritas; inicial, desarrollo, media y final. A continuación determinar la longitud de cada uno de estos periodos, mediante en el (Cuadro 14).o mediante información local.
2. Identificar los tres valores de K_c correspondientes a la fase inicial, a la fase media y a la fase final. Corregir estos valores e función de la frecuencia con que el suelo se moja, en función de la características climáticas, y de las características de manejo, tal y como se especifica en la definición de estas fases.
3. Construir la curva conectando por líneas rectas los diferentes puntos que definen el inicio y final de cada fase. La fase inicial y la fase media se representen por líneas horizontales.

Es de resaltar que los valores de los coeficientes de cultivo y de la duración de las diferentes fases en que se divide el ciclo de crecimiento del cultivo que se muestra en el (Cuadro 15) deben utilizarse a título de guía. Estos valores deben ser cuidadosamente cotejados con observaciones locales de agricultores, centro de extensión agraria y de investigación científica.

Asimismo es necesario señalar la precaución que se ha de tener al manejar coeficientes de cultivo para no intercambiar aquellos que están basados en la superficie de gramíneas con aquellos otros que están basados en la superficie de alfalfa. Un procedimiento usual de conversión de coeficientes de cultivo basados en alfalfa a coeficientes de cultivo basados en gramíneas es multiplicar aquellos por un coeficientes K_r , que va de 1.0 a 1.35, dependiendo del clima, en la forma $K_{cgramínea} = K_{calfalfa} K_r$; así para climas húmedos y vientos débiles, K_r adopta el valor de 1.05; para climas semiáridas y moderadamente ventosos, 1.2 y 1.35 para climas áridos y muy ventosos.

5.2.11. Aplicación del coeficiente de cultivo dual

La aplicación del concepto de coeficiente de cultivo dual anteriormente mencionado permite estimar por separado la componente del flujo de vapor de agua debida a la transpiración, $K_{cb} ET_0$,

y la componente debida a la evaporación del suelo desnudo, $Ke ET_0$, que refleja de forma precisa el estado del suelo, con la (**Ecuación 25**):

$$ET_c = (K_{cb} + Ke) ET_0 \dots \dots \dots (25)$$

El procedimiento a seguir es más complejo y requiere un mayor proceso de cálculo que en el caso de la aplicación de único coeficiente de cultivo, ya que precisa utilizar un intervalo temporal diario, y requiere estimar el coeficiente de cultivo basal, K_{cb} , y la fracción correspondiente al suelo desnudo, Ke .

El cálculo de K_{cb} se realiza de forma similar a, coeficiente de cultivo único. Así se procede a dividir el ciclo de crecimiento en las fases anteriormente descritas, seleccionar los valores del coeficiente de cultivo basal para que la fase inicial, media y final, desde los cuadros adecuadas (valores típicos para un cereal son $K_{cb, ini}=0.15$; $K_{cb, med} = 1.10$; $K_{cb, fin}= 1.25$, proceder a ajustar las condiciones climáticas y construir la evolución temporal de K_{cb} determinado los puntos de inicio y final de cada una de las fases. El cálculo de Ke requiere la estimación de balance hídrico diario de la zona del suelo que es susceptible de ser secada por evaporación, típicamente con un espesor comprendido entre 0.10 y 0.15 cm, además de estimar las diferentes fases de secado del suelo. La descripción en detalle del procedimiento se puede encontrar en Allen *et al.* (1998).

Uno de los principales problemas en la estimación del coeficiente de cultivo es que se tiene se estimar la evapotranspiración del cultivo, además de contar con sensores que estén monitoreando las variables del clima para poder estimar la evapotranspiración de referencia para cada cultivo en el interior del invernadero.

5.3. MATERIALES Y MÉTODOS

5.3.1. Evapotranspiración del cultivo (ET_c)

El método que se utilizó para obtener la evapotranspiración de cultivo (ET_c) fue de lisímetro de drenaje, donde el agua en exceso es recogida en el fondo del lisímetro y medida volumétricamente mediante una probeta graduada de 1000 mL y se calculó en la (**Ecuación 26**).

El sustrato contenido en la maceta se mantiene a capacidad de campo (CC), debido a la aportación de riegos diarios con intervalos de cada dos horas durante el día.

Para esta metodología se instalaron lisímetros en bolsas maceteras con sustrato y planta sobre una base aproximadamente de 30 cm de altura de forma inclinada para facilitar un rápido drenaje. El agua drenada se recolectaron en vasos de unicel con capacidad de 1 (L) que se colocaron debajo de la maceta

$$ET_c = R - D \pm \Delta\theta \dots\dots\dots(26)$$

ET_c = es la evapotranspiración de cultivo, R = es el riego (L), D = es el agua drenada (L), $\Delta\theta$ = es el cambio de almacenamiento en la humedad del sustrato (L)

5.3.2. Evapotranspiración de referencia (ET_0) con el Atmómetro

Para obtener la evapotranspiración de referencia de cultivo de jitomate en condiciones protegidas se instaló en el interior del invernadero un Atmómetro Modelo A ETogage comercializado por la ETgage Company (Loveland, Colorado, EE.UU), este aparato es un medidor del volumen de líquido que se evapora en tiempo dado. La lectura se estuvo monitoreando de forma diaria directamente en el equipo por medio de una escala que se encuentra en uno de sus costados.

5.4. RESULTADOS Y DISCUSIONES

5.4.1. Coeficientes de cultivo obtenidos experimentalmente en jitomate

Los valores de K_c inicial, media, máxima y final obtenidos experimentalmente para el cultivo de jitomate desarrollados bajo condiciones protegidas se mencionan a continuación:

Para el T1 el K_c fue de 0.3, 0.75, 1.25 y 0.7 para K_c , inicial, media, máxima y final respectivamente, estos datos son similares a resultados obtenidos experimentalmente por Zamora *et al.*, (2014) en el cultivo de tomate HC 3880 con K_c media de 1.18 (**Figura 75**).

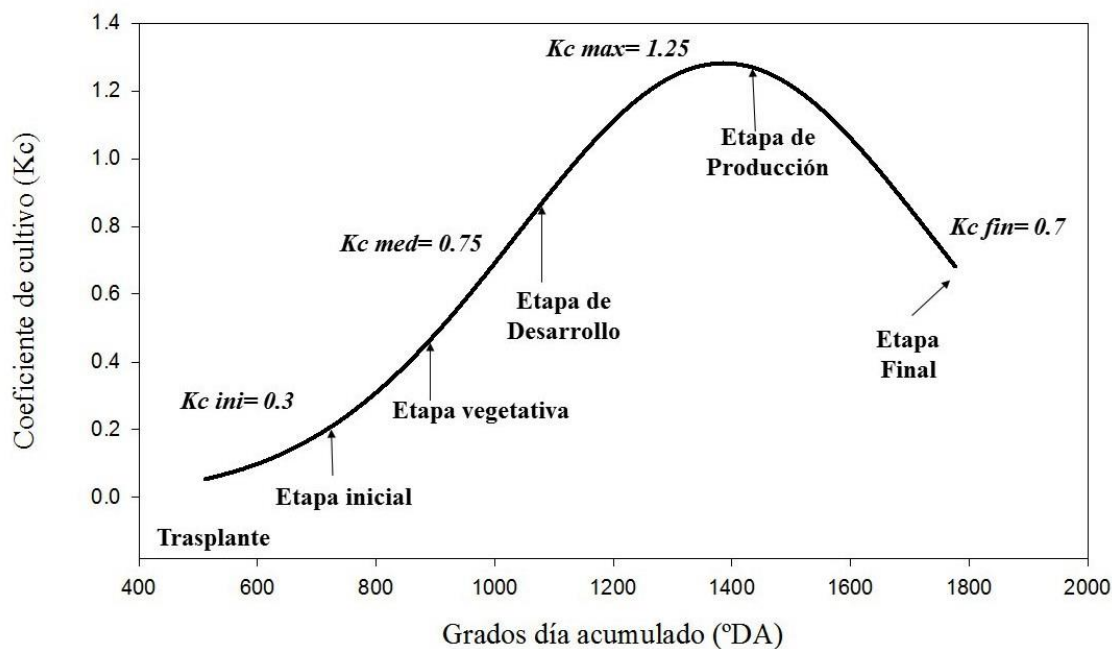


Figura 75. Coeficiente de cultivo de jitomate obtenido de forma experimental para el T1

Para el T2 fue 0.3, 0.85, 1.35 y 0.95 para K_c , inicial, media, máxima y final respectivamente, estos datos son similares a los resultados obtenidos experimentalmente por Elsa *et al.*, (2014) en cultivo de tomate Campbell 28 con K_c media de 1.32 y por Flores (2005) con kc de 1.3 (**Figura 76**).

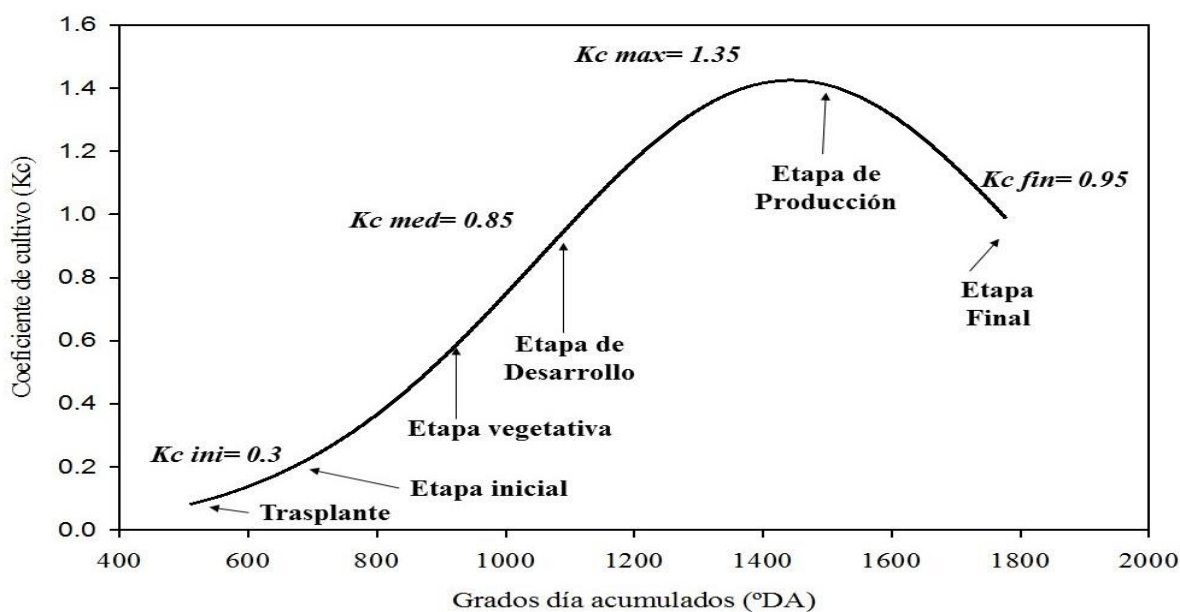


Figura 76. Coeficiente de cultivo de jitomate obtenido de forma experimental para el T2

Para el T3 fue 0.3, 0.87, 1.45 y 1.1 para K_c , inicial, media, máxima y final respectivamente (**Figura 77**). Estos datos son similares con los resultados reportado experimentalmente por Fernández *et al.* (2001) en el cultivo de tomate con K_c inicial fue de 0.2 y la máxima fue de 1.6.

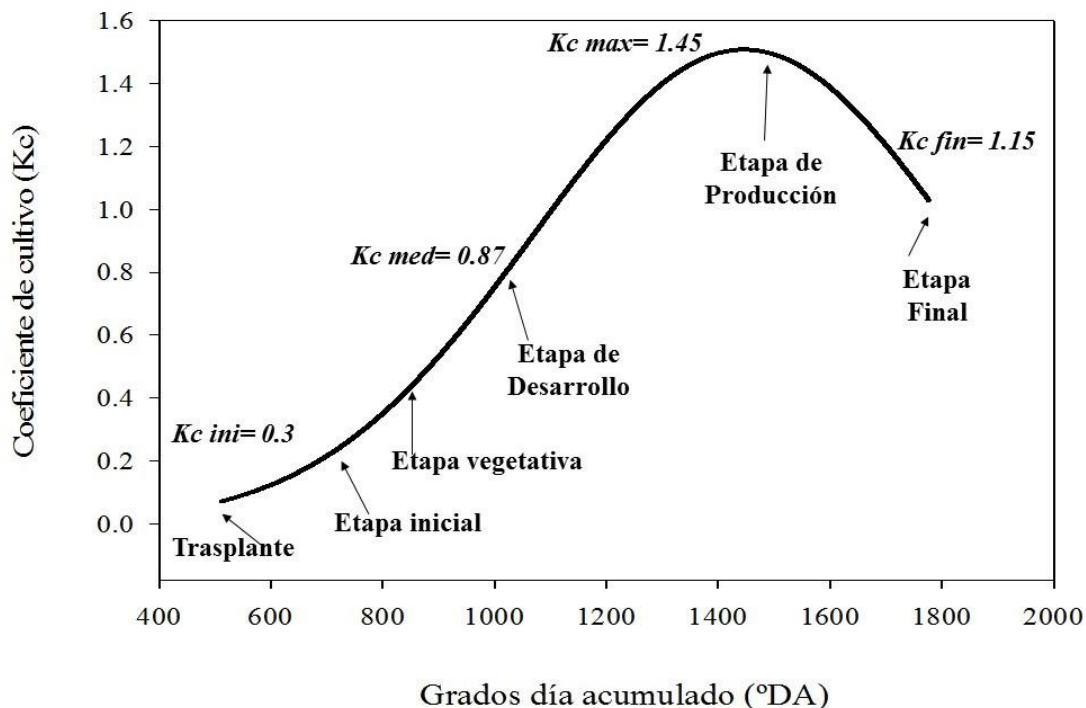


Figura 77. Coeficiente de cultivo del jitomate obtenido de forma experimental para el T3

5.5. CONCLUSIONES

Las metodologías de cálculo de K_c varían dependiendo de las características y las prácticas de cada cultivo. Debido a las características y factores mencionados para la determinación precisa de las necesidades de riego de los cultivos, se deben emplear K_c que se encuentren desarrollados para una zona específica y validada para condiciones de cultivo.

Para el cultivo de jitomate de la variedad “Cid F1” de crecimiento indeterminado desarrollado bajo condiciones protegidas en función de diferente número de tallos se encontró que para el T1 (I tallo) el K_c máximo fue de 1.25, mientras que para el T2 (II tallos) fue de 1.35 y para el T3 (III tallos) fue de 1.45. Este cultivo se desarrolló bajo condiciones óptimas de manejo sin ninguna restricción de recursos que pueden afectar su producción. El comportamiento de K_c de los cultivos hortícolas bajo invernadero depende de la temperatura, por lo que es necesario relacionar los valores de K_c con el desarrollo y crecimiento del cultivo.

5.6. BIBLIOGRAFÍA

- Allen, R.G., L.S. Pereira, D. Raes, M. Smith. 1998. Crop Evapotranspiration Guidelines for Computing Crop Water Requirements, FAO Irrigation and drainage paper 56. Rome, Italy: Food and Agriculture Organization of the United Nations. ISBN 92-5-104219-5.
- Allen, R. G., M. Smith, L. S Pereira y W. O. Pruitt, 1997. Proposed revision to the FAO procedure for estimating crop water requirements. In: Chantzoulakes, K. S. (ed.). Proc. 2nd. Int. Sym. on Irrigation of Horticultural Crops, ISHS, Acta Hort. Vol. I: 17-33.
- Calera, A. B, 2005. La evapotranspiración: concepto y metodología de cálculo. 1re edición. Editorial: Mudi-Prensa. Barcelona, España. 165-238.
- Cuenca, R.H. 1987. Irrigation system design: an engineering approach. Prentice Hall, Englewood Cliffs, N.J.
- De Juan, V. J.A y De Santa Olalla Mañas, F.M. 993. Agronomía del riego. Mundi-Prensa, Madrid, pp. 165-270.
- Doorenbos, J., Pruitt, W. O. 1976. Las necesidades de agua de los cultivos. Estudio FAO: Riego y Drenaje, Reporte N° 24, Organización de las naciones unidas para la agricultura y la alimentación (FAO), Roma, Italia, 194 pp.
- Doorenbos, J., Pruitt, W.O. 1977. Guidedlines for predicting crop water requeriments. FAO irrigation and drainage paper n° 24, p. 179.
- Fernández, R. D., Martínez, M. M., Tavarez, E. C., Castillo, V. R y Salas, M. R. 2012. Estimación de las demandas de consumo de agua. Folleto técnico. Colegio de Postgraduados. México. DF. 33 pp.

- Fernández, M.D., Orgaz, F., Fereres, E. López, J.C., Céspedes, A., Perez, J., Bonachela, S. y Gallardo, M. 2001. Programación del riego de cultivos hortícolas bajo invernadero en el sudeste español. Editorial CAJAMAR, Almería, España. 71 pp.
- Flores, V. J. 2005. Consideraciones ambientales para cultivar tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) en invernadero: caracterización climática, requerimientos de riego y modelación de temperatura. Tesis de Maestría, Montecillos, Estado de México. Colegio de Postgraduados, 163 p.
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO) (1990). V. FAO Penman–Monteith Formula”. Report on Expert consultation on revision of FAO methodologies for crop water requirements, FAO, Roma, Italia, 23 pp.
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). 2006 .Evapotranspiration de cultivos, FAO, Roma, Italia, 327 pp.
- George, W. 1998. New crop coefficients estimate wáter use of vegetables, row crops. California Agriculture, 52:16-21
- Jensen, M.E. 1969. Plant and irrigation water requirements. Sprinkler Irrig. Assoc., Washington, D.C.
- Jensen, M.E. 1974. Consumptive use of water and irrigation water requirements. ASCE. Report of Irrigation. Water Requirements. N. York. p. 215.
- Jensen, M. E., R. D. Burman y R. G. Allen. 1990. Evapotranspiration and Irrigation Water Requirements. ASCE Manuals and Reports on Engineering Practice No. 70. 332 p.
- Neale, C.M.U., Bausch, W.C y Heerman, D.F. 1989. Development of reflectance-based crop coefficients for corn. Tran. ASCE 32:1891-1899.
- Ortiz, S. C. 1982. Agrometeorología. Departamento de suelo. Universidad Autónoma de Chapingo, Chapingo, México.

- Pruitt, W.O., E. Fereres, K. Kaita, R.L. Snyder. 1987. Reference evapotranspiration (*ET_o*) for California. Agr. Exp. Sta. Bull. 1922, University of California, 16 pp.
- Rosenberg, N. J., Blad, B. L. and Verma, S. B.: 1983. Microclimate: the biological environment. wiley, New York.
- Sammis, T.W., Mapel, S.L., Lugg, D.G., Lansford, R.R y Maguekin, J.T. 1985. Evapotranspiration crop coefficients predicted using growing-degree-days. Trans. Of ASAE. 28:773-780.
- SEPOR, (Servicio de programación y optimización del uso del agua de riego. Importancia del uso de registro agroclimáticos grados día. 8 p. disponible www.sepor.cl.
- Stegman, E.C.; Musick, J.T. y Stewart, J.I. 1980. Design and operation of farm irrigation system, In M. E. Jensen, ed. Irrigation water management. ASCE, Michigan.
- Villalobos, F.J., Mateo, L., Orgaz, F. y Fereres, E. 2002. Fitotecnia. Bases tecnología de la producción agrícola. Mundi-Prensa. Madrid.
- Wright, J.L. 1982. New Evapotranspiration Crop Coefficients. Journal of irrigation and Drainage Division, ASCE, 108:57-74.
- Zamora, H.E.I., Duarte, D.C.E., Cun, G.R., Pérez, H.R y León, F.M. 2014. Coeficientes de cultivos (Kc) en Cuba. Ingeniería Agrícola 4: 16-22.

CAPÍTULO VI. EVAPOTRANSPIRACIÓN Y REQUERIMIENTO HÍDRICO DE CULTIVO DE JITOMATE BAJO CONDICIONES PROTEGIDAS

RESUMEN

El jitomate es la principal hortaliza cultivada, tanto a cielo abierto como en invernadero, en todo el mundo. Uno de los principales problemas en la producción del jitomate en el centro de México es la escasa información sobre sus requerimientos de riego, en consecuencia, la calendarización del riego es empírica. El objetivo de este capítulo estimar los requerimientos diarios de riego de cultivo de jitomate por medio de lisímetros de drenaje en las condiciones típicas de infraestructura y densidad de población, así como de manejo agronómico y ambiental. El trabajo se realizó en un invernadero ubicado en el Campus Montecillo del Colegio de Postgraduados. La fecha de trasplante fue el 20 de abril del 2015, utilizando tezontle como sustrato bajo riego por goteo. El experimento consistió en tres tratamientos (T). El T1 (I Tallo), T2 (II Tallos) y T3 (III Tallos) por planta. Se estudió el cultivo de jitomate en invernadero tipo saladette de crecimiento indeterminado (*Lycopersicon esculentum* Mill.), con una densidad de plantación típica de la zona de 3 pl m⁻² en un invernadero de polietileno lechoso de 25% de sombra. Los resultados indican que la evapotranspiración diaria del cultivo es del orden de 0.1 L pl⁻¹ en la etapa inicial para los tres tratamientos, hasta 1.47, 1.59 y 2.0 L pl⁻¹ en la etapa de máxima demanda para T1, T2 y T3 respectivamente. El volumen bruto aplicado por planta en todo el ciclo agrícola fue de 135, 146 y 148 L pl⁻¹ para T1, T2 y T3 respectivamente, con una productividad de agua de 49, 41 y 36 kg m⁻³ y un rendimiento promedio de 20, 18 y 16 kg m⁻² para T1, T2 y T3 respectivamente. Se presentan las demandas hídricas del jitomate en sus diferentes etapas fenológicas.

Palabras clave: *Lycopersicon esculentum* Mill., lisímetro, tezontle, evapotranspiración.um

CHAPTER VI. EVAPOTRANSPIRATION AND WATER REQUIREMENTS TOMATO CROP UNDER PROTECTED CONDITIONS

ABSTRACT

The tomato is the main vegetable crop, both open pit and greenhouse, worldwide. One of the main problems in the production of tomatoes in the center of Mexico is the lack of information about their irrigation requirements, therefore, irrigation scheduling is empirical. The aim of this chapter to estimate the daily requirements of tomato crop irrigation through drainage lysimeters typical infrastructure conditions and population density as well as agronomic and environmental management. The work was conducted in a greenhouse located in the Montecillo Campus of the Graduate College. The transplant date was April 20, 2015, using as substrate tezontle under drip irrigation. The experiment consisted of three treatments (T). The T1 (I stalk), T2 (II stems) and T3 (III stems) per plant. The cultivation of tomato was studied in greenhouse saladette indeterminate type (*Lycopersicum esculentum* Mill.), with a density of typical plantation zone 3 pl m⁻² in a greenhouse of 25% polyethylene milky shade. The results indicate that daily crop evapotranspiration is about 0.1 L pl⁻¹ in the initial stage for the three treatments, up 1.47, 1.59 and 2.0 L pl⁻¹ at the stage of maximum demand for T1, T2 and T3 respectively. The gross volume applied per plant throughout the growing season was 135, 146 and 148 L pl⁻¹ for T1, T2 and T3 respectively, with a water productivity of 49, 41 and 36 kg m⁻³ and an average yield of 20, 18 and 16 kg m⁻² for T1, T2 and T3 respectively. Water demands of tomato at different growth stages are presented.

Keywords: *Lycopersicum esculentum* Mill, lysimeter, tezontle, evapotranspiration.

6.1. INTRODUCCIÓN

En la actualidad el aumento de la población a nivel mundial exige una mayor producción de alimentos con menos insumos, entre ellos los más importantes son los fertilizantes y el agua de riego. La creciente población necesita mayores cantidades de alimento, para poder satisfacer esta demanda teniendo presente la pérdida de terrenos agrícolas, se necesita contar con métodos de producción de alimentos que garanticen altos rendimientos en espacios pequeños. Bajo esta necesidad existe una creciente exigencia comercial por aumentar la calidad del producto y por lograr además una mayor precocidad de los cultivos. El método más eficaz para alcanzar tales resultados es la producción de cultivos forzada con el uso de invernaderos. Por las bondades que tiene este tipo de agricultura, se garantiza que se realice una producción de cultivos durante todo el año y con un rendimiento por unidad de superficie mucho mayor que el que se obtiene con los sistemas tradicionales (Rosegrant *et al.*, 2007).

El uso de invernaderos no es nuevo en el país, actualmente existen agricultores que conocen el manejo de este sistema de producción, sin embargo persiste un vacío en el conocimiento del comportamiento de las variables meteorológicas dentro de los invernaderos. En México no se cuenta con métodos específicos que permitan. Bajo estas condiciones, calcular los requerimientos de agua de los cultivos (Zamora y Guerrero, 2005).

La poca disponibilidad de agua observada en algunas presas de la República Mexicana en los últimos años y la sobreexplotación de los acuíferos subterráneos hacen urgente el establecimiento de estrategias para hacer un uso racional y eficiente de este recurso. Entre estas estrategias destaca la tecnificación de los sistemas de riego para mejorar su eficiencia y rentabilidad (Catalán y Villa, 2009). La programación del riego es un proceso de decisión orientado a determinar las cantidades de agua por aplicar y las fechas de aplicación de cada riego, para minimizar deficiencias o excesos de humedad en el suelo que pudieran causar efectos adversos en el crecimiento, rendimiento y calidad de los cultivos. La programación de los riegos normalmente se ejecuta sin soporte técnico alguno, sino únicamente con base en la experiencia de los productores.

El conocimiento del requerimiento de agua del cultivo es indispensable para realizar una planificación correcta del riego y mejorar así la eficiencia de los sistemas de riego, proveyendo al cultivo de la cantidad de agua suficiente para satisfacer plenamente sus necesidades (Fernández,

2000). Con el riego se debe aplicar la cantidad justa para cubrir las necesidades en el consumo de agua del cultivo. Un exceso de agua de riego supone el lavado de fertilizante y desperdicio, mientras que una aportación de agua inferior a las necesidades de consumo de agua del cultivo puede llegar a provocar déficit hídrico y por lo tanto una reducción de la producción. En la agricultura forzada se modifican algunos factores ambientales que provocan cambios en la evapotranspiración (Antón, 2002) por lo tanto, para alcanzar los objetivos del proyecto resulta de importancia central la medición de la evapotranspiración bajo condiciones de invernadero y evaporación que unidas al estado fenológico del cultivo son pieza clave para generar un método para estimar la evapotranspiración de cultivos que crecen en ambientes forzados.

Las necesidades hídricas del cultivo se relacionan con la evapotranspiración (*ET*), proceso del sistema suelo-planta que combina la pérdida de agua del suelo por evaporación y de la planta por transpiración (Burman y Pochov, 1994). Según la FAO (Allen *et al.*, 1998), la evapotranspiración de referencia (*ET₀*) se define como la máxima cantidad de agua que pierde un cultivo hipotético de referencia de una altura de 0.12 m, una resistencia de la superficie de 70 s m^{-1} y un albedo de 0.23 m, similar a la *ET* que ocurre en una superficie extensa de pasto verde de altura uniforme, que crece activamente y que está bien regada.

Para estimar la evapotranspiración de un cultivo específico se necesita considerar al propio cultivo y a las condiciones ambientales. Las condiciones meteorológicas determinan la demanda evaporativa, mientras que el dosel del cultivo y la humedad del suelo determinan la magnitud en que la demanda será satisfecha. La *ET* de un cultivo puede ser estimada si están disponibles las mediciones o estimaciones de *ET₀*. Estas mediciones o estimaciones representan la demanda meteorológica, y los coeficientes del cultivo representan la habilidad de las plantas y del suelo para satisfacer esa demanda (Jensen y Wright, 1978).

Entre los métodos usados para medir la evapotranspiración en una superficie cultivada destaca el del lisímetro que mide la evaporación del suelo desnudo o la evapotranspiración del área sembrada con un cultivo. Los lisímetros son grandes depósitos llenos de suelo, generalmente instalados en el campo para representar las condiciones ambientales naturales, y en el que las condiciones del sistema agua-suelo-planta pueden regularse a conveniencia y medirse con más precisión que en el perfil natural de suelo (Hillel, 1980). Este método aporta una medición directa de la

evapotranspiración del cultivo, y se usa frecuentemente para el estudio de efectos climáticos y para evaluar los métodos de estimación. Cuando no se dispone de lisímetro, comúnmente se usa el método del balance hídrico en campo, el cual permite calcular la evapotranspiración real del cultivo (ET_c) y comprueba que ésta estima la pérdida de humedad en el sistema suelo–planta–atmósfera, importante en la programación del riego (Lubana *et al.*, 2001). Se han utilizado diversos métodos experimentales para obtener la ET_0 a partir de la información meteorológica y la ET_c a partir de coeficientes de cultivo (K_c), métodos que han generado diferentes tipos de curvas (Doorenbos y Pruitt, 1977; Jensen, 1981; Burman y Pochov, 1994; Allen *et al.*, 1998; Dodds *et al.*, 2005). En nuestro país se han utilizado fórmulas empíricas para la determinación de evapotranspiración bajo invernadero, pero no se sabe con exactitud si estos valores se correlacionan bien con la evapotranspiración real dentro de estos, ya que los datos de evapotranspiración medida directamente son prácticamente inexistentes. Sobre esta base es de primordial importancia establecer un procedimiento sencillo y económico con el fin de realizar medidas de evapotranspiración en el cultivo forzado, que permita ajustar fórmulas de estimación en base a elementos climáticos (Zamora y Guerrero, 2005).

6.1.1. OBJETIVO GENERAL

Determinar de manera experimental la evapotranspiración y requerimiento de riegos en el cultivo de jitomate mediante el lisímetro de drenaje en función de número de tallos bajo condiciones protegidas.

6.1.2. OBJETIVOS PARTICULARES

1. Determinar la evapotranspiración de cultivo de jitomate mediante el lisímetro de drenaje
2. Determinar el requerimiento de riego diario en el cultivo de jitomate
3. Generar calendario de riego de cultivo de jitomate por etapa fenológica
4. Calcular la productividad del agua en los tratamientos

6.1.3. HIPÓTESIS

El conocimiento de las demandas hídricas del jitomate permitirá aplicar una programación científica del riego de manera oportuna e incrementar un mayor ahorro del recurso hídrico, fertilizantes y aumentar el rendimiento y calidad de los frutos.

6.2.1. REVISIÓN DE LITERATURA

6.2.1.1. Evaporación

Se define la evaporación como la vaporización de un líquido en la superficie que le separa de la fase gaseosa con la cual está en contacto. La transpiración es un proceso consistente en la eliminación por evaporación de una parte del agua absorbida por las plantas. Estas dos definiciones introducen el concepto de una generalizada evapotranspiración (*ET*), que combina los dos procesos descritos, y que se refiere a la pérdida de agua desde una superficie con cubierta vegetal (FAO, 2006). La evaporación es el proceso por el cual el agua líquida se convierte en vapor de agua (vaporización) y se retira de la superficie evaporante (remoción de vapor). El agua se evapora de una variedad de superficies, tales como lagos, ríos, caminos, suelos y la vegetación mojada.

Para cambiar el estado de las moléculas del agua de líquido a vapor se requiere energía. La radiación solar directa y, en menor grado, la temperatura ambiente del aire, proporcionan esta energía. La fuerza impulsora para retirar el vapor de agua de una superficie evaporante es la diferencia entre la presión del vapor de agua en la superficie evaporante y la presión de vapor de agua de la atmósfera circundante. A medida que ocurre la evaporación, el aire circundante se satura gradualmente y el proceso se vuelve cada vez más lento hasta detenerse completamente si el aire mojado circundante no se transfiere a la atmósfera o en otras palabras no se retira de alrededor de la hoja. El reemplazo del aire saturado por un aire más seco depende grandemente de la velocidad del viento. Por lo tanto, la radiación, la temperatura del aire, la humedad atmosférica y la velocidad del viento son parámetros climatológicos a considerar al evaluar el proceso de la evaporación (FAO, 2006).

Cuando la superficie evaporante es la superficie del suelo, el grado de cobertura del suelo por parte del cultivo y la cantidad de agua disponible en la superficie evaporante son otros factores que afectan el proceso de la evaporación. Lluvias frecuentes, el riego y el ascenso capilar en un suelo con manto freático poco profundo, mantienen mojada la superficie del suelo. En zonas en las que el suelo es capaz de proveer agua con velocidad suficiente para satisfacer la demanda de la evaporación del suelo, este proceso está determinado solamente por las condiciones meteorológicas. Sin embargo, en casos en que el intervalo entre la lluvia y el riego es grande y la capacidad del suelo de conducir la humedad cerca de la superficie es reducida, el contenido en

agua en los horizontes superiores disminuye y la superficie del suelo se seca. Bajo estas circunstancias, la disponibilidad limitada del agua ejerce un control sobre la evaporación del suelo. En ausencia de cualquier fuente de reabastecimiento de agua a la superficie del suelo, la evaporación disminuye rápidamente y puede cesar casi totalmente en un corto lapso de tiempo (**Figura 78**).

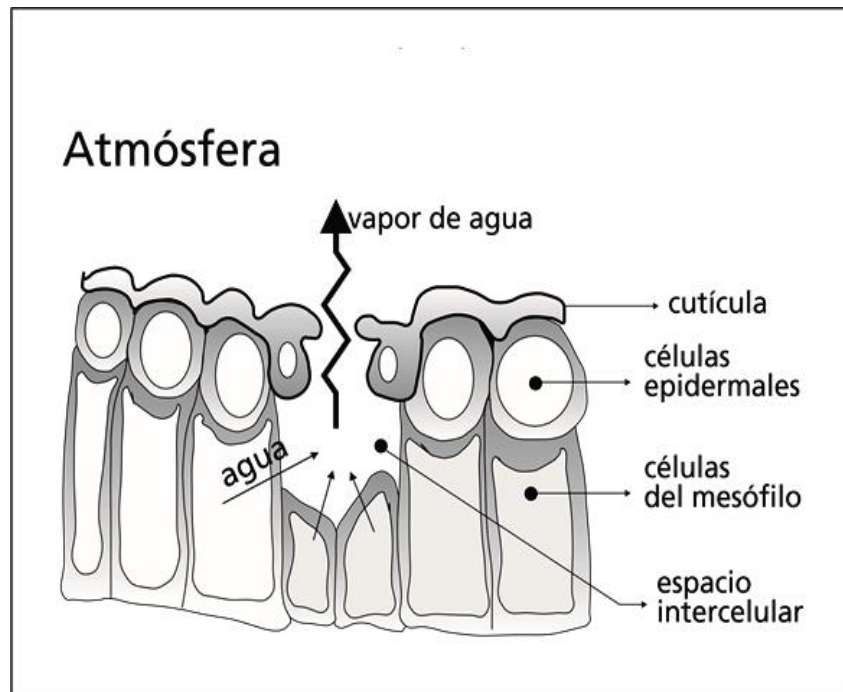


Figura 78. Representación esquemática de una estoma de una hoja

6.2.1.2. Transpiración

La transpiración consiste en la vaporización del agua líquida contenida en los tejidos de la planta y su posterior remoción hacia la atmósfera. Los cultivos pierden agua predominantemente a través de las estomas. Estos son pequeñas aberturas en la hoja de la planta a través de las cuales atraviesan los gases y el vapor de agua de la planta hacia la atmósfera (**Figura 78**). El agua, junto con algunos nutrientes, es absorbida por las raíces y transportada a través de la planta. La vaporización ocurre dentro de la hoja, en los espacios intercelulares, y el intercambio del vapor con la atmósfera es controlado por la abertura estomática. Casi toda el agua absorbida del suelo se pierde por transpiración y solamente una pequeña fracción se convierte en parte de los tejidos vegetales (FAO, 2006).

La transpiración, igual que la evaporación directa, depende del aporte de energía, del gradiente de presión del vapor y de la velocidad del viento. Por lo tanto, la radiación, la temperatura del aire, la humedad atmosférica y el viento también deben ser considerados en su determinación. El contenido de agua del suelo y la capacidad del suelo de conducir el agua a las raíces también determinan la tasa de transpiración, así como la salinidad del suelo y del agua de riego. La tasa de transpiración también es influenciada por las características del cultivo, el medio donde se produce y las prácticas de cultivo (**Figura 79**). Diversas clases de plantas pueden tener diversas tasas de transpiración. Por otra parte, no solamente el tipo de cultivo, sino también su estado de desarrollo, el medio donde se produce y su manejo, deben ser considerados al evaluar la transpiración (FAO, 2006).

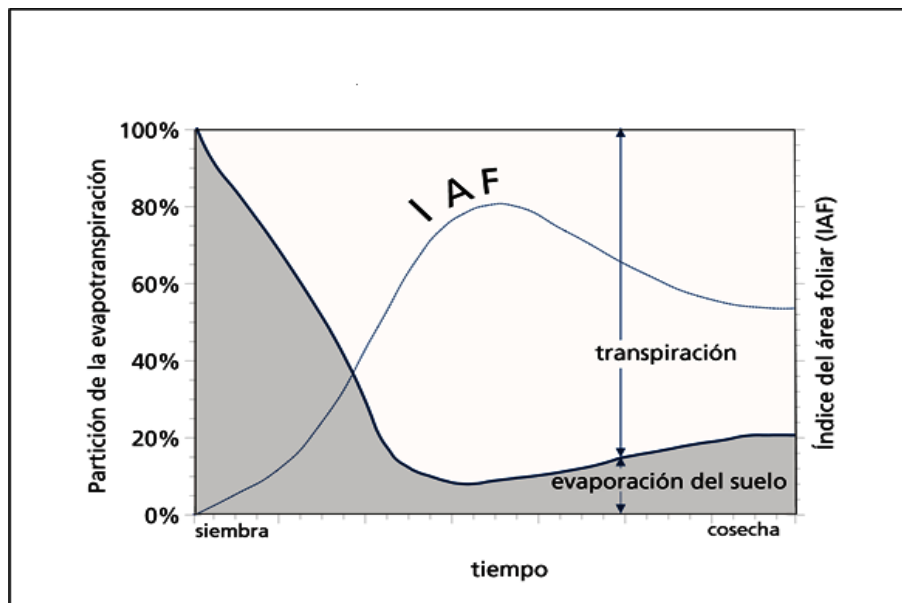


Figura 79. Repartición de la evapotranspiración en evaporación y transpiración durante el periodo de crecimiento de un cultivo anual

6.2.1.3. Evapotranspiración (ET)

La evaporación y la transpiración ocurren simultáneamente y no hay una manera sencilla de distinguir entre estos dos procesos. Aparte de la disponibilidad de agua en los horizontes superficiales, la evaporación de un suelo cultivado es determinada principalmente por la fracción de radiación solar que llega a la superficie del suelo. Esta fracción disminuye a lo largo del ciclo del cultivo a medida que el dosel del cultivo proyecta más y más sombra sobre el suelo.

En las primeras etapas del cultivo, el agua se pierde principalmente por evaporación directa del suelo, pero con el desarrollo del cultivo y finalmente cuando este cubre totalmente el suelo, la transpiración se convierte en el proceso principal. En la (**Figura 79**) se presenta la evapotranspiración dividida en sus dos componentes (evaporación y transpiración) en relación con el área foliar por unidad de superficie de suelo debajo de él. En el momento de la siembra, casi el 100% de la *ET* ocurre en forma de evaporación, mientras que cuando la cobertura vegetal es completa, más del 90% de la *ET* ocurre como transpiración (FAO, 2006).

Monteith (1985) indica que el uso del término evapotranspiración no es más adecuado, ya que en realidad el proceso de cambio de fase del agua es únicamente el de evaporación y que en las plantas se da predominantemente en la cavidad subestomática, mientras que la transpiración indica un flujo de vapor desde el interior de la cavidad al exterior. A pesar de esas observaciones realizadas por Monteith, el uso del término *ET* es muy extendido por eso en esta ocasión se utilizara para indicar el proceso dinámico de pérdida de agua por evaporación, incluyendo la evaporación del agua del suelo (E_s) y la evaporación del agua absorbida por las plantas (T). Matemáticamente se expresa por la suma de los dos componentes (**Ecuación 27**).

$$ET = E_s + T \dots \dots \dots (27)$$

Las estimaciones de la evapotranspiración y de la evaporación de una lámina de agua libre (*EO*) mediante modelos (generalmente ecuaciones empíricas). Se han utilizado para predecir la pérdida de agua en embalses y lagos, superficies cultivadas, superficies con vegetación natural, y en suelo sin vegetación. Entre las disciplinas que utilizan el concepto de evapotranspiración destacan:

1. Programación de riegos
2. Diseño de sistemas de riego
3. Regulación de embalses
4. Planificación de recursos hídricos y uso del territorio
5. Cuencas hidrográficas
6. Producción agrícola y forestal

Es fácil entender que en la planificación y organización de los regadíos tanto de los nuevos como de los denominados tradicionales, sea fundamental la evaluación de las necesidades hídricas de los cultivos. Un ejemplo de la aplicación de la programación de riegos es el establecimiento de calendarios de riego a partir de las necesidades hídricas reales de los cultivos en las Vegas Bajas del Guadiana (**Ecuación 28**) descrita por (Villalobos y Fereres, 1987).

$$\frac{B}{T} = \frac{K_d}{e_s - e} \dots\dots\dots(28)$$

Donde B es la cantidad de materia seca producida (kg ha^{-1}), T es la cantidad de agua transpirada (mm), $(e_s - e)$ es el déficit de presión de vapor (kpa) y kd es una constante dependiente de la especie ($\text{kg kpa ha}^{-1} \text{mm}^{-1}$).

El proceso de ET es un proceso dinámico, conducido principalmente por la energía disponible como resultado del balance energético sobre la superficie evaporante. La radiación neta, el viento, la temperatura y la cantidad de vapor de agua presente en la atmosfera son las variables meteorológicas directamente relacionadas con el proceso. La radiación neta (Rn), resultante del balance de radiación, absorbida por una cubierta vegetal o por la superficie del suelo de calor latente (λE), como flujo de calor sensible (H) y como flujo de calor al suelo (G). La (**Ecuación 29**) del balance de energía sobre una cubierta vegetal se expresa en la forma en (Wm^{-2}).

$$Rn = \lambda E + H + G \dots\dots\dots(29)$$

6.2.1.4. Factores que afectan la evapotranspiración

El clima, las características del cultivo, el manejo y el medio de desarrollo son factores que afectan la evaporación y la transpiración. Los conceptos relacionados a la ET y presentados en la (**Figura 80**) se describen en la sección sobre conceptos de evapotranspiración.

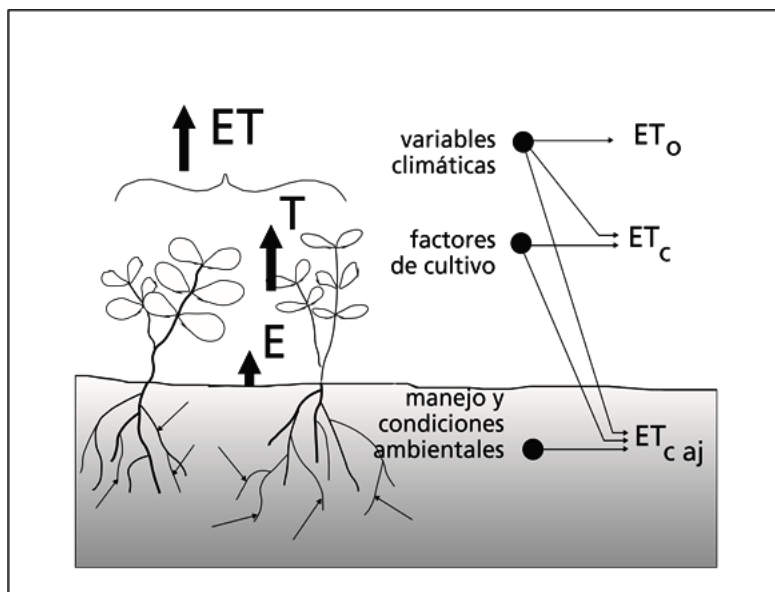


Figura 80. Factores que afectan la evapotranspiración de referencia a conceptos relacionados con la ET

6.2.1.5. Variables climáticas

Los principales parámetros climáticos que afectan la evapotranspiración son la radiación, la temperatura del aire, la humedad atmosférica y la velocidad del viento. Se han desarrollado varios procedimientos para determinar la evaporación a partir de estos parámetros. La fuerza evaporativa de la atmósfera puede ser expresada por la evapotranspiración del cultivo de referencia (ET_o). La evapotranspiración del cultivo de referencia (ET_o) representa la pérdida de agua de una superficie cultivada estándar (FAO, 2006).

6.2.1.6. Factores de cultivo

El tipo de cultivo, la variedad y la etapa de desarrollo deben ser considerados cuando se evalúa la evapotranspiración de cultivos que se desarrollan en áreas grandes y bien manejadas. Las diferencias en resistencia a la transpiración, la altura del cultivo, la rugosidad del cultivo, el reflejo, la cobertura del suelo y las características radicales del cultivo dan lugar a diferentes niveles de ET en diversos tipos de cultivos aunque se encuentren bajo condiciones ambientales idénticas. La evapotranspiración del cultivo bajo condiciones estándar (ET_c) se refiere a la demanda evaporativa de la atmósfera sobre cultivos que crecen en áreas grandes bajo condiciones óptimas de agua en el

suelo, con características adecuadas tanto de manejo como ambientales, y que alcanzan la producción potencial bajo las condiciones climáticas dadas (FAO, 2006).

6.2.1.7. Manejo y condiciones ambientales

Los factores tales como salinidad o baja fertilidad del suelo, uso limitado de fertilizantes, presencia de horizontes duros o impenetrables en el suelo, ausencia de control de enfermedades y de parásitos y el mal manejo del suelo pueden limitar el desarrollo del cultivo y reducir la evapotranspiración. Otros factores que se deben considerar al evaluar la *ET* son la cubierta del suelo, la densidad del cultivo y el contenido de agua del suelo. El efecto del contenido en agua en el suelo sobre la *ET* está determinado primeramente por la magnitud del déficit hídrico y por el tipo de suelo. Por otra parte, demasiada agua en el suelo dará lugar a la saturación de este lo cual puede dañar el sistema radical de la planta y reducir su capacidad de extraer agua del suelo por la inhibición de la respiración (FAO, 2006).

Cuando se evalúa la tasa de *ET*, se debe considerar adicionalmente la gama de prácticas locales de manejo que actúan sobre los factores climáticos y de cultivo afectando el proceso de *ET*. Las prácticas del cultivo y el método de riego pueden alterar el microclima, afectar las características del cultivo o afectar la capacidad de absorción de agua del suelo y la superficie de cultivo. Una barrera rompe vientos reduce la velocidad del viento y disminuye la tasa de *ET* de la zona situada directamente después de la barrera. El efecto puede ser significativo especialmente en condiciones ventosas, calientes y secas aunque la evapotranspiración de los mismos árboles podría compensar cualquier reducción en el campo. La evaporación del suelo de un huerto con árboles jóvenes, en donde los árboles están ampliamente espaciados, puede ser reducida usando un sistema de riego por goteo bien diseñado. Los goteros aplican el agua directamente al suelo cerca de los árboles, de modo que dejan la mayor parte de la superficie del suelo seca, limitando las pérdidas por evaporación (FAO, 2006).

El uso de coberturas, especialmente cuando el cultivo es pequeño, es otra manera de reducir substancialmente la evaporación del suelo. Los anti-transpirantes, tales como estimulantes del cierre de los estomas, o los materiales que favorecen el reflejo del suelo, reducen las pérdidas de agua del cultivo y por lo tanto la tasa de transpiración. Cuando las condiciones de campo difieran

de las condiciones estándar, son necesarios factores de corrección para ajustar ET_c ($ET_{c aj}$). Estos factores de ajuste reflejan el efecto del ambiente y del manejo cultural de las condiciones de campo (FAO, 2006).

6.2.1.8. Intercambio de masa y de energía

Es interesante describir el proceso de ET como un intercambio de masa y de energía para comprender el papel fundamental que tiene el agua. Una forma de estudiar la evapotranspiración como un proceso físico, es introduciendo el concepto de resistencia por analogía con la ley de Ohm. El flujo de vapor es directamente proporcional al gradiente de vapor entre la superficie evaporante y el aire e inversamente proporcional a la resistencia que ofrece la superficie al flujo de vapor (FAO, 2006).

La evaporación, desde el punto de vista de intercambio de masa, se puede expresar por la **(Ecuación 30)**:

$$E = (P_{vs} - P_{va}) / r_v \dots \dots \dots (30)$$

mientras que el intercambio energético se expresa por la **(Ecuación 30)**:

$$\lambda E = \lambda ((P_{vs} - P_{va}) / r_v) \dots \dots \dots (31)$$

donde E es la cantidad de agua evaporada, ρ_{vs} es la concentración de vapor en la superficie evaporante, ρ_{va} es la concentración de vapor en el aire, λ es el calor latente de evaporación y r_v es la resistencia a la transferencia de vapor de agua.

El intercambio energético o flujo de calor latente es una forma de disipar la radiación neta disponible. El cambio de fase de líquido a vapor requiere un consumo de energía que procede principalmente de la radiación solar (R_s).

El calor latente de evaporación, que nos indica la cantidad de energía necesaria para evaporar la unidad de masa (kg), depende de la temperatura en C° y se expresa en la **(Ecuación 32)**:

$$\lambda = 2,501 - 2,361 \times 10^{-3} T \text{ (MJkg}^{-1}\text{)} \dots \dots \dots (32)$$

6.2.1.9. Intercambio de vapor desde un cultivo

Para calcular la tasa de intercambio de vapor entre un cultivo y la atmosfera, se necesita conocer la densidad de vapor en la superficie evaporante, la densidad de vapor del aire y la resistencia total a la transferencia de vapor entre la superficie evaporante y el aire (**Ecuación 33**):

$$E = \frac{\rho_{vsi} - \rho_{va}}{r_{va} + r_{vs}} = \frac{\rho_{vse} - \rho_{va}}{r_{va}} \dots\dots\dots(33)$$

Donde ρ_{vsi} es la densidad de vapor en el interior de la hoja calor relativamente fácil de estimar si conocemos la temperatura de la hoja, ya que su interior se considera que la humedad relativa es 1. Por el contrario, ρ_{vse} es la concentración de vapor en la superficie de la hoja, y es un valor muy difícil de estimar. La resistencia total es la suma de dos resistencias en serie, la resistencia estomática (r_{vs}) y la resistencia aerodinámica (r_{va}).

La introducción del concepto de resistencia estomática, nos permite observar que la planta tiene diferentes mecanismos de regulación de la perdida de agua para equilibrar el continuo que se establece entre el agua del suelo, el agua en el interior de la planta y el agua de vapor presente en la atmosfera. La resistencia aerodinámica depende de variables meteorológicas como la velocidad del viento y las características de la superficie evaporante. En término medio se considera que la tasa de perdida de agua desde un cultivo no puede ser superior a la tasa de absorción de agua desde el suelo (FAO, 2006).

El estado energético del agua en el interior de la planta estimado por su potencial hídrico, influyen en los procesos que determinan la tasa de crecimiento de un cultivo. Por un lado influye en la resistencia estomática a la pérdida de vapor de agua y por la presión de turgencia, responsable del alargamiento de las células. Los mecanismos de regulación estomática, la influencia del potencial hídrico foliar y el proceso de absorción de agua por las raíces que condicionan la tasa de *ET*, se describe en las obras de referencia citadas (FAO, 2006).

6.2.1.10. Intercambio de vapor desde el suelo

Si se considera la evaporación desde el suelo, podemos describir el proceso por (**Ecuacion 34**).

$$E = \frac{\rho_{vs} - \rho_{va}}{r_v}$$

$$R_v = r_{va} + r_{vsu} \dots \dots \dots (34)$$

Donde r_{vsu} es la resistencia que ofrece el mismo suelo al flujo de vapor.

En este caso, se pueden diferenciar dos situaciones posibles:

I. Superficie del suelo húmeda

En este caso r_{vsu} es prácticamente cero. La concentración de vapor en el suelo es la de saturación, y se puede estimar a partir de la temperatura del suelo.

II. Superficie del suelo seca

Conforme la superficie del suelo va perdiendo agua, la r_{vsu} aumenta de forma que la tasa de intercambio de vapor se reduce de forma muy importante.

La necesidad de cuantificar las relaciones expuestas sobre los procesos de evaporación tanto desde un suelo con vegetación como desde un suelo desnudo, para conocer la proporción de la E_s dentro de la ET , ha favorecido el desarrollo de modelos matemáticos en las simulaciones del crecimiento de cultivos.

6.2.1.11. Factores que afectan a la evaporación de un cultivo

Los factores que afectan a la ET , se podrían agrupar en:

Factores climáticos o meteorológicos: la cantidad de radiación solar que recibe una cubierta vegetal o que alcanza la superficie del suelo, la velocidad del viento, la temperatura del aire y de la superficie, y el contenido de vapor de agua de la atmosfera son las principales variables meteorológicas que condicionan la tasa de ET . Los factores de planta, como el tipo de cubierta vegetal (aspectos morfológicos, albedo de las hojas y el tamaño y disposición de las mismas y la altura de la cubierta van a condicionar la cantidad de energía absorbida y su transferencia o disipación.

Factores edáficos, como el contenido de agua y su disponibilidad para las plantas (textura, estructura, y otras características edáficas que condicionan el flujo del agua en el suelo), el régimen térmico y el albedo.

Una superficie evaporante está en cambio continuo por ejemplo el área foliar varía con el tiempo, así como la superficie de suelo que es alcanzada por los rayos solares. Como la disponibilidad de agua en el suelo varía con el tiempo, también variará la ET . Según Jones (1983), se pueden considerar los siguientes factores.

1. La evaporación directa del agua

Básicamente depende del grado de cobertura y de la humedad del suelo, principalmente en los primeros centímetros superficiales. Para índices de área foliar (IAF) superiores a 4 la E_s es aproximadamente un 5% de la ET , para IAF menores o iguales a 2 E_s es aproximadamente un 50% de la ET . Si el suelo está seco E_s vale cero.

2. La disponibilidad de agua en el suelo

Principalmente depende del contenido de agua en el suelo y de la profundidad de enraizamiento, la cantidad de agua que puede almacenar un suelo entre -0.01 MPa y -1.5 MPa varía entre 40 mm m^{-1} para un suelo de textura arenosa y 170 mm m^{-1} para un suelo franco arcilloso.

3. El tipo de cubierta vegetal

Las características de la cubierta vegetal tienen una elevada influencia en la tasa de ET , al afectar a la resistencia aerodinámica y a las transferencias de calor y de vapor. Los bosques ofrecen una menor resistencia aerodinámica debido a su mayor rugosidad, aunque por contrapartida, la resistencia estomática es mayor (especialmente en bosques de coníferas). El resultado es que la tasa de ET en bosques es sustancialmente menor que en cultivos herbáceos. Además cubierta distintas muestras diferente sensibilidad a variables como la R_n , y el déficit de presión de vapor. En un bosque la evaporación es más sensible al déficit de presión de vapor que en un cultivo, mientras que en este la sensibilidad a la R_n es mayor.

4. Advección

El flujo de calor latente LE puede ser equivalente a un 170% de la Rn en las proximidades de un cultivo, si se dan condiciones de advección, por la transferencia de calor sensible desde aéreas con temperatura del aire más elevadas.

Para describir y cuantificar la contribución de la evaporación del suelo a ET , se consideran diferentes estadios o fases en el proceso, tal como describen con detalle Jensen y Col (1990) entre otros muchos, han contribuido de forma importante a modernizar la evaporación desde un suelo desnudo y con cubierta vegetal, estimada a partir del índice de área foliar.

6.2.2.1. Evapotranspiración potencial (ET_p) y evapotranspiración de referencia (ET_o)

El concepto de evapotranspiración potencial (ET_p) (Thornthwaite, 1948, Penman, 1948, 1956), se ha utilizado para indicar la capacidad evaporativa de un ambiente, y se utilizó junto a otras variables para clasificar climas. La falta de otro tipo de estimaciones hizo que fuera la única referencia disponible en la planificación de recursos hídricos durante la década de los sesenta. El concepto potencial indica que no hay ninguna restricción en cuanto a disponibilidad del agua del suelo y su magnitud depende exclusivamente de las condiciones meteorológicas. Para su cuantificación se definieron con poca precisión las características de una superficie evaporante de referencia.

La palabra potencial parecía indicar que lo que estaba estimando era la capacidad evaporativa máxima que tenía un ambiente (Fereres, 1987), lo que ha llevado a numerosas confusiones y errores en las predicciones reales sobre los procesos de evapotranspiración. Las estimaciones de la ET_p pueden llegar a subestimar en más de un 30% la evapotranspiración real de un cultivo. En zonas áridas y semiáridas (UNESCO, 1977), la evapotranspiración de algunos cultivos altos es superior a la ET_p lo que hace aconsejable utilizar el concepto de evapotranspiración del cultivo de referencia (ET_o)

Básicamente son dos los cultivos que se han utilizado tradicionalmente como cultivos de referencia: la alfalfa y las gramíneas (normalmente Ray-grass ingles). Allen y Col. (1989), estudiaron la sensibilidad de las medias de la ET a la altura del cultivo. Los resultados obtenidos permiten recomendar como altura de referencia las siguientes: para alfalfa 50 cm y para las gramíneas 12 cm.

6.2.2.2. Evapotranspiración de referencia

La tasa de evapotranspiración de una superficie de referencia, que ocurre sin restricciones de agua, se conoce como evapotranspiración del cultivo de referencia, y se denomina ET_o . La superficie de referencia corresponde a un cultivo hipotético de pasto con características específicas. No se recomienda el uso de otras denominaciones como ET potencial, debido a las ambigüedades que se encuentran en su definición.

Este concepto se introdujo para estudiar la demanda de evapotranspiración de la atmósfera, independientemente del tipo y desarrollo del cultivo, y de las prácticas de manejo. Debido a que hay una abundante disponibilidad de agua en la superficie de evapotranspiración de referencia, los factores del suelo no tienen ningún efecto sobre ET . El relacionar la ET a una superficie específica permite contar con una referencia a la cual se puede relacionar la ET de otras superficies. Además, se elimina la necesidad de definir un nivel de ET para cada cultivo y periodo de crecimiento. Se pueden comparar valores medidos o estimados de ET_o en diferentes localidades o en diferentes épocas del año, debido a que se hace referencia a ET bajo la misma superficie de referencia.

Los únicos factores que afectan ET_o son los parámetros climáticos. Por lo tanto, ET_o es también un parámetro climático que puede ser calculado a partir de datos meteorológicos. La ET_o expresa el poder evaporante de la atmósfera en una localidad y época del año específica, y no considera ni las características del cultivo, ni los factores del suelo. Desde este punto de vista, el método FAO Penman-Monteith se recomienda como el único método de determinación de ET_o con parámetros climáticos. Este método ha sido seleccionado debido a que aproxima de una manera cercana la ET_o de cualquier localidad evaluada, tiene bases físicas sólidas e incorpora explícitamente parámetros fisiológicos y aerodinámicos. Además, se han desarrollado procedimientos para la estimación de los parámetros climáticos faltantes (FAO, 2006).

Cuadro 11. Muestra rangos típicos de valores de ET_o en diferentes regiones agroclimáticas

Regiones	Temperatura promedio durante el día (°C)		
	Templada ~10°C	Moderada 20°C	Caliente > 30°C
Trópicos y subtrópicos			
- húmedos y subhúmedos	2 - 3	3 - 5	5 - 7
- áridos y semiáridos	2 - 4	4 - 6	6 - 8
Regiones templadas			
- húmedas y subhúmedas	1 - 2	2 - 4	4 - 7
- áridas y semiáridas	1 - 3	4 - 7	6 - 9

6.2.2.3. Evapotranspiración del cultivo bajo condiciones no estándar ($ET_c aj$)

La evapotranspiración del cultivo bajo condiciones no estándar ($ET_c aj$) se refiere a la evapotranspiración de cultivos que crecen bajo condiciones ambientales y de manejo diferentes de las condiciones estándar. Bajo condiciones de campo, la evapotranspiración real del cultivo puede desviarse de ET_c debido a condiciones no óptimas como son la presencia de plagas y enfermedades, salinidad del suelo, baja fertilidad del suelo y limitación o exceso de agua. Esto puede resultar en un reducido crecimiento de las plantas, menor densidad de plantas y así reducir la tasa de evapotranspiración por debajo de los valores de ET_c .

La evapotranspiración del cultivo bajo condiciones no estándar se calcula utilizando un coeficiente de estrés hídrico K_s o ajustando K_c a todos los otros tipos de condiciones de estrés y limitaciones ambientales en la evapotranspiración del cultivo.

6.2.2.4. Métodos de estimación de la evapotranspiración

La evapotranspiración no es simple de medir. Para determinarla experimentalmente se requieren aparatos específicos y mediciones precisas de varios parámetros físicos o el balance del agua del suelo en lisímetros. Los métodos experimentales de campo, son en general caros, exigiendo precisión en las mediciones, y pueden ser completamente realizados y analizados apropiadamente sólo por personal de investigación suficientemente preparado. A pesar de que estos procedimientos no son apropiados para mediciones de rutina, siguen siendo importantes para la evaluación de las estimaciones de ET obtenidas con otros métodos indirectos (FAO 56, 2006).

Aunque no tiene mayor importancia, y simplemente para aclarar concepto habría que indicar que existen distintos criterios a la hora de expresar si un método es de medida o de estimación. Así mientras Rosenbert y Col. (1983) citan el método del balance hidrológico como una forma de estimar la *ET*, Hatfield (1990) lo cita como un método de medida directo. Lo cierto es que ambas consideraciones pueden ser adecuadas según se quiera interpretar, ya que de hecho, si lo utilizamos el método hidrológico, tenemos que realizar medidas para calcular el vapor de la *ET*, aunque nunca será más que una estimación, dependiendo del error en las distintas determinaciones el que si cuantificación sea la más próximas a la real.

Hatfield (1990) considera tres categorías de métodos para estimar la evapotranspiración:

1. *Métodos directos*

- 1.1. Balance hidrológico
- 1.2. Lisímetros
- 1.3. Transferencia de masa
- 1.4. Medidas de flujo de calor

2. *Métodos indirectos*

- 2.2. Método climatológicos (o estadísticos)
- 2.3. Métodos micrometeorológicos
- 2.4. Tanques de evaporación

3. Modelos de simulación del balance de agua en el suelo

6.2.2.5. Método de balance de agua en el suelo

El método de balance de agua en el suelo permite estimar la evapotranspiración en un periodo determinado de tiempo a partir de la (**Ecuación 35**):

$$ET = R + P - ES - D + C \pm \Delta FS \pm \Delta SW \dots\dots\dots(35)$$

La precisión de la ecuación depende principalmente del método que se utilice para cuantificar cada uno de los componentes del balance. Todos los componentes se pueden expresar en milímetros (mm). Las determinaciones más difíciles de realizar son la escorrentía y el drenaje, aunque existe metodología específica para su medida o estimación. La variación del contenido de agua en el

suelo se puede determinar con mucha precisión mediante distintas técnicas, siendo la de uso más generalizado la sonda de neutrones. Recientemente se ha introducido la técnica del TDR (Time-Domain Reflectometry) que evita los riesgos radiactivos de la sonda de neutrones.

Este método se utiliza tanto en estudios de pequeñas superficies de secano o de regadío, como en superficies a escalas superiores.

6.3. LISÍMETROS PARA MEDIR LA EVAPOTRANSPIRACIÓN DEL CULTIVO

Para medir la evapotranspiración real con precisión se utilizan los lisímetros, que son bloques de suelo aislado, donde se controla su nivel de humedad. El lisímetro se ha utilizado como método de referencia a la hora de calibrar los distintos métodos de estimación de la *ET*. Hay diferentes tipos de lisímetros, aunque actualmente son los denominados lisímetros de pesada los más utilizados y de mayor precisión. Los principales inconvenientes son la dificultad de instalación, su coste elevado y su mantenimiento.

Consisten en un recipiente circular o rectangular que encierra una masa de suelo de estructura alterada o inalterada, cuya boca se encuentra al mismo nivel que la superficie y arreglado de modo que pueda moverse de arriba-abajo sobre un dispositivo para pesar. Los primeros lisímetros empleaban balanzas para seguir los cambios de peso, pero han estado siendo sustituidas por dispositivos electrónicos para pesar.

El consumo de agua por evapotranspiración se determinan pesando diariamente (o inclusive cada hora) el conjunto del suelo, planta, agua y aparato, y por diferencia de pesadas se obtiene el valor consumido.

El lisímetro debe estar rodeado de vegetación semejante a la que se tiene con él, para que los resultados puedan generalizarse a un cultivo específico o a una región determinada.

6.3.1. Principios de funcionamiento

La lisimetría en su forma sencilla, incluye la medida volumétrica de todas las aguas que entran y salen de un recipiente que contiene una masa aislada de suelo, cuya superficie puede estar desnuda o con diferentes tipos de cubierta vegetal (Aboukhaled *et al.*, 1986).

La ecuación del balance del suelo representa las entradas y salidas de agua de un lisímetro para cada periodo de medida (**Ecuación 36**):

$$P + R \pm Es = ET + D \pm \Delta w \dots\dots\dots(36)$$

Dónde: P es la precipitación (mm); R es el riego (mm); Es es la escorrentía hacia dentro o hacia afuera del lisímetro (mm); ET es la evapotranspiración de la cubierta vegetal o la evaporación del suelo desnudo (mm); D es la percolación profunda o agua de drenaje recogida en el fondo del lisímetro (mm); Δw es la variación del contenido de agua en la masa de suelo encerrada en el lisímetro en un determinado periodo (mm).

Al tratarse recipiente con paredes laterales, la escorrentía superficial puede considerarse nula, y la evapotranspiración se obtiene mediante la (**Ecuación 37**).

$$ET = P + R - D \pm \Delta w \dots\dots\dots(37)$$

La precipitación (P) y el riego (R) son medidos, utilizando pluviómetros o métodos volumétricos convencionales.

Para drenar y medir el agua que percola a través de la masa de suelo (Δw), representa la cantidad de agua almacenada en el suelo después de una lluvia o un riego, o la cantidad de agua extraída del suelo por la evapotranspiración de las plantas en el lisímetro. De ordinario la medida de Δw es más complicada de obtener.

Los lisímetros de pesada, una vez que se corrigen las variaciones en el peso por precipitación, riego y drenaje, proporciona una forma directa y exacta de medir los cambios en el contenido de agua del suelo.

En caso de los lisímetros volumétricos existen otros métodos para determinar los parámetros Δw tales como, gravimetría, sonda de neutrones, tensiómetros, Time Domain Reflectometria (TDR), etc.

Los lisímetros de compensación con nivel freático constante se han utilizado frecuentemente para medir la evapotranspiración de referencia (ET_0) y la evapotranspiración máxima (ET_m) (Robelin,

1962); Eldin *et al.*, 1969; Perrier *et al.*, 1974; de Juan 1981; Riou y Chartier, 1985). El nivel freático se mantiene constante en la parte inferior de estos lisímetros. Como respuesta a la evapotranspiración, el agua de la capa freática se desplaza en la rizósfera por capilaridad. El descenso del nivel freático, causado por este desplazamiento, es compensado automáticamente por un dispositivo flotador, y la cantidad de agua para reponer su nivel es medida también de forma automática. Mediante la utilización de estos lisímetros $\Delta w = 0$, y la evapotranspiración producida entre dos ocurrencias de drenaje puede ser calculada mediante la (**Ecuación 38**):

$$ET = P + R - D \dots \dots \dots (38)$$

Dónde: R es la cantidad de agua aportada por el riego o por un dispositivo alimentado que automáticamente mantiene la capa freática al mismo nivel durante el periodo de medida.

Desafortunadamente, el final del drenaje se define muy mal y su apreciación es bastante subjetiva. No obstante, se puede considerar terminando el drenaje cuando el agua no escurre hacia el recipiente colector más que gota a gota, aunque se trata de una referencia poco satisfactoria (De Juan y Martín de Santa Olalla, 1993).

Una manera de solucionar este problema es recurrir a los lisímetros de drenaje continuo y riegos diarios. Se riega la superficie del lisímetro a última hora del día para que el drenaje tenga lugar durante la noche, cuando la ET_m o la ET_0 es muy pequeña, nula e incluso negativa (roció). A primera hora de la mañana se tendrán todas condiciones requeridas: agua libre completamente escurrida, suelo totalmente en capacidad de campo ($\Delta w = 0$) y la capa freática en su nivel más alto.

En los lisímetros de pesada, los cambios de peso representan una medida directa del flujo de agua que entra y sale del lisímetro. El peso total de un lisímetro en un momento dado (M_t) se puede expresar por la (**Ecuación 39**).

$$M_t = M_o + P_{cv} - ET - D + R + P \dots \dots \dots (39)$$

Dónde: M_o es el espacio inicial del lisímetro; P_{cv} es la acumulación de biomasa de la cubierta vegetal; ET es la pérdida de agua del lisímetro por evapotranspiración; D es el agua de drenaje recibida en recipiente que están fuera del lisímetro; R es la cantidad de agua aplicada mediante el riego; y P es la precipitación recibida por el lisímetro.

6.3.2. Tipos de lisímetros

Principalmente existen dos criterios para clasificar los lisímetros. El primero de ellos se basa en la forma de determinar el contenido de agua en el suelo, y con arreglo a los lisímetros se agrupan en dos grandes categorías: los lisímetros o evapotranspirómetros, no pesantes, también conocidos como volumétricos, de drenaje o de compensación, y los lisímetros de pesada. El segundo criterio se basa en el método utilizado para aislar la masa de suelo, y de acuerdo con el los lisímetros se agrupan en tres grandes tipos: lisímetros monolíticos (con el suelo sin particular), lisímetros de relleno o perturbados y lisímetros tipo Ebermayer (caso intermedio).

6.3.3. Lisímetros no pesantes o de drenaje

Dentro de este grupo se pueden agrupar los siguientes tipos:

6.3.4. Lisímetros de drenaje sin nivel freático

El agua en exceso es recogida en el fondo del lisímetro y medida volumétricamente. Por otro lado, la lluvia y los riegos son medidos mediante pluviómetros. El suelo contenido en el recipiente se mantiene a capacidad de campo, debido a la aportación de riegos diarios o incluso de mayor frecuencia. La evapotranspiración durante un periodo determinado, se considera igual a la diferencia entre la cantidad de agua aplicada y drenada.

Se trata de recipientes cilíndricos o cubos de material muy diverso (plástico, acero, poliéster reforzado con fibra de vidrio, etc.) que encierra un volumen de suelo conocido, perturbado o no, de superficie variable entre 0.25 (evapotranspirómetros tipo Mather) y 4 m², y con una profundidad que oscila entre 0.47 (tipo Mather) y 1.03 m (De Juan y Martín de Santa Olalla, 1993).

Estos lisímetros tienen alguna limitación, debido a que la superficie que encierra el recipiente es reducida y las medidas de evapotranspiración se ven muy afectadas por el efecto borde; por otro lado, el contenido de agua en el perfil del suelo del lisímetro a capacidad de campo, no es el mismo después de varias ocurrencias sucesivas de drenaje.

En la (**Figura 81**) se muestra esquemáticamente las características básicas de diseño de los lisímetros de drenaje sin nivel freático (Slatyer y McIlroy, 1961).

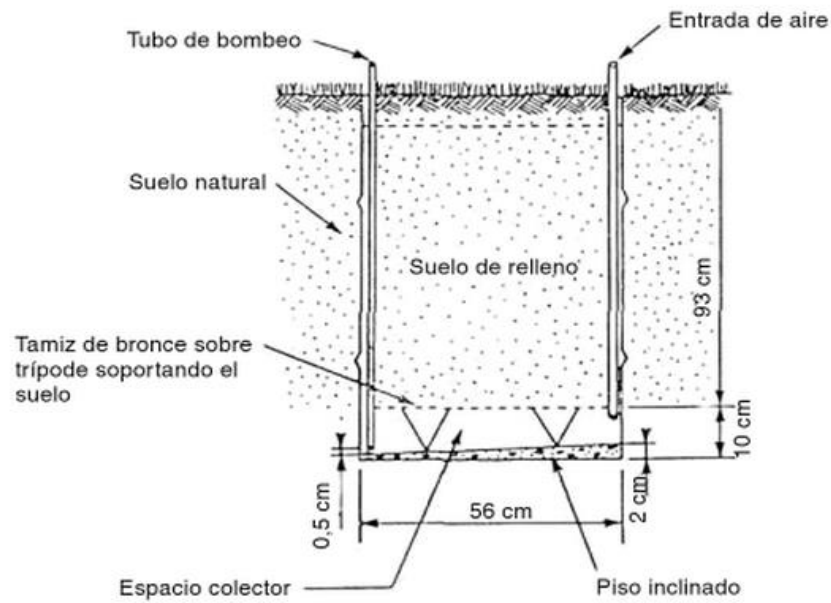


Figura 81. Lisímetro de drenaje sin nivel freático

Otro lisímetro de drenaje utilizado para medir la evapotranspiración, es el tipo Thornthwaite (**Figura 82**). Consisten es un recipiente de acero de 1 m² de superficie y, con dos de sus lados opuestos a 80 y 90 cm de profundidad, para permitir un fondo en declive y así facilitar la extracción del agua de drenaje. El exceso de agua se evacua regularmente por medio de una bomba conectada a la parte superior del lisímetro.

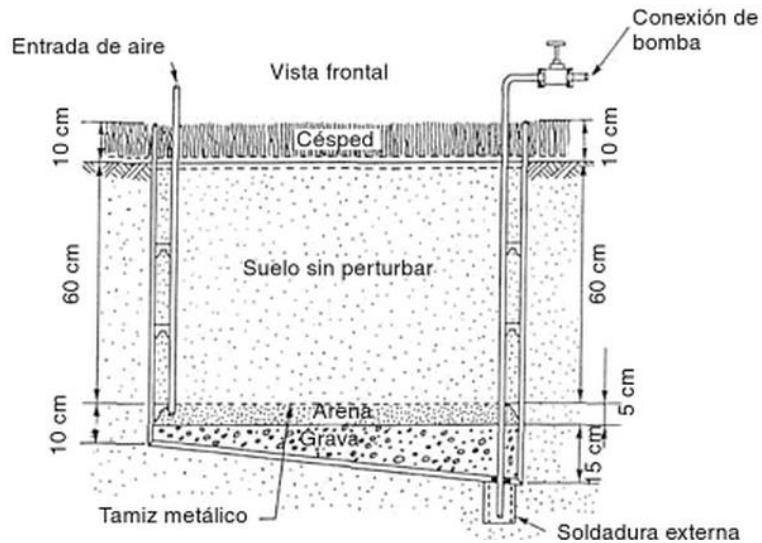


Figura 82. Evapotranspiración tipo Thornthwaite (Aboukhaled *et al.*, 1986)

6.3.5. Lisímetro de compensación con nivel freático constante

El nivel freático se mantiene constante en la parte inferior de éstos. En respuesta a la evapotranspiración, el agua del nivel freático se desplaza en la zona radical por capilaridad. El descenso del nivel freático, provocado por este desplazamiento, es compensado por un dispositivo de flotador, y la cantidad de agua necesaria para reponer su nivel, es medida de forma automática (Figura 83).

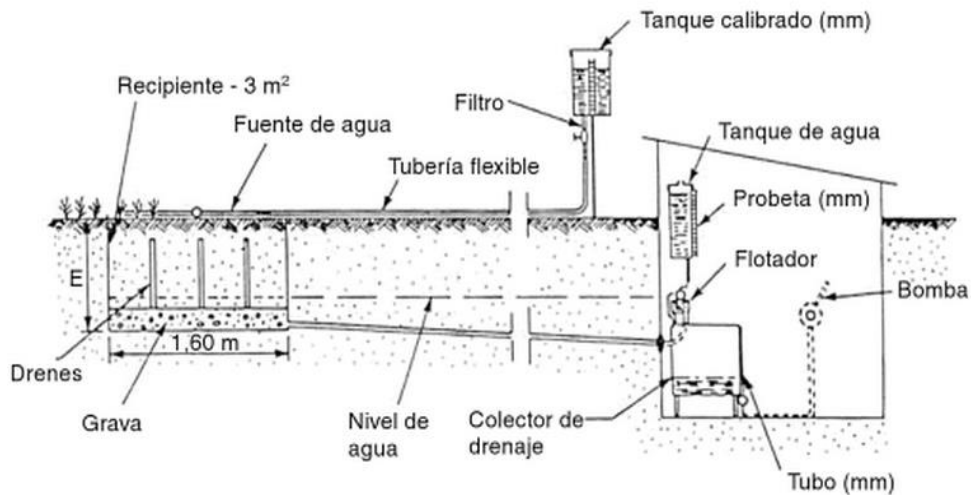


Figura 83. Lisímetro de drenaje con nivel freático constante

Se trata de evapotranspiración de bajo coste y fácil manejo, pero con el inconveniente de que el nivel freático tiene mayor movimiento ascendente frecuentemente inadecuado, principalmente en condiciones de alta evaporación, dando lugar a valores de evapotranspiración más bajos que los reales. En algunas ocasiones se utilizan riegos superficiales para compensar este error (Aboukhaled *et al.*, 1969); Puech y Hernández, 1973).

Otra limitación es que el nivel freático en muchas ocasiones no representa las condiciones del campo circundante y tiende a retrasar la maduración del cultivo.

En la (Figura 84) se puede observar un ejemplo de lisímetro de drenaje con nivel freático constante (Puech y Hernandez, 1973). Se aprecia la instalación de la fuente de agua superficial y los dispositivos para drenar el agua excedente.

6.3.6. Lisímetros de compensación con niveles freáticos en la superficie

En estos evapotranspirometros el nivel freático se mantiene constante por encima de la superficie del suelo, por medio de un dispositivo regulador flotante, o agregando agua periódicamente. La evapotranspiración se mide directamente, determinado la cantidad de agua necesaria para recuperar la posición original del nivel freático.

Estos equipos son de bajo coste y permite obtener valores diarios de evapotranspiración, pero tienen el inconveniente de que solo se pueden utilizar en estudios de cultivos inundados y vegetación acuática.

Un lisímetro de este tipo se puede ver en la (**Figura 84**) se ha utilizado en estudios de hidrología de pantanos y en determinaciones de la evapotranspiración potencial del papiro. Los niveles de agua en el lisímetro y en la cámara de alimentación se encuentran a la misma altura en el lisímetro. La entrada de agua es regulada por medio de un flotador, según las fluctuaciones del nivel de agua provocada por la evapotranspiración, y ésta es medida haciendo lecturas periódicas de dicho nivel en el tanque de almacenamiento (Aboukhaled *et al.*, 1986).

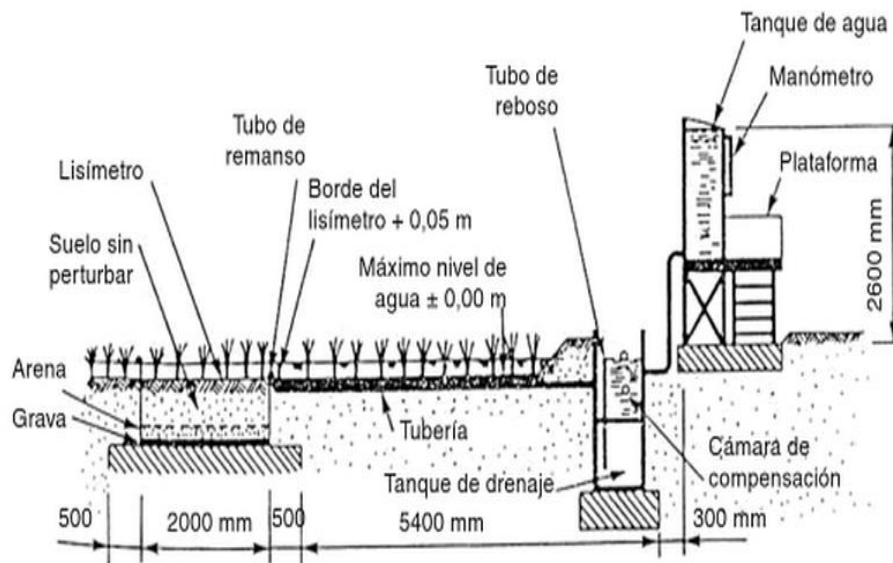


Figura 84. Lisímetro de compensación con nivel freático en la superficie

6.3.8. Tipos especiales de lisímetros de drenaje

Se trata de evapotranspirometros sin paredes laterales o sin fondo, sin paredes ni fondo y lisímetros gigantes (Makkink, 1959; Thompson y Boyce, 1971; Nakshabandi e Ismail, 1972; Kitching y Bridge, 1974; Aboukhaled *et al.*, 1986).

6.3.9. Lisímetros pesantes

Dentro de este grupo se pueden considerar los siguientes tipos:

6.3.10. Lisímetros de peso mecánico

Los cambios de peso provocado por la evapotranspiración, precipitación o riego se detecta utilizando diferentes tipos de balanzas mecánicas. Existen un recipiente exterior o unas paredes de retención, que permiten un desplazamiento vertical libre del recipiente que contiene la masa de suelo y el cultivo.

Estos evapotranspirometros pueden pesarse utilizando balanzas portátiles, basculas móviles de plataforma y grúas. El tamaño de los mismos, viene determinado por la capacidad de estas balanzas. Por otro lado, la exactitud limitada de estos dispositivos no permite realizar medidas a intervalos menores de varios días. El principio de contrapeso de las balanzas mecánicas se ha aplicado con éxito en la construcción de lisímetros de alta precisión, que nos permiten medir la evapotranspiración a intervalos de tiempo horarios e incluso menores. La sensibilidad de éstos puede llegar a 0.03 mm de agua (Aboukhaled *et al.*, 1986).

En la (**Figura 85**) se presenta un lisímetro de pesada mecánica instalado en Davis (California), que fue descrito por Pruitt Angus (1960). Tiene una superficie de 29 m², un sistema de precisión de balanza mecánica que imprime los datos automáticamente cada 2 minutos. Además, está provisto de succión controlada, de control de la temperatura en el fondo del recipiente y de un deshumidificador de aire.

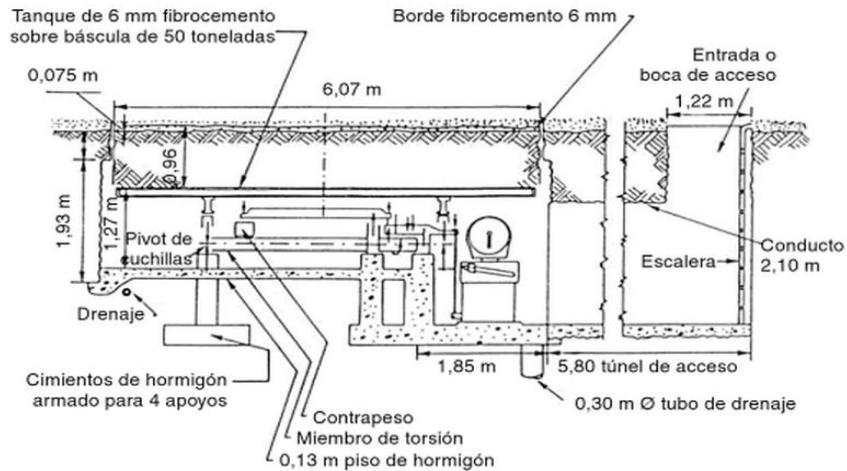


Figura 85. Lisímetro de pesada por báscula mecánica

6.3.12. Lisímetros de peso electrónico

Las variaciones de peso del recipiente interno con un suelo, son medidas electrónicamente por medio de indicadores de esfuerzo o células electrónicas de resistencia mecánica. El recipiente interno se sitúa habitualmente en un armazón de equilibrio, el cual por medio de contrapesos reduce el peso actual en el indicador de esfuerzo.

Se trata de equipos de difícil construcción y muy vulnerables, lo que limita su aplicación a estaciones experimentales especializadas. Aunque es posible obtener una buena exactitud en las medidas, los indicadores de esfuerzo se ven afectados por cambios de temperatura y las células de resistencia mecánica por el balanceo del lisímetro, lo que hace necesario realizar calibraciones periódicas. El viento afecta además a la sensibilidad de estos equipos.

En la (**Figura 86**) se puede observar un lisímetro de peso electrónico instalado en Versalles (Francia), descrito por (Archer *et al.*, 1970).

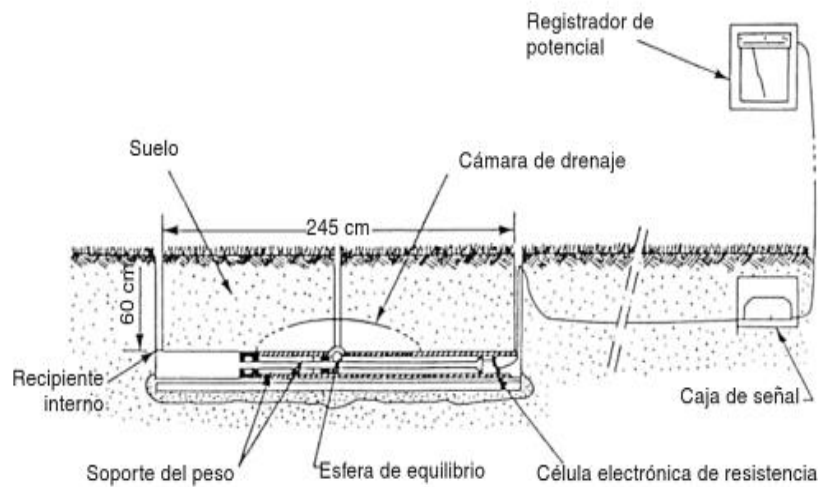


Fig. 4.6. Lisímetro de peso electrónico instalado en Versalles (Francia).

Figura 86. Lisímetro de peso electrónico instalado en Versalles (Francia)

6.3.13. Lisímetro de pesada con células hidráulicas de resistencia mecánica

El peso total de lisímetro se distribuye sobre células hidráulicas (bolsas, almohadas, colchones de agua o de otro líquido) y la presión resultante se transmite y se refleja en un manómetro. Los cambios de altura en el manómetro se deben a variaciones en el peso del equipo, provocado por la evapotranspiración, la precipitación o el riego.

Existen dos factores que pueden provocar errores a la hora de determinar la evapotranspiración: la expansión de agua en el manómetro debido a cambios de temperatura y la variación con el peso del lisímetro de la superficie de contacto entre éste y su célula de agua.

6.3.14. Lisímetros flotantes

El recipiente interno que contiene el suelo, se encuentra flotando sobre un líquido (agua o cloruro de zinc) contenido en el recipiente externo. La *ET*, el riego y la precipitación provocan cambios de peso en el lisímetro, los cuales se obtienen midiendo los cambios de nivel del líquido desplazado (Brooks Pruitt, 1966; Lourence y Goddard, 1967). Se trata de equipos menos costosos que los lisímetros pesantes de precisión y tienen una gran sensibilidad, permitiendo determinaciones horarias de *ET*. Se deben utilizar líquidos de alta densidad, para evitar grandes cámaras de flotación, que pueden alterar las condiciones naturales de la zona radical.

King *et al.* (1956) describe un lisímetro flotante construido con un recipiente de acero de 1.6 mm de espesor, cuyas dimensiones son: 1.52 m diámetro y 1.80 m de profundidad. La cámara de flotación también se construyó de acero. El área de la sección pared-espacio-pared representa el 8% de la superficie del suelo y los cambios de peso del lisímetro se obtienen de forma automática por un registrador sensible de nivel de agua.

Un ejemplo de lisímetro flotante en la solución de cloruro de zinc, se puede ver en la (**Figura 87**) (King *et al.*, 1965).

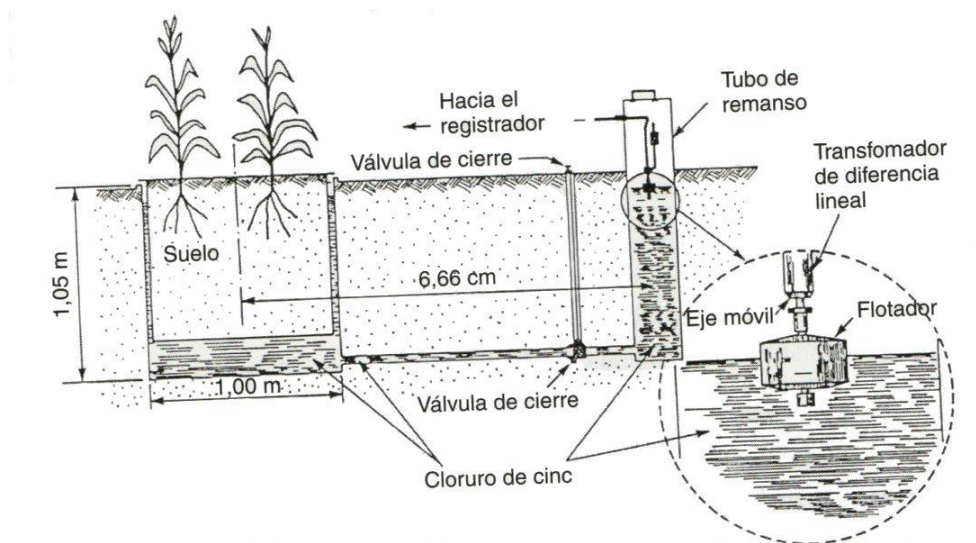


Figura 87. Lisímetro flotando en solución de cloruro de zinc

6.3.15. Transferencia de masa

Otro método para estimar la evapotranspiración es el método de transferencia de masa. Este enfoque considera los movimientos verticales de pequeñas cantidades de aire (remolinos) por encima de una amplia superficie homogénea. Los remolinos transportan la materia (vapor de agua) y la energía (calor, momentum) desde y hacia la superficie de evapotranspiración. Asumiendo condiciones de equilibrio y que los coeficientes de transferencia de los remolinos para el vapor de agua son proporcionales a aquellos para el calor y el momentum, la evapotranspiración puede ser calculada a partir de los gradientes verticales de la temperatura del aire y vapor de agua usando la relación de Bowen. Otros métodos de observaciones directas, utilizan gradientes de velocidad del viento y de vapor de agua. Estos métodos y otros como el de la covarianza de remolinos, requieren

medidas precisas de la presión de vapor, y de la temperatura del aire o velocidad del viento a diferentes niveles sobre la superficie. Por lo tanto su aplicación se restringe principalmente, a situaciones de investigación.

6.3.16. Métodos climatológicos

Los métodos climatológicos se basan en la utilización de fórmulas más o menos empíricas para realizar estimaciones de la capacidad evaporativa de un ambiente determinado a partir de datos obtenidos en una estación meteorológica. Estas ecuaciones predicen la evapotranspiración potencial o de referencia. Una aplicación de esta metodología como aportación para un mejor manejo de los recursos hídricos disponibles en Aragón, es el trabajo de Faci y Martínez. Cob (1991) y en las nuevas regables de Catalunya el trabajo de Villar y Mallol (1992).

Es importante destacar que estos métodos se basaron únicamente en el efecto del clima (de las condiciones meteorológicas) sobre la tasa de *ET*. El grado de precisión en la estimación de la *ET*, está limitado por la disponibilidad de datos meteorológicos. Los métodos de uso más generalizado, son los que se basa en ecuaciones altamente empíricas, de fiabilidad relativa.

La metodología propuesta por FAO (Doorenbos y Pruitt, 1976, FAO-24) para predecir la necesidad de agua de los cultivos ha sido utilizada a nivel mundial.

6.3.17. ET calculada con datos meteorológicos

Debido a la dificultad de obtener mediciones de campo precisas, *ET* se calcula comúnmente con datos meteorológicos. Una gran cantidad de ecuaciones empíricas o semi-empíricas se han desarrollado para determinar la evapotranspiración del cultivo o de referencia utilizando datos meteorológicos. Algunos de los métodos son solamente válidos para condiciones climáticas y agronómicas específicas y no se pueden aplicar bajo condiciones diferentes de las que fueron desarrolladas originalmente.

Numerosos investigadores han analizado el funcionamiento de los varios métodos del cálculo para diversas localidades. Como resultado de una consulta de expertos llevada a cabo en mayo de 1990, el método FAO Penman-Monteith se recomienda actualmente como el método estándar para la definición y el cálculo de la evapotranspiración de referencia, *ET_o*. La *ET* del cultivo bajo

condiciones estándar se determina utilizando los coeficientes de cultivo (K_c) que relacionan la ET_c con la ET_o . La ET de superficies cultivadas bajo condiciones no estándar se ajusta mediante un coeficiente de estrés hídrico (K_s) o modificando el coeficiente de cultivo.

6.3.18. Fórmulas basadas en la temperatura del aire

Algunos investigadores han estimado la tasa de ET a partir de la temperatura del aire. En los años cincuenta y sesenta se generalizó el uso de ecuaciones empíricas como la de Thornthwaite. Con datos de zonas humedad y subhúmedas, Thornthwaite (1948) correlacionó la temperatura media mensual con la evaporación potencial. La simplicidad del método que requiere únicamente datos de temperatura y la latitud, ha favorecido su utilización. Los errores en la estimación de la ET en zonas áridas y semiáridas hacen desaconsejable su utilización en temas relacionadas con el uso del agua.

Entre las ecuaciones de uso más generalizado tenemos el método original de Blaney-Criddle (1950), modificado y utilizado por el servicio de conservación de suelos de los EE.UU. Finalmente los trabajos de calibración del método por Pruitt, condujeron a la versión del método propuesto por FAO (Doorenbos y Pruitt, FAO-24) en la **(Ecuación 40)**.

$$ET_o = a + b [(p (0.46T + 8.13))] \dots\dots\dots(40)$$

Donde ET_o se define como la tasa de evapotranspiración de una superficie extensa de gramíneas verdes de 8 a 15 cm de altura, uniforme, de crecimiento activo, que sombrean totalmente el suelo y que no escasean de agua p es el porcentaje diario medio de horas diurnas anuales valor tabulado según el mes y la latitud); T es la temperatura media mensual en °C; a y b son los coeficientes de calibración obtenidos por regresión con datos lisimétricos para diferentes condiciones meteorológicas.

6.3.19. ET estimada con el tanque de evaporación

La evaporación de una superficie libre de agua, proporciona un índice del efecto integrado de la radiación, la temperatura del aire, la humedad del aire y del viento en la evapotranspiración. Sin embargo, diferencias entre la superficie de agua y las superficies cultivadas producen diferencias significativas entre la pérdida de agua de una superficie libre de agua y una superficie cultivada.

El tanque ha probado su valor práctico y ha sido utilizado con éxito para estimar la evapotranspiración de referencia observando la pérdida por evaporación de una superficie de agua y aplicando coeficientes empíricos para relacionar la evaporación del tanque con ET_o .

6.3.20. Estimación de la evapotranspiración de referencia con el atmómetro

El atmómetro es un medidor de evapotranspiración modificado para convertirse es una herramienta cómoda y práctica para la gestión del riego. Un buen control de la pérdida del cultivo, permite programar acertadamente cuándo y cuánto riego aplicar a nuestro cultivo. Este equipo ha sido ampliamente utilizado en cultivos de hortalizas, árboles frutales, viñedos, césped y además se ha utilizado en proyectos privados de investigación en horticultura ornamental e incluso es adecuado para su uso en interiores como invernaderos y terrarios (Gavilán y Castillo-Llanque, 2009).

6.3.21. Descripción y manejo del atmómetro

El atmómetro es un instrumento que mide el agua evaporada desde un depósito a la atmósfera, a través de una superficie de cerámica porosa conocida con el nombre de plato de Bellani. Algunos modelos tienen el plato recubierto por una lona verde para una mejor simulación de la evapotranspiración. Éste es el caso de evaporímetro modelo A ETogage comercializado por la ETgage Company (Loveland, Colorado, EE.UU). Este modelo dispone de un depósito de agua de 300 mm, fabricado de PVC blanco para reflejar la radiación solar y evitar la transmisión de la temperatura ambiental al agua destilada que contiene en su interior. En la parte exterior del depósito dispone de un tubo de cristal con una escala graduada que permite la lectura del nivel de agua del depósito con facilidad. En la parte superior se ubica la cápsula de cerámica porosa que evapora el agua destilada. El plato está recubierto por un tejido verde que puede cambiarse según el cultivo de referencia del que se quiera medir la evapotranspiración (normalmente alfalfa ETr o una gramínea ET_o). En España se utilizan las gramíneas como cultivo de referencia. Este tejido es utilizado para simular el albedo del cultivo y la resistencia de difusión de las hojas al flujo del vapor de agua desde el interior de las hojas al ambiente (Broner y Law, 1991) ver la (**Figura 88**).

6.3.22. Monitoreo o toma de lecturas

La lectura se hace directamente en el equipo por medio de una escala que se encuentra en uno de sus costados. La cantidad de agua evaporada se estima por el cambio en dos niveles de agua de dos lecturas consecutivas.



Figura 88. Atmómetro instalado en la estación meteorológica del Colegio de Postgraduados

6.3.23. Instalación y uso

El atmómetro debe instalarse sobre un poste vertical de madera pintado de blanco a 1 metro de altura medido desde el suelo (**Figura 88**). Con objeto de facilitar la lectura de la *ET_o*, la reposición de agua en el depósito, o la limpieza de la lona que recubre el plato, el atmómetro debe instalarse en una zona de fácil acceso, cuyo ambiente sea similar al cultivo del que se desea conocer la *ET*. Debe evitarse la instalación en zonas muy próximas a construcciones u objetos voluminosos que obstruyan la circulación del viento y la plena exposición al sol. Esto incluye la instalación en el interior de cultivos muy elevados y con un alto grado de cobertura.

Se recomienda llenar el depósito con agua destilada, a fin de evitar la acumulación de sales en la cerámica, que podrían reducir la porosidad del plato y con esto afectar la evaporación. Durante el

invierno las precipitaciones cubren normalmente las necesidades de agua de la mayoría de los cultivos, generalmente leñosos, por lo que la determinación de la evapotranspiración pasa a ser un factor casi sin relevancia. Debido a esto, y a que las bajas temperaturas invernales pueden congelar el agua almacenada o dañar el depósito y la cerámica porosa, es conveniente retirar el aparato durante este periodo.

6.4. MATERIALES Y MÉTODOS

6.4.1. Evapotranspiración de cultivo (ET_c)

El método que se utilizó para obtener la evapotranspiración de cultivo (ET_c) fue de lisímetro de drenaje, donde el agua en exceso es recogida en el fondo del lisímetro y medida volumétricamente mediante una probeta graduada de 1000 mL. El sustrato contenido en la maceta se mantiene a capacidad de campo (CC), debido a la aportación de riegos diarios con intervalos de cada dos horas durante el día.

Para esta metodología se instalaron lisímetros en bolsas maceteras con sustrato y planta, sobre una base aproximadamente de 30 cm de altura de forma inclinada para facilitar un rápido drenaje. El agua drenada se recolectó en vasos de unicel con capacidad de 1 (L) que se colocaron debajo de la maceta (**Figura 89**).

Para cada tratamiento se instalaron cuatro repeticiones y la medición de volumen del agua drenada se realizaron cada dos horas a partir 9, 11, 12 13, 14, 15, 16 horas del día y a las 17 horas se vuelve a regar a las macetas y el drenaje se mide al día siguiente las 8 am llevando en total son cinco mediciones diarias.

La evapotranspiración durante un periodo determinado, se considera igual a la diferencia entre la cantidad de agua aplicada y drenada, se calcula con la (**Ecuación 41**).

$$ET_c = R - D \pm \Delta\theta \dots\dots\dots(41)$$

Dónde: ET_c = es la evapotranspiración de cultivo, R = es el riego (L), D = es el agua drenada (L), $\Delta\theta$ = es el cambio de almacenamiento en la humedad del sustrato (L)



Figura 89. Instalación de lisímetro de drenaje para medir la evapotranspiración de cultivo de jitomate

6.4.2. Evapotranspiración de referencia (ET_0) con el atmómetro

Para obtener los valores de la evapotranspiración de referencia de cultivo de jitomate se instaló en el interior del invernadero un (Atmómetro), es un medidor del volumen de líquido que se evapora en tiempo dado. La lectura se estuvo monitoreando de forma diaria directamente en el equipo por medio de una escala que se encuentra en uno de sus costados (**Figura 90**).



Figura 90. Instalación del atmómetro en el interior del invernadero

6.4.3. Requerimiento hídrico del cultivo

Los requerimientos hídricos del cultivo se estimaron mediante los datos obtenidos del lisímetro usando la (**Ecuación 42**) de balance hídrico:

$$RR = R - D \pm \Delta\theta \dots\dots\dots(42)$$

donde: R es el riego aplicado en el día (L), D es el drenaje colectado en el día (L) y $\Delta\theta$ es el cambio de almacenamiento en la humedad del sustrato (L).

En ausencia de lluvia y otras aportaciones, el requerimiento de riego es igual a la evapotranspiración real del cultivo (ETr [L]) descrita por la (**Ecuación 43**).

$$RR = ETr = \text{evaporación} + \text{transpiración (L)} \dots\dots\dots(43)$$

6.4.4. Variación de la fracción de drenaje

Para calcular la variación del drenaje diaria con el lisímetro se consideró la diferencia del volumen de agua aplicada con respecto al volumen de agua drenada y al final se promediaron las cuatro repeticiones para obtener la fracción de drenaje diaria.

6.5. RESULTADOS Y DISCUSIONES

6.5.1. Mediciones de evapotranspiración de cultivo con el lisímetro de drenaje

En la (**Figura 91, 92, 85, 93**) presenta la variación diaria de los volúmenes evapotranspirados de una planta de jitomate, medidos con lisímetro de drenaje. Al inicio del ciclo se observa un bajo consumo de agua por la etapa inicial. Las variaciones en el consumo hídrico diario en el T1 se encuentra del orden de 0.1 L, en la etapa inicial, hasta 1.47 L la máxima demanda, para el T2 fue (0.1-1.59 L) y para el T3 fue (0.1- 2.0 L) que corresponde a los 1500 °DA la máxima demanda. Estos datos son similares a los resultados reportados por (Flores *et al.*, 2007).

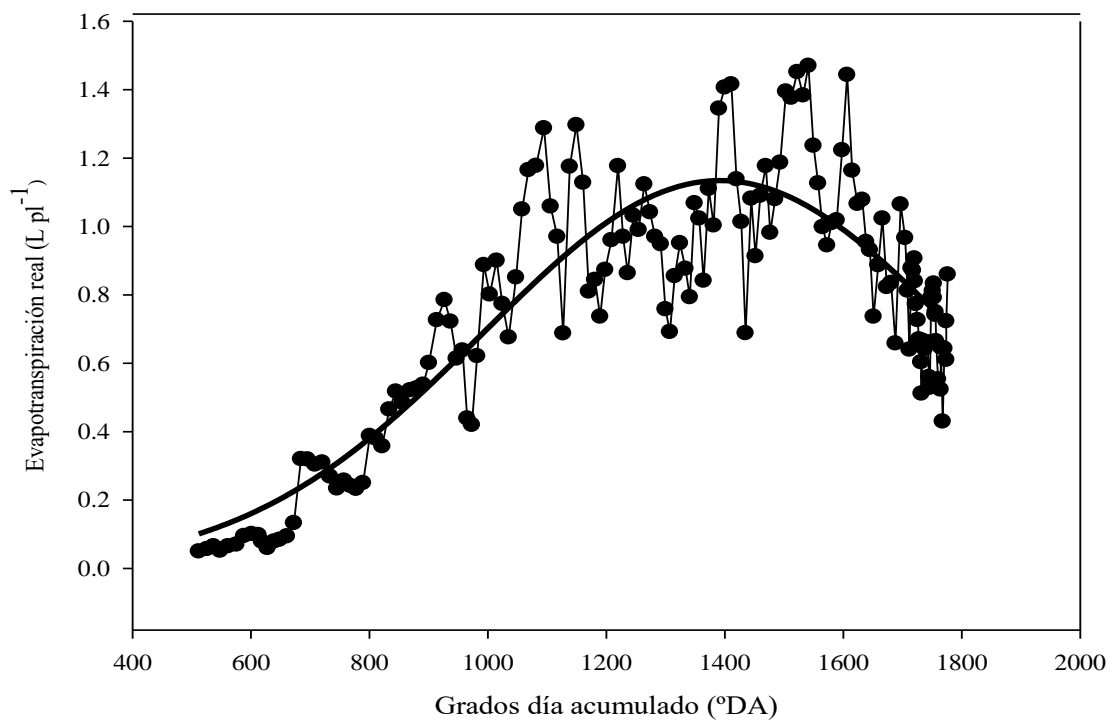


Figura 91. Requerimiento hídrico neto para T1 (I Tallo)

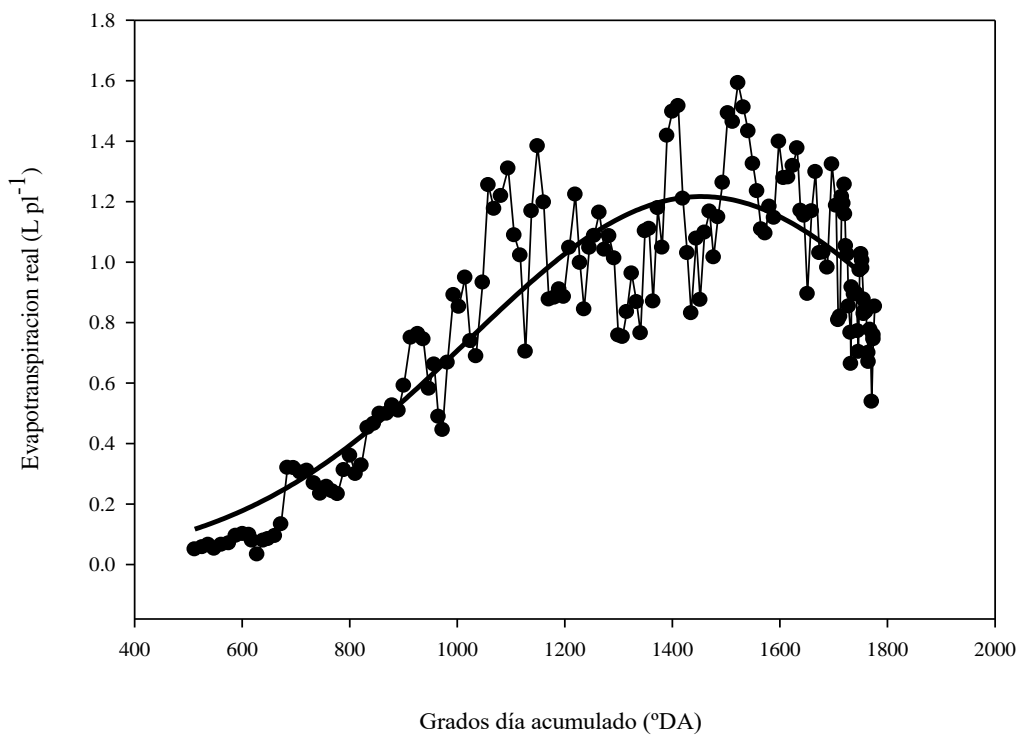


Figura 92. Requerimiento hídrico neto para el T2 (II Tallos)

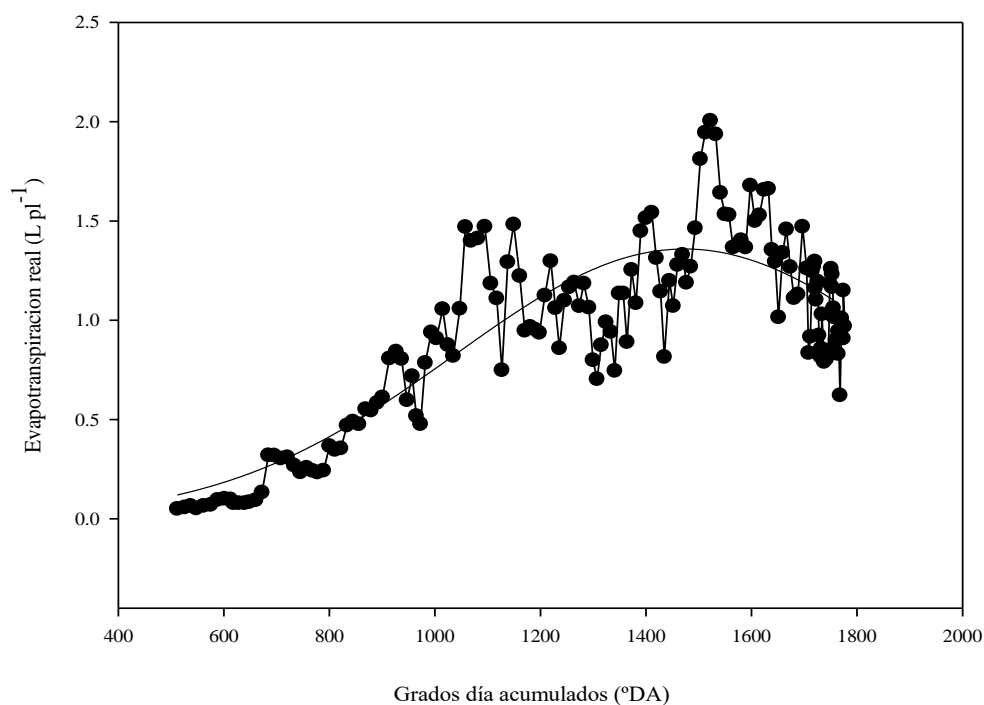


Figura 93. Requerimiento hídrico neto para el T3 (III Tallos)

El consumo neto medido mediante el lisímetro de drenaje es de 117, 130 y 145 L pl⁻¹ para T1, T2 y T3 respectivamente, en un ciclo de 154 días, para el periodo de trasplante al 10^{mo} racimo. Se obtuvo una producción de 6.55, 5.91 y 5.31 kg pl⁻¹ de fruto para T1, T2 y T3 respectivamente (Cuadro 12, 13, 14).

Cuadro 12. Requerimiento hídrico neto por etapa de cultivo de jitomate para el T1

Etapa	Consumo de agua			Días después de trasplante	
	Diario	Periodo	Acumulado	Periodo	Acumulado
	L pl ⁻¹ d ⁻¹	L pl ⁻¹			
Inicial	0.09	1.50	1.50	16	16
Vegetativa	0.44	11.12	12.62	25	41
Desarrollo	0.95	29.32	41.94	31	72
Producción	1.04	55.16	97.10	53	125
Fin de ciclo	0.691	20.027	117.12	29	154

Cuadro 13. Requerimiento hídrico neto por etapa de cultivo de jitomate ara el T2

Etapa	Consumo de agua			Días después de trasplante	
	Diario L pl ⁻¹ d ⁻¹	Periodo	Acumulado L pl ⁻¹	Periodo	Acumulado
Inicial	0.09	1.48	1.48	16	16
Vegetativa	0.44	11.00	12.47	25	41
Desarrollo	0.99	30.78	43.25	31	72
Producción	1.14	60.52	103.77	53	125
Fin de ciclo	0.889	25.778	129.54	29	154

Cuadro 14. Requerimiento hídrico neto por etapa de cultivo de jitomate para el T3

Etapa	Consumo de agua			Días después de trasplante	
	Diario L pl ⁻¹ d ⁻¹	Periodo	Acumulado L pl ⁻¹	Periodo	Acumulado
Inicial	0.10	1.52	1.52	16	16
Vegetativa	0.46	11.50	13.02	25	41
Desarrollo	1.08	33.57	46.59	31	72
Producción	1.29	68.60	115.18	53	125
Fin de ciclo	1.015	29.438	144.62	29	154

6.5.2. Productividad del agua

El volumen bruto aplicado por planta en todo el ciclo agrícola fue de 135, 146 y 148 L pl⁻¹ para T1, T2 y T3 respectivamente con una productividad de 49, 41 y 36 kg m⁻³ de agua y un rendimiento promedio de 20, 18 y 16 kg m⁻², con una densidad de plantación de 3 pl m⁻² este rendimiento es similar a lo reportado por (Flores *et al.*, 2007).

6.5.3. Valores de conductividad eléctrica y pH manejados

Los valores del pH de la solución de riego fueron en promedio 6.8, y variaron de 6.7 a 7.0; para conductividad eléctrica (CE) en promedio fue 1.8 dS m⁻¹ y varió entre 1.1 y 2.6 dS m⁻¹. Los valores promedios para solución drenada fueron de 7.6 para el pH y de 2.89 dS m⁻¹ para CE. Estos valores de CE para la solución drenada son menores que los recomendados para la producción en invernaderos, cuyo intervalo típico esta entre 2 y 4 dS m⁻¹. Cada ocho días se aplicó agua acidulada

con 100 mL de ácido sulfúrico (H_2SO_4 a 98%) en 1000 L de agua para bajar los niveles de sales en la maceta.

6.5.4. Evapotranspiración de referencia (ET_o) con el Atmómetro

En la (Figura 94) se observa la evapotranspiración de referencia ($mm\ d^{-1}$) medido con el atmómetro para el cultivo de jitomate en condiciones protegidas. La línea punteada con corte son valores de ET_o obtenidos directamente en el Atmómetro y la línea negra sin corte son valores obtenidos afectando por un coeficiente de corrección de 1.2 para este caso. Se observa que al inicio del cultivo la ET_o es alta, esto es debido a que corresponde a la etapa inicial del cultivo por lo tanto existe mayor evaporación que transpiración de las plantas.

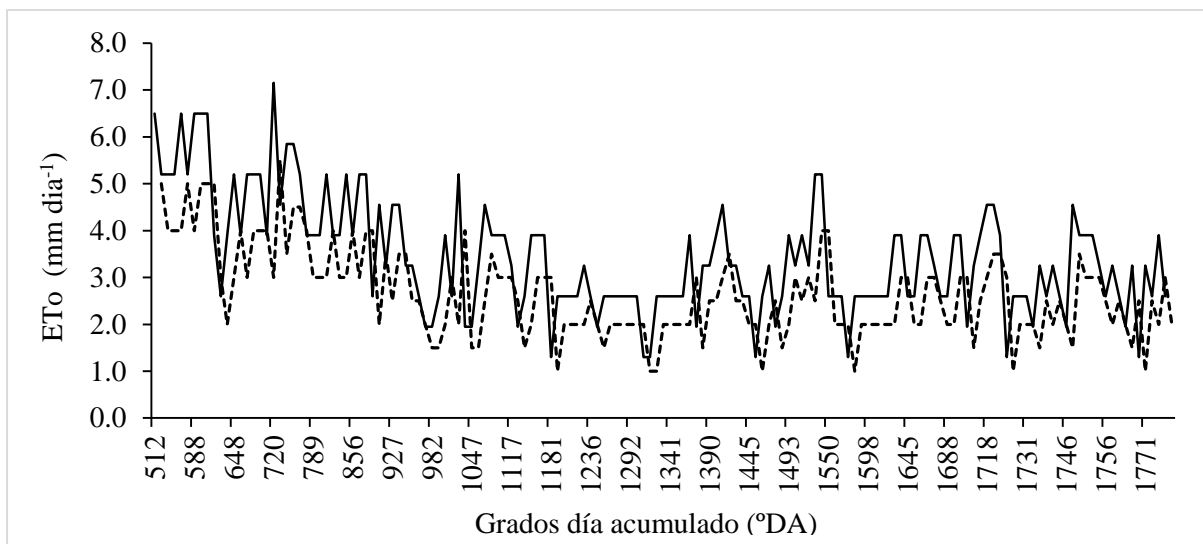


Figura 94. Evapotranspiración de referencia estimada con el atmómetro

6.5.5. Variación del drenaje con respecto a volumen de agua aplicado

En la (Figura 95), se presenta la variación diaria de la fracción drenada ($L\ d^{-1}$) medida con el lisímetro de drenaje, con respecto al volumen aplicado. El volumen de drenado varió de 0.93 a 0.63 ($L\ d^{-1}$). Al inicio se observa que el volumen del drenaje es alrededor de 0.95 L, esto es debido a la etapa inicial, a medida que avanza el desarrollo del cultivo tiende a bajar el volumen del drenaje, ya que aumenta el consumo de la planta y al final vuelve a incrementar el drenaje que corresponde a la etapa final de la planta. El comportamiento es similar en los tres tratamientos.

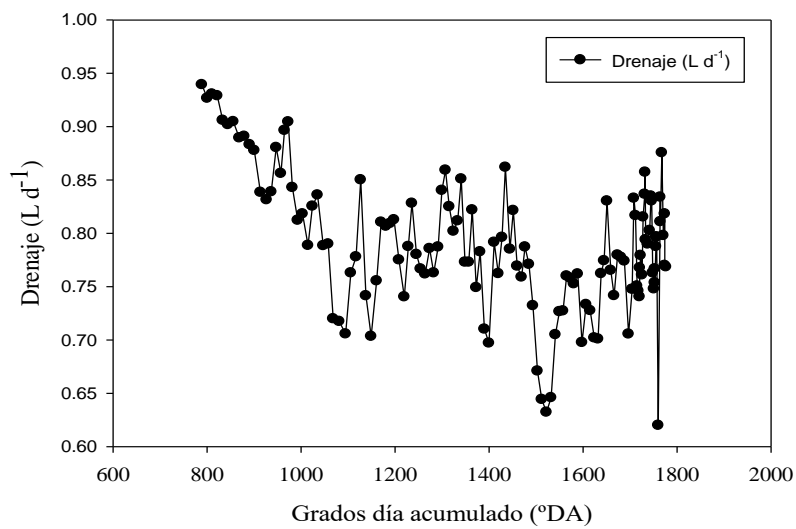
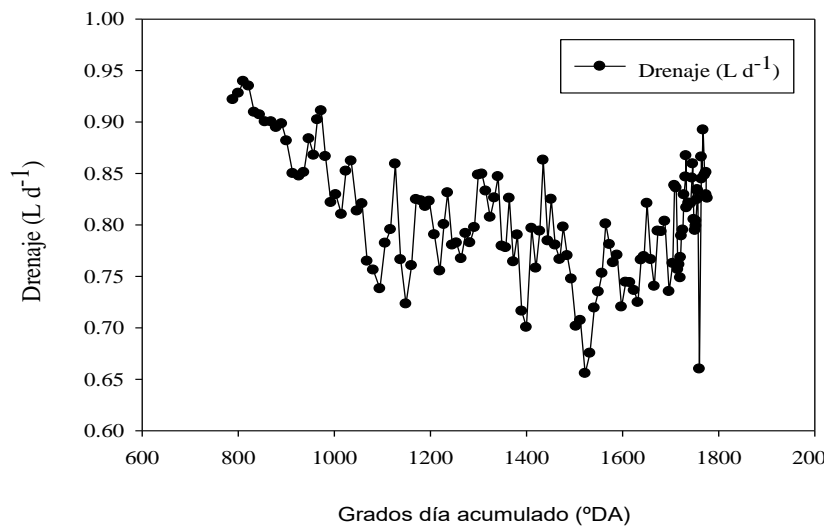
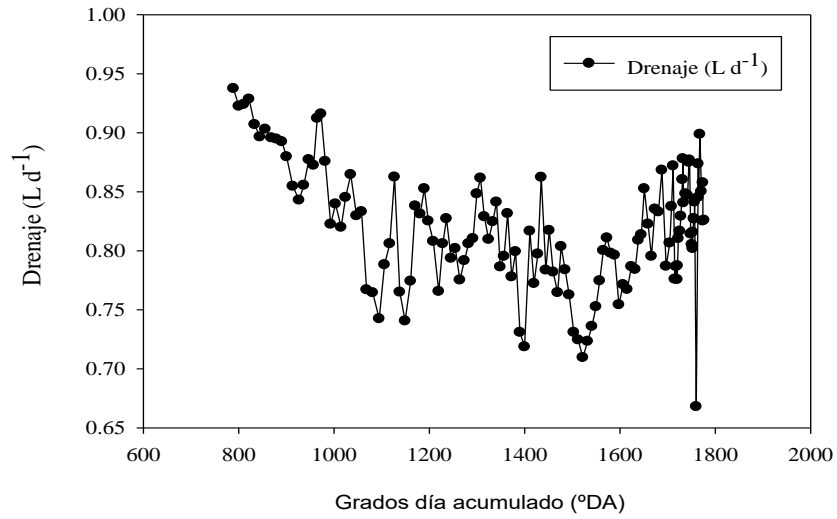


Figura 95. Variación del volumen drenado diario con respecto al volumen aplicado

6.6. CONCLUSIONES

Una de las limitantes para la elaboración del calendario del riego en ambientes controlados es la falta de información relacionada que permita estimar los volúmenes suficientes y el poder aplicarlos oportunamente. Con la aplicación de riego de manera tradicional, aun en sistemas intensivos existe una tendencia a sobreirrigar, en el sentido que se dan pocos riegos y mucho volumen, sin embargo debido a la capacidad de retención del sustrato, solo una pequeña parte de esta es aprovechada por la planta. Por lo que se recomienda incrementar la frecuencia de riegos a medida que el volumen de sustrato disminuye.

Los resultados indican que el balance hídrico para estimar los requerimientos de riego de los cultivos bajo invernadero, es posible determinar mediante lisímetros de balance con buena precisión, los cuales presentan las ventajas de que son económicos, de fácil instalación y método de medición, y la condicionante mínima es que exista drenaje, es decir un control estricto en la aplicación del riego. Los lisímetros de balance, con un manejo adecuado son una herramienta robusta para determinar el volumen de riego.

Los valores experimentales muestran que los requerimientos de riego del jitomate varían de 0.1 L pl^{-1} para los tres tratamientos en la etapa inicial, hasta 1.47, 1.59 y 2.0 L pl^{-1} en la etapa de máxima demanda para T1, T2 y T3 respectivamente. El valor máximo del requerimiento de riego es menor que el reportado en la literatura para bajas densidades de plantación (López, 2007), lo que indica la importancia de estimar los requerimientos de riego de cultivos para condiciones locales. El volumen bruto aplicado por planta en todo el ciclo agrícola fue de 135, 146 y 148 L pl^{-1} para T1, T2 y T3 respectivamente con una productividad de 49, 41 y 36 $kg\ m^{-3}$ de agua y un rendimiento promedio de 20, 18 y 16 $kg\ m^{-2}$, con una densidad de 3 $pl\ m^{-2}$ este rendimiento es similar a lo reportado por (Flores *et al.*, 2007).

Los resultados son de importancia para generar o ajustar el programa de riego en el cultivo de jitomate en invernadero, en términos de frecuencia y volumen de riego, en condiciones de manejo, densidad de plantas, clima e infraestructura de los invernaderos del tipo de Valle de México. Un mejor conocimiento de las demandas diarias del cultivo sirve para ajustar el volumen requerido por riego, en función de la etapa fenológica del cultivo y las condiciones climáticas; estas últimas integradas por el concepto de grados-día desarrollo.

6.7. BIBLIOGRAFÍA

- Aboukhaled, A., Alfaro, J.F y Smith, M. 1986. Los lisímetros. Estudios FAO, series riego y drenaje, n° 39. FAO. Roma.
- Allen, R.G., M.E. Jensen, J.L. Wright, and R.D. Burman. 1989. Operational Estimates of Reference Evapotranspiration. *Agronom y Journal* 81:650-662.
- Allen, G.R., Pereira, S.L., Raes, D., Smith, M. 1998. Crop Evapotranspiration. FAO. Irrigation and Drainage Paper No. 56. FAO, Rome, Italy. 300 p.
- Antón, A. 2002. El control del clima en los cultivos intensivos: del parral a los invernaderos modernos. Fórum Internacional de Tecnología Hortícola. (FITECH VI). Almería, España.
- Aboukhaled, A., Alfaro, J.F y Smith, M. 1986. Los lisímetros. Estudios FAO 9. FAO, serie riego y drenaje, n° 39. FAO, Roma.
- Archer, P., Grebet, P. y Samie, B. 1970. Evapotranspirometres a capteur dynamometrique. En: techniques d'études des facteur physiques de la biosphere, pp. 267-271. INRA, Paris. Round. Final report. USAEC, Davis, California, 259 pp.
- Brooks, F.A y Pruitt, W.O. 1966. Investigation of energy, momentum and mass transfers near the going system for determining evapotranspiration rates from a floating lysimeter. *J. Appl. Meteorol.*, 6:487-492.
- Broner, I., Law, R.A.P. 1991. Evaluation of a modified atmometer for estimating reference *ET*. *Irrigation Science*.12:21-26.
- Brooks, F.A y Pruitt, W.O. 1966. Investigation of energy, momentum and mass transfers near the going system for determining evapotranspiration rates from a floating lysimeter. *J. Appl. Meteorol.*, 6:487-492.
- Burman, R.L., O Pochov. 1. 994. Evaporation, Evapotranspiration and Climatic Data. *Developments in Atmospheric Science*, 22. Elsevier Science B.V. U.S.A. 278 p.

- Blaney, H. F. and Criddle, W. D. 1950. Determining Water Requirements in Irrigated Area from Climatological Irrigation Data, US Department of Agriculture, Soil Conservation Service, Tech. Pap. No. 96, 48 pp.
- Catalán, V.E.A., Villa, M.M. 2009. Sistema experto para el manejo eficiente del riego parcelario. Red Temática de Agua del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología.
- Chen, F., P. J. Robinson. 2009. Estimating reference crop evapotranspiration with Atajes. *J. Irrig. Dirán Eng.*, 135:335–342.
- De Juan, A. A. 1981. Contribución al estudio de la evaporación y evapotranspiración en los Llanos-Albacete. Tesis Doctoral presentada en la ETSIA de Universidad Politécnica de Valencia España.
- De Juan, J.A y Martin de Sata Olalla, F.J.1993. La medida de la evapotranspiración. En: F.J. Martin de Santa Olalla, J.A. de Juan (Editores), *Agronomía del riego*. Mundi-Prensa, Madrid, pp. 2299-354.
- Doorenbos, J., W.O Pruitt. 1977. Guidelines for Predicting Crop Water Requirements. FAO Irrigation and Drainage Paper No. 24. F.A.O., Rome. 144 p.
- Doorenbos, J., Pruitt, W. O. 1976. Las necesidades de agua de los cultivos. Estudio FAO: Riego y Drenaje, Reporte N° 24, Organización de las naciones unidas para la agricultura y la alimentación (FAO), Roma, Italia, 194 pp.
- Dodds E P., S.M. Wayne, A. Barton 2005. A Review of Methods to Estimate Irrigated Reference Crop Evapotranspiration across Australia. CRC for Irrigation Futures Technical Report No. 04/05. CSIRO Land and Water. Disponible en: <http://www.clw.csiro.au/publications/consultancy/2005> (Abril 2005).
- Eldin, M., Daudet, A y Quencey, P.1969. L'évapotranspiration potentielle: applicationns, definition, principes evaluations. *Mesure. Agro. Trop.*, 24:174-180.

- Faci, J.M y Martinez-cob, A. 1991. Calculo de la evapotranspiración de referencia en Aragón. Diputación general de Aragón
- Fernández, Ma. D. 2000. Necesidades hídricas y programación de riegos en los cultivos hortícolas en invernadero y suelo enarenado de Almería. Tesis de Doctorado. España.
- Ferreer, D.C. 1980. Canopy Development and Yield Efficiency of Golden Delicious Apple Trees in Four Orchard Management Systems. *J. Amer. Soc. Hort. Sci.* 105(3):376-380.
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). 2006. Evapotranspiration de cultivos, FAO, Roma, Italia, 327 pp.
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO) 1990. “Annex V FAO Penman–Monteith Formula”. Report on Expert consultation on revision of FAO methodologies for crop water requirements, FAO, Roma, Italia, 23 pp.
- Flores, J., Ojeda, W., López, I., Rojano, A. y Salazar, I. 2007. Requerimiento de riego para tomate de invernadero. *Terra Latinoamericana* 25: 127-134.
- Gavilán, P. y Castillo, L.F. 2009. Estimating reference evapotranspiration with atmometers in a semiarid environment. *Agricultural Water Management*, vol. 96:465-472.
- Hillel, D. 1980 *Fundamentals of Soils Physics*. Academic Press, Inc. New York. 413 p.
- Hatfield, J.L. 1990. Methods of Estimating Evapotranspiration. I. B.A. and Nielsen D.R. *Irrigation of Agriculture Crop*. Agronomy Monograph n°. 30.
- Jensen, M.E, J.L Wright. 1978. The role of evapotranspiration models in irrigation scheduling. *Trans. ASAE*. 21:82–87.
- Jensen, M.E. 1981. Sumary and challenges. In: *Irrigation Scheduling for Water and Energy Conservation in the80's*. Proc. ASAE, Irrigation Scheduling Conference. ASAE. P.O. Box 410. St. Joseph, Michigan. pp: 225–231.

- Jensen, M.E., R. D. Burman y R. G. Allen. 1990. Evapotranspiration and Irrigation Water Requirements. ASCE Manuals and Reports on Engineering Practice No. 70. 332 p.
- Jones, H.G. 1983. Plants and Microclimate. Cambridge University Press-Monteith J.L. 1985. Evaporation from Land Surface. Progress in Analysis and Prediction since 1948. In Advances in Evapotranspiration 14-85.
- Kitching, R. y Bridge, L. R. 1974. Lysimeter installation o sandstone at Styrrup, Nottinghamshire. J. Hydrol. 23:219-232.
- King, K.M., Tnner, C.B. and Soumi, V.E. 1956. A floating lysimeter and its evaporation recorder. Amer. Geophys Union, Trans., 37:738-742.
- King, K.M., Mukammal, E.I y Turner, V. 1965. Errors involved in using zinc chloride solution in floating lysimeter. Water resour. Res., 1:207-217.
- López, J. R., J.M. Hernández, A. Pérez R. y J.F. González H. 1992. Diseño y manejo de un Sistema de riego localizado. pp. 149-158. In: Mundi-Prensa (ed.). Riego localizado. Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación. Madrid, España.
- López, O.A. 2007. Señales químicas en plantas de jitomate (*Lycopersicum esculatum*, Mill) y su potencial para incrementar la eficiencia en el uso del agua. Tesis de Doctorado. Colegio de Postgraduados, Montecillo, Texcoco, Estado de México.
- Lourence, F.J. y Goddard, W.D. 1967. A water-level measure system for determining evapotranspiration rates from a floating lysimeter. J. Appl. Meteorol., 6:487-492.
- Lubana, P.P S, N.K, Narda., S. Thaman. 2001. Performance of summer planted bunch groundnut under different levels of irrigation. Indian J. Agric. Sci. 71:783.
- Makkink, G.F. 1959. Limitations and perspectives of lysimeter reseach. Int. Assoc. Hydrol. Symp. Hann-Munden, Germany. Pub. 49.

- Monteith, J.L. 1985. Evaporation from land surfaces: progress in analysis and prediction since 1948. pp. 4-12 in *Advances in Evapotranspiration*, Proceedings of the ASAE Conference on Evapotranspiration, Chicago, Ill. ASAE, St. Joseph, Estados Unidos de América.
- Nakshabandi, G.A. y Ismail, H.N. 1972. The use of neutron moisture meter and other methods for the determination of maize ET. Proc. Symp. On use of isotope in hidrology. CNRS, Beirut. December 1970, pp. 53-65.
- Perrier, A.; Archer, P y Blanco de pablos, A. 1974. Etude de l'évapotranspiration réelle et maximale de diverses cultures: dispositif et mesures. *Ann. Agro.*, 25:697-731.
- Penman, H. L. 1956. Evaporation: an introductory survey, *Netherlands J. Agric. Sci.*, 4:9-29.
- Penman, H.L. 1948. Natural Evaporation from Open Water, Bare Soil and Grass. *Proc. Royal Society, London, England.* 193:120-146.
- Puech, J. y Hernandez, M. 1973. Evapotranspiration comparée de differents cultures et étude de quelques facteurs influicant les rytmes de consommation. *Ann. Agro.*, 24:437-450.
- Pruitt, W.O., E. Fereres, K. Kaita, R.L. Snyder. 1987. Reference evapotranspiration (*ET_o*) for California. *Agr. Exp. Sta. Bull.* 1922, Univ. of California, 16 pp.
- Pruitt, W.O y Angus, L. 1960. Large weighing lysimeter for measuring evapotranspiration. *Tran. Of the ASAE*, 3:13:18.
- Robelin, M. 1962. Evaporation réelle differents couvert végétaux bien alimentés en eau et évapotranspiration potentielle. Determination expérimentale. *Ann. Agro.*, 13:493-522.
- Rosegrant, M. W., S. Msangi, T. Sulser y C. Ringler. 2007. Future Scenarios for Agriculture: Plausible Futures to 2030 and Key Trends in Agricultural Growth". Documento de antecedentes elaborado para el Informe sobre el desarrollo mundial 2008.
- Rosenberg, N.J. 1969a. Seasonal patterns in evapotranspiration by irrigated alfalfa in the central Great PIAFns. *Agron. J.* 61:879-886.

- Rosenberg, N. J., Blad, B. L. and Verma, S. B.: 1983. Evaporation and Evapotranspiration, Chapter 7 of the Book Microclimate–The Biological Environment, A Wiley-Interscience Publication, John Wiley & Sons, pp. 209–287.
- Riou, CH. y Chartier, R. 1985. Evapotranspiration en zone semi-aride de deux ouverts végétataux (gazon, ble) obtenue par plusieurs méthodes. I. Evaluation de IÉTP (conditions hydriques no limitantes). *Agronomie*, 5:261.266.
- Salomon, K.H. 1985. Global uniformity of trickle irrigation system. *ASAE. Transact.* Vol. 28-4. USA. 1.151-1.158.
- Slatyer, R.O y McIlroy, I.C. 1961. Evaporation and the principle of its measurement. En: practical micrometeorology, 50-60. (editors). CSIRO-UNESCO. Canberra (Australia).
- Thornthwaite, C. W. 1948. An Approach Toward a Rational Classification of Climate', *Geog. Review* 38:55–94.
- Thompson, G.D. y Boyce, J.B. 1971. Comparison of *ET* sugar cane from large and small lysimeter. *Proc. South African Sugar Tech. Assoc.*, pp. 169-177.
- UNESCO. 1977. World distribution of arid regions. MAB Technical notes 7.
- Villalobos, F.J. y E. Fereres. 1987. Necesidades hídricas de los cultivos y programación de los riegos en las Vegas Bajas del Guadiana. D.G.I.E.C.A. Junta de Extremadura. Badajoz. 109 p.
- Villar, J.M., y Mallol, P. 1992. Condicionaments climatics a les noves arees regables. Cur de disseny d'instal·lacions d'aspersió i microirrigació a les noves arees regables: Algerri-Balaguer, Segarra-Garrigues i Garrigues Baixes. DARP. Generalitat de Catalunya.
- Zamora, E. y C. Guerrero. 2005. Sistemas utilizados para el control del clima bajo invernaderos. *Tecnoagro* núm. 23 editada por Elto S.A de C.V. Estado de México, México.

ANEXOS

ANEXO A. COEFICIENTES DE CULTIVOS

Cuadro 15. Coeficiente basal del cultivo K_{cb} para cultivos no estresados y bien manejados en climas sub-húmedos ($HR_{min} \approx 45\%$, $u_2 \approx 2 \text{ m s}^{-1}$) para ser usados con la Ec. FAO Penman-Monteith ET_o .

Cultivo	$K_c \text{ ini1}$	$K_c \text{ med}$	$K_c \text{ fin}$	Altura Máx. Cultivo (h) (m)
a. Hortalizas Pequeñas	0,7	1,05	0,95	
Brécol (Brócoli)		1,05	0,95	0,3
Col de Bruselas		1,05	0,95	0,4
Repollo		1,05	0,95	0,4
Zanahoria		1,05	0,95	0,3
Coliflor		1,05	0,95	0,4
Apio (Céleri)		1,05	1,00	0,6
Ajo		1,00	0,70	0,3
Lechuga		1,00	0,95	0,3
Cebolla – seca		1,05	0,75	0,4
– verde		1,00	1,00	0,3
– semilla		1,05	0,80	0,5
Espinaca		1,00	0,95	0,3
Rábano		0,90	0,85	0,3
b. Hortalizas– Familia de la Solanáceas	0,6	1,15	0,80	
Berenjena		1,05	0,90	0,8
Pimiento Dulce (campana)		1,05 ²	0,90	0,7
jitomate		1,15 ²	0,70– 0,90	0,6
c. Hortalizas– Familia de las Cucurbitáceas	0,5	1,00	0,80	
Melón	0,5	0,85	0,60	0,3
Pepino – Cosechado Fresco	0,6	1,00 ²	0,75	0,3
– Cosechado a Máquina	0,5	1,00	0,90	0,3
Calabaza de Invierno		1,00	0,80	0,4
Calabacín (zucchini)		0,95	0,75	0,3
Melón dulce		1,05	0,75	0,4
Sandía	0,4	1,00	0,75	0,4
d. Raíces y Tubérculos	0,5	1,10	0,95	
Remolacha, mesa		1,05	0,95	0,4
Yuca o Mandioca – año 1	0,3	0,80 ³	0,30	1,0
– año 2	0,3	1,10	0,50	1,5
Chirivía	0,5	1,05	0,95	0,4
Patata o Papa		1,15	0,75 ⁴	0,6
Camote o Batata		1,15	0,65	0,4

Nabos (Rutabaga)		1,10	0,95	0,6
Remolacha Azucarera	0,35	1,20	0,70 ⁵	0,5
Cultivo	K_c ini¹	K_c med	K_c fin	Altura Máx. Cultivo (h) (m)
e. Leguminosas (Leguminosae)	0,4	1,15	0,55	
Frijoles o judías, verdes	0,5	1,05 ²	0,90	0,4
Frijoles o judías, secos y frescos	0,4	1,15 ²	0,35	0,4
Garbanzo (chick pea)		1,00	0,35	0,4
Habas – Fresco	0,5	1,15 ²	1,10	0,8
– Seco/Semilla	0,5	1,15 ²	0,30	0,8
Garbanzo hindú	0,4	1,15	0,35	0,8
Caupís (cowpeas)		1,05	0,60-0,35 ¹	0,4
Maní		1,15	0,60	0,4
Lentejas		1,10	0,30	0,5
Guisantes o arveja – Frescos	0,5	1,15 ²	1,10	0,5
– Secos/Semilla		1,15	0,30	0,5
Soya		1,15	0,50	0,5-1,0
f. Hortalizas perennes (con letargo invernal y suelo inicialmente desnudo o con mantillo)	0,5	1,00	0,80	
Alcachofa	0,5	1,00	0,95	0,7
Espárragos	0,5	0,95 ²	0,30	0,2-0,8
Menta	0,60	1,15	1,10	0,6-0,8
Fresas	0,40	0,85	0,75	0,2
g. Cultivos Textiles	0,35			
Algodón		1,15-1,20	0,70-0,50	1,2-1,5
Lino		1,10	0,25	1,2
Sisal ³		0,4-0,7	0,4-0,7	1,5
h. Cultivos Oleaginosos	0,35	1,15	0,35	
Ricino		1,15	0,55	0,3
Canola (colza)		1,0-1,15 ⁴	0,35	0,6

¹ EL primer valor de K_c fin es cuando se cosecha fresco. El segundo valor es cuando se cosecha seco.

² El valor de K_c para los espárragos permanece como K_c ini durante la cosecha de los vástagos, debido a las condiciones de poca cobertura vegetal. El valor de K_c med es para después del re-crecimiento de la vegetación, después de terminada la cosecha de los vástagos.

³ El valor de K_c para sisal depende de la densidad de siembra y el manejo del agua (ósea, del estrés hídrico intencional).

⁴ Los valores menores son para cultivos de secano los cuales tienen una menor densidad de población vegetal.

Cártamo			1,0-1,15 ⁹	0,25	0,8
Sésamo (ajonjolí)			1,10	0,25	1,0
Girasol			1,0-1,15 ⁹	0,35	2,0
i. Cereales		0,3	1,15	0,4	
Cebada			1,15	0,25	1
Avena			1,15	0,25	1
Trigo de Primavera			1,15	0,25-0,4 ⁵	1
Trigo de Invierno					
	- con suelos congelados	0,4	1,15	0,25-0,4 ¹⁰	1
	- con suelos no-congelados	0,7	1,15	0,25-0,4 ¹⁰	
Maíz, (grano)			1,20	0,60,0,35 ⁶	2
Maíz, (dulce)			1,15	1,05 ⁷	1,5
Mijo			1,00	0,30	1,5
Sorgo - grano			1,00-1,10	0,55	1-2
- dulce			1,20	1,05	2-4
Arroz		1,05	1,20	0,90-0,60	1

Cultivo	Kc ini1	Kc med	Kc fin	Altura Máx. Cultivo (h) (m)
j. Forrajes				
Alfalfa (heno) – efecto promedio de los cortes	0,40	0,95 ⁸	0,90	0,7
- períodos individuales de corte	0,40 ¹⁴	1,20 ⁹	1,15 ¹⁴	0,7
- para semilla	0,40	0,50	0,50	0,7
Bermuda (heno) – efecto promedio de los cortes	0,55	1,00 ¹³	0,85	0,35
- cultivo para semilla (primavera)	0,35	0,90	0,65	0,4
Trébol heno, Bersím – efecto promedio de los cortes	0,40	0,90 ¹³	0,85	0,6
- períodos individuales de corte	0,40 ¹⁴	1,15 ¹⁴	1,10 ¹⁴	0,6
Rye Grass (heno) – efecto promedio de los cortes	0,95	1,05	1,00	0,3

⁵ El valor mayor es para cultivos cosechados a mano.

⁶ El primer valor de $K_{c,fin}$ corresponde a los casos donde el cultivo se cosecharon gran humedad en el grano. El segundo valor de $K_{c,fin}$ es para cuando se cosecha después de un secado completo del grano en el campo (hasta alrededor de 18% de humedad, basado en materia húmeda).

⁷ Si se cosecha en fresco para consumo humano. Usar el valor de $K_{c,fin}$ para maíz de campo si el maíz dulce es dejado madurar y secar en el campo.

⁸ Los valores de $K_{c,med}$ para cultivos destinados a heno son un promedio general que incluyen valores promedios de K_c para antes y después de los cortes. Este se aplica para el lapso que sigue al período de desarrollo inicial hasta el inicio de la etapa final de la temporada de crecimiento.

⁹ Estos valores del coeficiente K_c para cultivos de heno se aplican inmediatamente después del corte; en cobertura completa; e inmediatamente antes del corte, respectivamente. La temporada de crecimiento se define como una serie de períodos individuales de corte (Figura 35).

Pasto del Sudán (anual) – efecto promedio de los cortes	0,50	0,90 ¹⁴	0,85	1,2
– período individual de corte	0,50 ¹⁴	1,15 ¹⁴	1,10 ¹⁴	1,2
Pastos de Pastoreo – pastos de rotación	0,40	0,85-1,05	0,85	0,15-
– pastoreo extensivo	0,30	0,75	0,75	0,30 0,10
Pastos (césped, turfgrass) – época fría ¹⁰	0,90	0,95	0,95	0,10
– época caliente ¹⁵	0,80	0,85	0,85	0,10
k. Caña de azúcar	0,40	1,25	0,75	3
l. Frutas Tropicales y Árboles				
Banana – 1 ^{er} año	0,50	1,10	1,00	3
– 2 ^{do} año	1,00	1,20	1,10	4
Cacao	1,00	1,05	1,05	3
Café – suelo sin cobertura	0,90	0,95	0,95	2-3
– con malezas	1,05	1,10	1,10	2-3
Palma Datilera	0,90	0,95	0,95	8
Palmas	0,95	1,00	1,00	8
Piña ¹¹ – suelo sin cobertura	0,50	0,30	0,30	0,6-1,2
– con cobertura de gramíneas	0,50	0,50	0,50	0,6-1,2
Árbol del Caucho	0,95	1,00	1,00	10
Té –no sombreado	0,95	1,00	1,00	1,5
– sombreado ¹²	1,10	1,15	1,15	2
m. Uvas y Moras				
Moras (arbusto)	0,30	1,05	0,50	1,5
Uvas – Mesa o secas (pasas)	0,30	0,85	0,45	2
– Vino	0,30	0,70	0,45	1,5-2
Lúpulo	0,3	1,05	0,85	5

Los valores de $K_{c\text{ med}}$ para cultivos destinados a heno son un promedio general que incluyen valores promedios de K_c para antes y después de los cortes. Este se aplica para el lapso que sigue al período de desarrollo inicial hasta el inicio de la etapa final de la temporada de crecimiento.

¹ Estos valores del coeficiente K_c para cultivos de heno se aplican inmediatamente después del corte; en cobertura completa; e inmediatamente

¹⁰ Variedades de pastos de temporada fría incluyen sitios cultivados densamente con bluegrass, ryegrass y fescue. Variedades de temporada cálida incluyen pastos tipo bermuda y St. Agoustine. El valor de 0,95 para pastos de época fría representa un 0,06 a 0,08 m de altura de corte, bajo condiciones normales de césped. Cuando se practica un manejo cuidadoso del agua y no se requiere de un crecimiento rápido, se puede reducir los valores de K_c para césped a 0,10.

¹¹ La planta de piña posee una muy baja transpiración debido a que la misma cierra sus estomas durante el día y los abre durante la noche. Por lo tanto la mayor parte de la ET_c en la piña esta constituida por la evaporación que ocurre en el suelo. El valor de $K_{c\text{ med}} < K_{c\text{ ini}}$ debido a que $K_{c\text{ med}}$ ocurre en condiciones de completa cobertura del suelo, por lo que la evaporación en el suelo será menor. Los valores indicados asumen que un 50% de la superficie del suelo se encuentra cubierta por una cobertura de plástico negro y que el cultivo es regado a través de riego por aspersión. En el caso de riego por goteo por debajo de la cubierta plástica, los valores de K_c pueden ser reducidos a 0,10.

¹² Incluye el requerimiento de agua de los árboles bajo sombra.

n. Árboles Frutales

Cultivo	K _{c ini1}	K _{c med}	K _{c fin}	Altura Máx. Cultivo (h) (m)
Almendras, sin cobertura del suelo	0,40	0,90	0,65 ¹⁸	5
Manzanas, Cerezas, Peras ¹⁹				
- sin cobertura del suelo, con fuertes heladas		0,45	0,95	0,70 ¹⁸ 4
- sin cobertura del suelo, sin heladas		0,60	0,95	0,75 ¹⁸ 4
- cobertura activa del suelo, con fuertes heladas		0,50	1,20	0,95 ¹⁸ 4
- cobertura activa del suelo, sin heladas		0,80	1,20	0,85 ¹⁸ 4
Albaricoque, Melocotón o Durazno, Drupas ^{19, 20}				
- sin cobertura del suelo, con fuertes heladas			0,45 0,90	0,65 ¹⁸ 3
- sin cobertura del suelo, sin heladas			0,55 0,90	0,65 ¹⁸ 3
- cobertura activa del suelo, con fuertes heladas		0,50	1,15	0,90 ¹⁸ 3
- cobertura activa del suelo, sin heladas			0,80	1,15 0,85 ¹⁸ 3
Aguacate, sin cobertura del suelo	0,60	0,85	0,75	3
Cítricos, sin cobertura del suelo ²¹				
- 70% cubierta vegetativa		0,70	0,65	0,70 4
- 50% cubierta vegetativa		0,65	0,60	0,65 3
- 20% cubierta vegetativa		0,50	0,45	0,55 2
Cítricos, con cobertura activa del suelo o malezas ²²				
- 70% cubierta vegetativa		0,75	0,70	0,70 4
- 50% cubierta vegetativa			0,80	0,80 0,80 3
- 20% cubierta vegetativa			0,85	0,85 0,85 2
Coníferas ²³	1,00	1,00	1,00	10
Kiwi	0,40	1,05	1,05	3
Olivos (40 a 60% de cobertura del suelo por el dosel) ²⁴	0,65	0,70	0,70	3-5
Pistachos, sin cobertura del suelo	0,40	1,10	0,45	3-5
Huerto de Nogal ¹⁹	0,50	1,10	0,65 ¹⁸	4-5
o. Humedales – clima templado				
Anea (Typha), Junco (Scirpus), muerte por heladas	0,30	1,20	0,30	2

Anea, Junco, sin heladas	0,60 1,05	1,20	0,60 1,10	2
Vegetación pequeña, sin heladas	1,00	1,10	1,00	0,3
Carrizo (Phragmites), con agua sobre el suelo	0,90	1,20	0,70	1-3
Carrizo, suelo húmedo		1,20		1-3
p. Especial				
Agua libre, < 2 m de profundidad o en climas sub-húmedos o trópicos		1,05	1,05	
Agua libre, > 5 m de profundidad, sin turbidez, clima templado		0,65 ²⁵	1,25 ²⁵	

Fuentes Principales: $K_{cb\ ini}$: Doorenbos y Kassam (1979); $K_{cb\ med}$ y $K_{cb\ fin}$: Doorenbos y Pruitt (1977); Pruitt (1986); Wright (1981, 1982), Snyder *et al.* (1989)

¹ Estos son valores generales de $K_{c\ ini}$ considerando un manejo típico del riego y humedecimiento del suelo. Para humedecimientos frecuentes, tal como en el caso de riego por aspersión de alta frecuencia o lluvia diaria, estos valores pueden aumentar sustancialmente pudiendo acercarse a 1,0 a 1,2. El valor de $K_{c\ ini}$ es una función del intervalo de humedecimiento y la tasa potencial de evaporación durante las etapas inicial y de desarrollo del cultivo, siendo estimado con mayor exactitud a través de las Figuras 29 y 30, o la Ecuación 7-3 del Anexo 7, o usando el coeficiente dual $K_{cb\ ini} + K_e$. Utilice el valor de $K_{c\ ini}$ para el grupo cuando no aparece un valor de $K_{c\ ini}$ para el cultivo.

² En algunas oportunidades, los Frijoles o judías, Guisantes, Leguminosas, Jitomates, Pimientos y Pepinos son cultivados utilizando empalizadas que alcanzan los 1,5 a 2 metros de altura. En estos casos es necesario incrementar los valores de K_c . Para frijoles o judías verdes, pimentones y pepinos se puede asumir un valor de 1,15 y en el caso de los jitomates, frijoles secos y los guisantes, de 1,20. Bajo esas condiciones también debe aumentarse el valor de h .

³ Los valores correspondientes a la etapa de mediados de temporada para la mandioca, asumen condiciones de no-estrés durante o después de la temporada lluviosa. Los valores de $K_{c\ fin}$ toman en cuenta el letargo durante la estación seca.

⁴ El valor de $K_{c\ fin}$ para papas o patatas de ciclo largo con rotura de los estolones es alrededor de 0,40.

⁵ El valor de $K_{c\ fin}$ corresponde a condiciones sin riego durante el último mes de la temporada productiva. El valor de $K_{c\ fin}$ para la remolacha azucarera es mayor, hasta 1,0, cuando ocurra riego o lluvias significativas durante el último mes.

⁶ El valor de K_c para los espárragos permanece como $K_{c\ ini}$ durante la cosecha de los vástagos, debido a las condiciones de poca cobertura vegetal. El valor de $K_{c\ med}$ es para después del re-crecimiento de la vegetación, después de terminada la cosecha de los vástagos.

⁷ El valor de K_c para sisal depende de la densidad de siembra y el manejo del agua (ósea, del estrés hídrico intencional).

⁸ Los valores menores son para cultivos de secano los cuales tienen una menor densidad de población vegetal.

⁹ El valor mayor es para cultivos cosechados a mano.

- ¹⁰ El primer valor de Kc fin corresponde a los casos donde el cultivo se cosecharon gran humedad en el grano. El segundo valor de Kc fin es para cuando se cosecha después de un secado completo del grano en el campo (hasta alrededor de 18% de humedad, basado en materia húmeda).
- ¹¹ Si se cosecha en fresco para consumo humano. Usar el valor de Kc fin para maíz de campo si el maíz dulce es dejado madurar y secar en el campo.
- ¹²
- ¹³ Los valores de Kc med para cultivos destinados a heno son un promedio general que incluyen valores promedios de Kc para antes y después de los cortes. Este se aplica para el lapso que sigue al período de desarrollo inicial hasta el inicio de la etapa final de la temporada de crecimiento.
- ¹⁴ Estos valores del coeficiente Kc para cultivos de heno se aplican inmediatamente después del corte; en cobertura completa; e inmediatamente antes del corte, respectivamente. La temporada de crecimiento se define como una serie de períodos individuales de corte (Figura 35).
- ¹⁵ Variedades de pastos de temporada fría incluyen sitios cultivados densamente con bluegrass, ryegrass y fescue. Variedades de temporada cálida incluyen pastos tipo bermuda y St. Agoustine. El valor de 0,95 para pastos de época fría representa un 0,06 a 0,08 m de altura de corte, bajo condiciones normales de césped. Cuando se practica un manejo cuidadoso del agua y no se requiere de un crecimiento rápido, se puede reducir los valores de Kc para césped a 0,10.
- ¹⁶ La planta de piña posee una muy baja transpiración debido a que la misma cierra sus estomas durante el día y los abre durante la noche. Por lo tanto la mayor parte de la ETc en la piña está constituida por la evaporación que ocurre en el suelo. El valor de $Kc_{med} < Kc_{ini}$ debido a que Kc med ocurre en condiciones de completa cobertura del suelo, por lo que la evaporación en el suelo será menor. Los valores indicados asumen que un 50% de la superficie del suelo se encuentra cubierta por una cobertura de plástico negro y que el cultivo es regado a través de riego por aspersión. En el caso de riego por goteo por debajo de la cubierta plástica, los valores de Kc pueden ser reducidos a 0,10.
- ¹⁷ Incluye el requerimiento de agua de los árboles bajo sombra.
- ¹⁸ Estos coeficientes son representativos de una cobertura del suelo entre 40 a 60%. Referirse a la Ec. 98 y notas a pie de página 21 y 22 para estimar el valor de Kc en sitios con vegetación inmadura. En España, Pastor y Orgaz (1994) encontraron los siguientes valores de Kc para huertos de olivos con un 60% de cobertura del suelo: 0,50, 0,50, 0,65, 0,60, 0,55, 0,50, 0,45, 0,45, 0,55, 0,60,
- ¹⁹ 0,65, 0,50 para los meses Enero a Diciembre. Se pueden obtener estos coeficientes utilizando $Kc_{ini} = 0,65$, $Kc_{med} = 0,45$, y $Kc_{fin} = 0,65$, considerando una duración de las etapas inicial, desarrollo, mediados de temporada y final de = 30, 90, 60 y 90 días respectivamente, y utilizando un valor de Kc durante el Invierno ("fuera de temporada") desde Diciembre a Febrero = 0,50.
- ²⁰ Estos valores de Kc corresponden a aguas profundas en latitudes templadas donde se presentan cambios importantes de temperatura en el cuerpo de agua a través del año y donde tanto la evaporación inicial como la máxima son reducidas debido a la absorción de la energía radiante dentro del cuerpo de agua profunda. Durante los períodos de otoño e invierno (Kc fin), el calor es liberado por el cuerpo de agua, lo que genera una evaporación por encima de la evapotranspiración de referencia. Por lo tanto el valor de Kc med corresponde al período donde el cuerpo de agua está ganando energía térmica y el valor de Kc fin se produce durante la liberación de energía térmica. Se deberá utilizar estos valores de Kc con suma precaución.

Duración de las etapas de crecimiento del cultivo para distintos periodos de siembra y regiones climáticas (días).

Cultivo	Inic. (Lini)	Des. (Ldes)	Med (Lme d)	Final (Lfin)	Tot al	Fecha de Siembra	Región
a. Hortalizas							
Pequeñas							
Brécol (Brócoli)	35	45	40	15	135	Sept.	Calif. Desierto, EU
Repollo	40	60	50	15	165	Sept.	Calif. Desierto, EU
Zanahoria	20 30	30	50/30	20	100	Oct/Ene.	Clima Árido
	30	40	6	20	150	Feb/Mar.	Mediterráneo
		50	0	30	200	Oct.	Calif. Desierto, EU
			9				
			0				
Coliflor	35	50	40	15	140	Sept	Calif. Desierto, EU
Apio (Céleri)	25	40	95	20	180	Oct.	(Semi)Árido
	25	40	45	15	125	Abril	Mediterráneo
	30	55	105	20	210	Ene.	(Semi)Árido
Crucíferas ¹³	20	30	20	10	80	Abril	Mediterráneo
	25	35	25	10	95	Febrero	Mediterráneo
	30	35	90	40	195	Oct/Nov.	Mediterráneo
Lechuga	20 30	30	15	10	75	Abril.	Mediterráneo
	25	40	25	10	105	Nov/Ene.	Mediterráneo
	35	35	30	10	100	Oct/Nov.	Región Árida
		50	45	10	140	Feb.	Mediterráneo
Cebolla (seca)	15	25	70	40	150	Abril	Mediterráneo
	20	35	110	45	210	Oct; Ene.	Región Árida; Calif.
Cebolla (verde)	25	30	10	5	70	Abril/Mayo	Mediterráneo
	20	45	20	10	95	Octubre	Región Árida
	30	55	55	40	180	Marzo	Calif., EU
Cebolla (semilla)	20	45	165	45	275	Sept.	Calif. Desierto, EU
Espinaca	20	20	15/	5	60/	Abr; Sep/Oct	Mediterr
	20	30	2	10	70	Noviembre	áneo
			5		10		Región
			4		0		Árida
			0				

¹³ Las crucíferas incluyen repollo, coliflor, brócoli y col de Bruselas. El amplio rango de duraciones de la temporada productiva es debido a diferencias en variedades y especies.

Rábano	5	10	15	5	35	Mar/Abr.	Medit.;
	10	10	15	5	40	Invierno	Europa Región Árida
b. Hortalizas - s Solanáceas							
Familia de la	30	40	40	20	130	1 Octubre	Región Árida
Berenjena	30	45	40	25	40	May/Junio	Mediterráneo
Pimiento Dulce (campana)	25/30	35	40	20	125	Abril/Junio	Europa y
	30	40	110	30	210	Octubre	Medit. Región Árida
Jitomate	30	40	40	25	135	Enero	Región Árida
c. Hortalizas -	25	40	5	30	155	Abr/Mayo	Calif., EU
Familia de las	35	40	0	30	155	Enero	Calif. Desierto,
	30	45	6	30	180	Oct/Nov.	EU
	Cucurbitác	4	0	30	145	Abril/Mayo	Región Árida
		0	7	30			Mediterráneo
		e	0				
		as	45				
Melón	30	45	35	10	120	Enero	Calif., EU
	10	60	25	25	120	Ago.	Calif., EU
Pepino	20	30	40	15	105	Junio/Ago.	Región
	25	35	50	20	130	Nov; Feb.	Árida Región Árida
Calabaza de Invierno	20	30	30	20	100	Mar, Ago.	Mediterr
	25	35	35	25	120	Junio	áneo Europa
Calabacín (zucchini)	25	35	25	15	1	Abr; Dic.	Medit.; Reg.
	20	30	25	15	0	May/Junio	Árida
					0		Medit.;
					9		Europa
					0		
Cultivo	Inic. (L_{ini})	Des. (L_{da})	Med. (L_{me})	Final (L_{fin})	Tot al	Fecha de Siembra	Región
Melón Dulce	25	35	40	20	120	Mayo	Mediterráneo
	30	30	5	30	140	Marzo	Calif., EU
	15	40	0	15	13	Ago	Calif. Desierto,
	30	45	6	20	5	Dic/Ene.	EU
			5		16		Región Árida
			65		0		
Sandía	20	30	30	30	1	Abril	Italia
	10	20	20	30	1	May/Ago.	Cercano Este
					0		(desierto)

					8		
					0		
d. Raíces y Tubérculos	15	25	20	10	70	Abr/Mayo	Mediterráneo
Remolacha, mesa	25	30	25	10	90	Feb/Mar.	Mediterráneo & Árido
Mandioca o Yuca:	20	40	90	60	210	Período	Regiones
año 1	150	40	110	60	360	Lluvioso	Tropicales
año 2							
Patata o Papa	25	30	30/45	30	115/1	Ene/Nov.	Clima
	30	30	45	30	30	Mayo	(Semi)Árido
	45	35	50	30	130	Abril	Clima
	30	30	70	20	14	Abr/Mayo	continental
		35	50	25	5	Dic.	Europa
					16		Idaho, EU
					5		Calif. Desierto,
					14		EU
					0		
Camote o Batata	20	30	60	40	150	Abril	Mediterráneo
	15	30	50	30	125	Período	Regiones
						Lluvioso	Tropicales
Remolacha azucarera	30	45	90	15	180	Marzo	Calif., EU
	25	3	90	10	155	Junio	Calif., EU
	25	0	100	65	255	Sept.	Calif. Desierto,
	50	6	50	40	18	Abril	EU
	25	5	50	50	0	Mayo	Idaho, EU
	45	4	80	30	16	Noviembre	Mediterráneo
	35	35	70	40	0	Noviembre	Mediterráneo
		7			23		Regiones Áridas
		5			0		
		6			205		
		0					
e. Leguminosas	sae)	30	30	10	90	Feb/Mar.	Calif.,
(Legumino	20	25	25	10	75	Ago/Sep.	Mediterráneo
Judías, o Frijoles	15						Calif., Egipto,
(verdes)							Líbano
Judías o Frijoles	20	30	40	20	110	May/Junio	Climas
(secos)	15	25	35	20	95	Junio	Continent
	25	25	30	20	100	Junio	ales
							Pakistán,
							Calif.
							Idaho,
							EU
Habas	15	25	35	15	90	Mayo	Europa
- secas	20	30	35	15	100	Mar/Abr	Mediterráneo
- verdes	90	45	40	60	235	Nov.	Europa
	90	45	40	0	175	Nov.	Europa
Caupís (cowpeas)	20	30	30	20	110	Marzo	Mediterráneo
Cacahuete	25	35	45	25	130	Período seco	Oeste de África
o Maní	35	35	35	35	140	Mayo	Latitudes Altas
	35	45	35	25	140	May/Junio	Mediterráneo

Lentejas	20	30	60	40	150	Abril	Europa
	25	35	70	40	170	Oct/Nov.	Región Árida
Guisantes	15	25	35	15	90	Mayo	Europa
o arveja	20	30	35	15	100	Mar/Abr.	Mediterráneo
	35	25	30	20	110	Abril	Idaho, EU
Soya o soja	15 20	15	4	15	85	Dic.	Trópicos
	20	30/3	0	25	140	Mayo	Centro de EU
		5	6	30	150	Junio	Japón
		25	0				
			7				
			5				

Cultivo	Inic. (Lini)	Des. (Ldes)	Med (Lmed)	Final (Lfin)	Total	Fecha de Siembra	Región
f. Hortalizas perennes (con l y suelo in							
Alcachofa	40	40	250	30	360	Abr. (1 ^{er} año)	California
	20	25	250	30	325	May. (2 ^{do} año)	(cortada en Mayo)
Espárragos	50	30	100	50	230	Feb.	Invierno cálido
	90	30	200	45	365	Feb.	Mediterráneo
g. Cultivos textiles							
Algodón			6				
			0				
			4				
			5				Egipto; Pakistán;
	30	50	6	55	195	Mar.–Mayo	Cal.
	45	90	0	45	225	Marzo	Calif. Desierto, EU
	30	50	5	55	195	Sept.	Yemen
	30	50	5	45	180	Abril	Texas
Lino	25	35	50	40	150	Abril	Europa
	30	40	100	50	220	Octubre	Arizona
h. Cultivos oleaginosos							
Ricino	25	40	65	50	180	Marzo	Climas (semi) Áridos
	20	40	50	25	135	Nov.	Indonesia
Cártamo	20	35	45	25	125	Abril	California, EU
	25	35	5	30	145	Marzo	Latitudes Altas
	35	55	5	40	190	Oct/Nov.	Región Árida
			6				
			0				
Sésamo	20	30	40	20	110	Junio	China
Girasol	25	35	45	25	130	Abril/Mayo	Medit.; California

i. Cereales							India Central
Cebada/Avena/Trigo			5				35-45 °L
			0				Este de África
			6				
			0				
	15	25	6	30	120	Noviembre	
	20	25	5	30	135	Marzo/Abril	
	15	30	4	40	150	Julio	
	40	30	0	20	130	Abril	
	40	60	6	40	200	Noviembre	
	20	50	0	30	160	Diciembre	
Trigo de invierno	20 ¹⁴	60 ²	70	30	180	Diciembre	Calif.; EU
	30	140	40	30	240	Noviembre	Mediterráneo
	160	75	75	25	335	Octubre	Idaho, EU
Granos (pequeños)	20	30	60	40	150	Abril	Mediterráneo
	25	35	65	40	165	Oct./Nov.	Pakistán; Reg. Árida
Maíz (grano)	30	50	6	40	180	Abril	Este de África (alt.)
	25	40	0	30	140	Dic./Ene.	Clima Árido
	20	35	4	30	125	Junio	Nigeria (húmedo)
	20	35	5	30	125	Octubre	India (seco, frío)
	30	40	40	30	150	Abril	España (prim,ver);
	30	40	40	50	170	Abril	Calif. EU
			50				Idaho, EU
Maíz (dulce)	20	20	30	10	80	Marzo	Filipinas
	20	25	25	10	80	May./Junio	Mediterráneo
	20	30	50/30	10	90	io	Clima Árido
	30	30	30	10 ¹⁵	110	Oct./Dic.	Idaho, EU
	20	40	70	10	140	Abril	Calif. Desierto, EU
						Ene.	
Mijo	15	25	40	25	105	Junio	Pakistán
	20	30	55	35	140	Abril	Centro de EU

Cultivo	Inic. (Lini)	Des. (Ldes)	Med, (Lmed)	Final (Lfin)	Total	Fecha de Siembra	de Región
---------	-----------------	----------------	----------------	-----------------	-------	---------------------	-----------

¹⁴ Estos períodos para el trigo de invierno se incrementarán en climas de nieve y heladas de acuerdo a los días de crecimiento potencial nulo y letargo del trigo. Bajo condiciones generales y cuando no se disponga de información local, la siembra del trigo de invierno en otoño puede suponerse que ocurre, en climas templados del norte, cuando el promedio de la temperatura media diaria del aire durante un período de 10 días consecutivos sea igual o inferior a los 17 °C, o en Diciembre 1, cualquiera que se produzca primero. Se puede suponer que la siembra del trigo de primavera ocurre cuando el promedio de la temperatura media diaria del aire durante un período de 10 días consecutivos sea igual o superior a los 5 °C. Se puede asumir que la siembra del maíz-grano en primavera ocurre cuando el promedio de la temperatura media diaria del aire durante un período de 10 días consecutivos sea igual o superior a 13 °C.

¹⁵ La etapa final del maíz dulce será alrededor de 35 días si el maíz se deja madurar y secar.

Sorgo	20	35	40	30	125	Mayo/Jun.	EU, Pakistán.,	
	20	35	45	30	130	Mar/Abril	Med. Región Árida	
Arroz	30	30	60	30	150	Dic; Mayo	Trópicos;	
	30	30	80	40	180	Mayo	Mediterráneo Trópicos	
j. Forrajes							último	-4°C
Alfalfa, temporada completa ⁴							(primavera) hasta primer	-4°C
	10	30	varía	varía	varía		(otoño)	
Alfalfa ⁴	10	20	20	10	60	Enero	Calif., EU.	
1er ciclo de corte	10	30	25	10	75	Abril (último -4°C)	Idaho, EU.	
Alfalfa ⁴ , otros ciclos de corte	5	10	10	5	30	Marzo	Calif., EU.	
	5	20	10	10	45	Junio	Idaho, EU.	
Bermuda para Semilla	10	25	35	35	105	Marzo	Calif. Desierto, EU	
Bermuda, heno (distintos cortes)	10	15	75	35	135	---	Calif. Desierto, EU	
Pastos, Gramas ⁴	10	20	--	--	--		7 días antes del último	4°C
							(primavera) hasta 7 días después del primer	-4°C
							(otoño)	
Pasto del Sudán, 1er corte	25	25	15	10	75	Abril	Calif. Desierto, EU	
Sudán, otros ciclos de corte	3	15	12	7	37	Junio	Calif. Desierto, EU	
k. Caña de Azúcar								
Caña de Azúcar, virgen	35	60	190	120	405		Latitudes Bajas	
	50	70	220	140	480		Trópicos	
	75	105	330	210	720		Hawai, EU	
Caña de Azúcar, soca	25	70	135	50	280		Latitudes Bajas	
	30	50	180	60	320		Trópicos	
	35	105	210	70	420		Hawai, EU	
l. Frutas Tropicales y Árboles								
Banana, 1 ^{er} año	120	90	120	60	390	Marzo	Mediterráneo	
Banana, 2 ^{do} año	120	60	180	5	365	Feb.	Mediterráneo	
Piña	60	120	600	10	790		Hawai, EU	

Cultivo	Inic. (L _{ini})	Des. (L _{des})	Med, (L _{med})	Final (L _{fin})	Total	Fecha de Siembra	Región
Olivos	20	90	60	90	270 ⁵	Marzo	Mediterráneo
Pistachos	20	60	30	40	150	Feb.	Mediterráneo
Nogal (nueces)	20	10	130	30	190	Abril	Utah, EU
o. Humedales – Climas Templados							
Humedales	10	30	80	20	140	Mayo	Utah, EU; heladas
(Anea, Junco)	180	60	90	35	365	Noviembre	Florida, EU
Humedales (veg. baja)	180	60	90	35	365	Noviembre	Clima sin heladas
m. Uvas y Moras							
Uvas	20	40	120	60	240	Abril	Latitudes Bajas Calif., EU
	20	50	75	60	205	Marzo	Latitudes Altas
	20	50	90	20	180	Mayo	Latitudes Medias
	30	60	40	80	210	Abril	(vino)
Lúpulo	25	40	80	10	155	Abril	Idaho, EU
n. Árboles Frutales							
Cítricos	60	90	120	95	365	Ene.	Mediterráneo
Huerto de árboles caducifolios	20	70	90	30	210	Marzo	Latitudes Altas
	20	70	120	60	270	Marzo	Latitudes Bajas
	30	50	130	30	240	Marzo	Calif., EU
Piña	60	120	600	10	790		Hawai, EU
m. Uvas y Moras							
Uvas	20	40	120	60	240	Abril	Latitudes Bajas Calif., EU
	20	50	75	60	205	Marzo	Latitudes Altas
	20	50	90	20	180	Mayo	Latitudes Medias
	30	60	40	80	210	Abril	(vino)
Lúpulo	25	40	80	10	155	Abril	Idaho, EU
n. Árboles Frutales							
Cítricos	60	90	120	95	365	Ene.	Mediterráneo
Huerto de árboles caducifolios	20	70	90	30	210	Marzo	Latitudes Altas
	20	70	120	60	270	Marzo	Latitudes Bajas
	30	50	130	30	240	Marzo	Calif., EU

⁴ En climas donde ocurre la muerte del cultivo por heladas, las temporadas productivas de la alfalfa y el pasto pueden ser estimadas como:

alfalfa: último día con -4°C en primavera hasta primer día con -4°C en otoño (Everson, D.O., M. Faubion y D.E. Amos 1978. «Freezing temperatures and growing seasons in Idaho.» Univ. Idaho Agric. Exp. Station bulletin 494. 18 p.)

pasto: 7 días antes del último día con -4°C en primavera y 7 días después del último día con -4°C en otoño (Kruse E.G. y Haise, H.R. 1974.

«Water use by native grasses in high altitude Colorado meadows.» USDA Agric. Res. Service, Western Region report ARS-W-6-1974. 60 páginas)

⁵ Los árboles de olivo obtienen hojas nuevas en Marzo. Vea nota de pie de página 24 del Cuadro 12 para información adicional, donde el Kc continúa fuera del «período de crecimiento».

Fuente principal: Publicación de Riego y Drenaje FAO 24 (Doorenbos y Pruitt, 1977), Cuadro 22.

ANEXO B. FENOLOGIA DE CULTIVO DE JITOMATE EN INVERNADERO

Cuadro 16. Fenología de cultivo de jitomate variedad Cid F1 de crecimiento indeterminado en invernadero

Etapa	Clave	Fecha	Notas	GDA
Emergencia	Ve	17/03/2015		119.8
2 Hojas	V2	31/03/2015		266.0
4 Hojas	V4	21/04/2015		511.8
6 Hojas	V6	28/04/2015		598.7
8 Hojas	V8	03/05/2015		646.7
Primer Racimo	PR	06/05/2015		681.5
9 Hojas	V9	10/05/2015		731.2
10 Hojas	V10	13/05/2015		763.5
11 Hojas	V11	16/05/2015		796.7
Segundo Racimo	SR	20/05/2015		841.8
12 Hojas	V12	24/05/2015		886.6
13 hojas	13	27/05/2015		933.2
14 Hojas	14	30/05/2016		950.9
Tercer Racimo	TR	31/05/2015		958.8
15 Hojas	V15	02/06/2015		979.1
16 Hojas	V16	05/06/2015		1010.4
17 Hojas	V17	08/06/2015		1043.8
Cuarto Racimo	CR	09/06/2015		1054.5
18 Hojas	V18	11/06/2015		1080.7
19 Hojas	V19	14/06/2014		1113.0
20 Hojas	V29	17/06/2015		1146.9
Quinto Racimo	QR	18/06/2015		1156.4
21 Hojas	V21	21/06/2015		1184.0
22 Hojas	V22	23/06/2015		1205.7
23 Hojas	V23	25/06/2015		1222.0
Sexto Racimo	SR	27/06/2015		1240.5
24 Hojas	V24	29/06/2015		1259.7

25 Hojas	V25	30/06/2015		1268.3
26 Hojas	V26	03/07/2015		1293.3
Séptimo Racimo	SR	04/07/2015		1301.3
27 Hojas	V27	07/07/2015	Inicio maduración de	1326.9
28 Hojas	V28	10/07/2015		1350.2
29 Hojas	V29	13/07/2015		1376.1
Octavo Racimo	OR	16/07/2015		1405.7
30 Hojas	V30	19/07/2015		1430.6
31 Hojas	V31	21/07/2015		1462.7
32 Hojas	V32	23/07/2015	1ra cosecha	1498.3
Noveno Racimo	NR	27/07/2015		1498.3
33 Hojas	V34	30/07/2015	2da cosecha	1527.2
34 Hojas	V35	02/08/2015		1551.1
35 Hojas	V36	05/08/2015	3ra cosecha	1574.9
Decimo Racimo	DR	08/06/2015		1601.1
Cuarta cosecha	CC	13/08/2015	4ta cosecha	1637.1
Quinta cosecha	QC	20/08/2015	5ta cosecha	1690.4
Sexta cosecha	SC	28/08/2015	6ta cosecha	1711.5
Séptima cosecha	SC	04/09/2015	7mo cosecha	1730.7
Octava cosecha	OC	11/09/2015	8vo cosecha	1741.8
Novena cosecha	NC	18/09/2015	9no cosecha	1759.8