



# **COLEGIO DE POSTGRADUADOS**

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS  
AGRÍCOLAS

**CAMPUS MONTECILLO**

POSTGRADO EN RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD  
**FISIOLOGÍA VEGETAL**

**RELACIONES ENTRE RADIACIÓN SOLAR, DESARROLLO Y  
CALIDAD DE CACTÁCEAS ORNAMENTALES**

**ANNA MAGALI SÁNCHEZ PÉREZ**

**T E S I S**

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL  
PARA OBTENER EL GRADO DE:

**MAESTRA EN CIENCIAS**

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO

2008

La presente tesis, titulada: **RELACIONES ENTRE RADIACIÓN SOLAR, DESARROLLO Y CALIDAD DE CACTÁCEAS ORNAMENTALES**, realizada por el alumno: Anna Magali Sánchez Pérez, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

## MAESTRA EN CIENCIAS

### RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD

#### FISIOLOGIA VEGETAL

#### CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO



Dr. Manuel Livera Muñoz

ASESOR



Dra. Adriana Delgado Alvarado

ASESOR



Dr. José Alfredo Carrillo Salazar

Montecillo, Texcoco, Estado de México, noviembre de 2008

# RELACIONES ENTRE RADIACION SOLAR, CRECIMIENTO Y DESARROLLO DE CACTÁCEAS ORNAMENTALES

Anna Magali Sánchez Pérez, M. C.

Colegio de Postgraduados, 2008

Las cactáceas tienen flores y características morfológicas atractivas que las hacen plantas ornamentales muy apreciadas; se utilizan principalmente como ornato en exteriores pero algunas también se pueden utilizar como plantas de interior; sin embargo, en interiores hay bajos niveles de radiación fotosintéticamente activa (RFA), lo que influye en su crecimiento, desarrollo y vida útil. En México hay poca investigación sobre el tema, por lo que el objetivo de esta investigación fue analizar el efecto de diferentes niveles de RFA en el crecimiento, periodo de floración y contenido de pigmentos (clorofila “a”, “b”, carotenoides y betalaínas) en cuatro especies y analizar su capacidad de adaptación a bajos niveles de RFA. Las especies fueron *Rebutia muscula*, *Echinopsis chamaecereus* “aurea”, *Copiapoa tenuíssima* y *Rebutia heliosa*, injertadas sobre *Hylocereus undatus*, y dos niveles de RFA, con sombra, (80 % de reducción de la RFA incidente) y sin sombra. El experimento se realizó en un invernadero con cubierta de vidrio, utilizando un diseño experimental completamente al azar con siete repeticiones. La unidad experimental fue una planta en maceta de 10 cm de diámetro. A los seis meses se encontró que *Rebutia heliosa* solo produjo flores con 80% de sombra; *Echinopsis chamaecereus* “aurea” y *Copiapoa tenuíssima* tuvieron mayor número de brotes (15 y 9, respectivamente) en plantas sin sombra; *Rebutia muscula* se adaptó mejor a las condiciones de sombra presentando flores continuamente y mayor incremento de altura (4 cm) con respecto a las demás especies, pero menor número de brotes (6). La concentración de clorofila total en el tallo de *Echinopsis chamaecereus* “aurea” y *Copiapoa tenuíssima* disminuyó de 0.009 a 0.002 y de 0.07 a 0.04 mg·g<sup>-1</sup>, respectivamente, mientras que en *Rebutia heliosa* y *Rebutia muscula* se mantuvo en el intervalo de 0.08 a 0.2 mg·g<sup>-1</sup>. La concentración de carotenos en *Echinopsis chamaecereus* “aurea” aumentó de 0.01 a 0.07 mg·g<sup>-1</sup>, mientras que las betalaínas en *Copiapoa tenuíssima* disminuyeron de 0.007 a 0.003 mg·g<sup>-1</sup>.

**Palabras clave:** Floración, sombreo, pigmentos, *Copiapoa tenuíssima*, *Echinopsis chamaecereus* “aurea”, *Rebutia heliosa*, *Rebutia muscula*.

# RELATIONS BETWEEN SOLAR RADIATION, GROWTH AND DEVELOPMENT OF ORNAMENTAL CACTI

Anna Magali Sánchez Pérez, M. C.

Colegio de Postgraduados, 2008

Cacti have flowers and morphological characteristics that make them attractive and appreciated as ornamental plants mainly used outdoors, but some can be used indoors. In the latter condition low photosynthetically active radiation (PAR) levels prevail and this can affect plant growth, development and longevity. In Mexico there is little research on this subject; therefore, the objective of this investigation was to analyze the effect of different PAR levels on growth, flowering period and pigment (**chlorophyll "a" and "b"**, carotenes and betalains) content in four ornamental cacti, and analyze their adaptive capacity to low PAR levels. The species were *Rebutia muscula*, *Echinopsis chamaecereus* "aurea," *Copiapoa tenuíssima* and *Rebutia heliosa*, grafted on *Hylocereus undatus*, and two solar radiation levels, with shade (80% reduction of the incident PAR) and without shade. The experiment was conducted in a glasshouse, using a completely randomized experimental design. The experimental unit was a plant in a 10 cm diameter pot. After six months it was found that *Rebutia heliosa* only had flowers under shading; *Echinopsis chamaecereus* "aurea" and *Copiapoa tenuíssima* had an increased number of offshoots (15 and 9, respectively) without shade; *Rebutia muscula* showed better adaptation to shade, having flowers continuously and the better height increase (4 cm), but less offshoots (6). The concentration of total chlorophyll in the stem of *Echinopsis chamaecereus* "aurea" and *Copiapoa tenuíssima* decreased from 0.009 to 0.002 and from 0.07 to 0.04 mg·g<sup>-1</sup>, respectively; in *Rebutia heliosa* and *Rebutia muscula* this concentration varied in a range from 0.08 to 0.2 mg·g<sup>-1</sup>. The concentration of carotenes in *Echinopsis chamaecereus* "aurea" increased (from 0.01 to 0.07 mg·g<sup>-1</sup>), and betalains in *Copiapoa tenuíssima* decreased from 0.007 to 0.003 mg·g<sup>-1</sup>.

**Key words:** Flowering, shading, pigments, *Copiapoa tenuíssima*, *Echinopsis chamaecereus aurea*, *Rebutia heliosa*, *Rebutia muscula*.

## **AGRADECIMIENTOS**

A Dios por permitirme llegar a este momento tan importante en mi vida.

A todos los mexicanos, que a través del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), por el apoyo económico para la realización mis estudios, gracias.

Al Colegio de Postgraduados (CP), por darme la oportunidad de crecer profesionalmente y brindarme la educación y los conocimientos necesarios para alcanzar una de mis metas en la vida.

Al Dr. Manuel Livera Muñoz por su acertada dirección de esta investigación, su apoyo, sugerencias, aportaciones, tiempo, dedicación e invaluable asesoría en el desarrollo y escritura del presente trabajo.

A la Dra. Adriana Delgado Alvarado por su confianza, consejos, asesoría y su tiempo incondicional. Gracias por haber compartido sus conocimientos conmigo y darme acertadas aportaciones y sugerencias para la realización y escritura del presente trabajo.

Al Dr. José Alfredo Carrillo Salazar por su valiosa colaboración y disponibilidad, además de sus acertados comentarios, paciencia e importantes aportaciones para la realización y escritura del presente trabajo.

Amis Tíos: Miguel Ángel y Rosi, por todo el apoyo, confianza y motivación que me brindaron desinteresadamente para seguir creciendo como persona y profesional.

A mis compañeros con quienes aprendí y compartí conocimiento y momentos inolvidables, por su incondicional amistad y cariño sincero, muchas Gracias “Flores Hernández”, “Leonel Domínguez” y en especial a “Eloy Canales” por su apoyo brindado en las fases de campo y laboratorio. Ustedes me hicieron la estancia más agradable.

A todos ustedes **“Gracias”**

## **DEDICATORIA**

A mi madre “María Margarita Pérez Torres” por todo el apoyo que me brindo siempre, los valores y el ejemplo que me dio de salir adelante ante cualquier obstáculo. Gracias por su cariño y estar presente en mi vida a pesar de la distancia.

A mi papá “Othón Pedro Sánchez Bolaños” por creer y confiar en mi, pero sobre todo por sus valiosos consejos, que me han ayudado a alcanzar cada una de mis metas y luchar por realizar mis sueños. Gracias por no perder la Fe en mí.

A mis hermanos Antonio René y María Isabel Sánchez Pérez que forman parte importante de mi vida, por todos los momentos agradables que hemos pasado juntos a pesar de las diferencias, en especial a ti hermanita por apoyarme en todo momento este logro también es tuyo.

A ti Bene por llegar a iluminar mi vida y darme nuevas esperanzas, por estar a mi lado en cada momento bueno o malo y ser mi Ángel de la guardia. A cada uno de los Peques por cuidarme y estar al pendiente de mí, porque sin su presencia mi vida sería muy triste, este logro se los debo a ustedes.

A los Tíos por brindarme su apoyo y consejos en su momento, que me han sido de mucha ayuda y por que los llevo presente en mi vida.

A mis primos: Sam, Miguelito, David, Yocelin, Ivan, Erik y Mitzi que apenas comienzan en este camino del estudio les ofrezco este logro, para motivarlos a seguir adelante en sus estudios y en un futuro lleguen a ser grandes profesionistas y seres humanos de bien.

A mi gran y verdadero amigo José Guadalupe Librado Cruz, porque siempre estas a mi lado para apoyarme, escucharme y darme esos consejos y palabras de aliento. Gracias por tu invaluable amistad.

## CONTENIDO

	Página
<b>I. INTRODUCCIÓN</b> .....	1
1.1. Objetivo.....	3
1.2. Hipótesis.....	3
<b>II. REVISIÓN DE LITERATURA</b> .....	4
2.1. Cactáceas.....	4
2.1.1. Características Generales.....	4
2.1.2. Los pigmentos en las Cactáceas.....	5
2.1.3. Propagación.....	5
2.1.4. Requerimientos climáticos.....	6
2.1.5. Usos de las cactáceas.....	7
2.1.6. Descripción de las especies estudiadas en la presente investigación.....	8
2.1.6.1. <i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea”.....	8
2.1.6.2. <i>Rebutia muscula</i> .....	8
2.1.6.3. <i>Copiapoa tenuíssima</i> .....	9
2.1.6.4. <i>Rebutia heliosa</i> .....	10
2.2. Producción de plantas ornamentales.....	10
2.2.1. Parámetros de medición de calidad.....	10
2.2.2. Factores que afectan la calidad ornamental.....	11
2.3. Radiación solar.....	11
2.3.1. Radiación recibida por la tierra.....	13
2.3.2. Importancia de la Radiación solar.....	15
2.3.3. Condiciones de baja iluminación.....	16
2.3.4. Condiciones de alta iluminación.....	16
2.3.5. Diferencia entre hojas de sol y sombra.....	16
2.3.6. La radiación solar y la fotosíntesis.....	17
2.3.7. Efecto de la radiación solar en el crecimiento y desarrollo.....	18
2.3.8. Invernadero.....	20
2.3.8.1. Radiación solar en el interior del invernadero.....	20
2.3.9. Requerimiento de radiación para plantas de interior.....	21
2.3.10. Absorción y destino de la energía lumínica.....	21



3.6.4.2. Separación e identificación de pigmentos por cromatografía en capa fina.....	40
3.6.5. Imágenes digitales.....	43
3.6.5.1. Cambios en color.....	44
<b>IV.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....</b>	<b>45</b>
4.1. Variables ambientales.....	45
4.1.1. Radiación Fotosintéticamente Activa.....	45
4.1.2. Temperatura y Humedad relativa.....	49
4.2. Variables de crecimiento.....	53
4.2.1. Número de brotes.....	53
4.2.2. Altura.....	55
4.3. Variables de desarrollo.....	58
4.3.1. Periodo de floración por especie.....	58
4.3.2. Periodo de emisión de botones florales.....	60
4.4. Variables Bioquímicas.....	62
4.4.1. Cuantificación de pigmentos.....	62
4.4.1.1. Concentración de pigmentos en el tallo principal.....	62
4.4.1.1.1. Contenido de clorofila “a”.....	62
4.4.1.1.2. Contenido de clorofila “b”.....	64
4.4.1.1.3. Clorofila total.....	65
4.4.1.1.4. Carotenos.....	66
4.4.1.1.5. Betalaínas.....	68
4.4.1.2. Concentración de pigmentos en los brotes laterales.....	68
4.4.1.2.1. Clorofila “a”.....	68
4.4.1.2.2. Clorofila “b”.....	69
4.4.1.2.3. Clorofila total.....	71
4.4.1.2.4. Carotenos.....	72
4.4.1.2.5. Betalaínas.....	74
4.4.2. Resumen del comportamiento de los pigmentos.....	74
4.4.3. Separación de pigmentos en Cromatografía en capa fina.....	77
4.5. Imágenes digitales.....	85
4.5.1. Cambio de color.....	85
4.5.1.1. Espacio de color L a b.....	85
4.5.1.2. Espacio de color HSI.....	91
4.6. Discusión general.....	97
<b>V. CONCLUSIONES.....</b>	<b>98</b>
<b>VI. LITERATURA CITADA.....</b>	<b>100</b>

**LISTA DE CUADROS Y FIGURAS**  
**Cuadros en el texto**

		Página
<b>Cuadro 2.1</b>	Pigmentos de flores y frutos de diversos géneros de Cactáceas.....	6
<b>Cuadro 2.2</b>	Unidades para medir radiación.....	12
<b>Cuadro 2.3</b>	Radiación de interés principal en la biología.....	14
<b>Cuadro 2.4</b>	Respuestas de la plantas a condiciones de sombra.....	21
<b>Cuadro 2.5</b>	Diferencias en las características entre hojas aclimatadas en sol y sombra.....	27
<b>Cuadro 3.1</b>	Descripción de las mezclas utilizadas como sustratos.....	33
<b>Cuadro 3.2</b>	Descripción de tratamientos.....	35
<b>Cuadro 3.3</b>	Absorbancias utilizadas de acuerdo a los solventes.....	39
<b>Cuadro 3.4</b>	Formulas utilizadas para determinar el contenido de los pigmento.....	39
<b>Cuadro 3.5</b>	Descripción de los solventes utilizados en la cromatografía en capa fina de <i>Copiapoa tenuíssima</i> .....	42
<b>Cuadro 4.1.</b>	Medias de cuadrados mínimos del número de brotes en los 10 tratamientos.....	54
<b>Cuadro 4.2.</b>	Efecto del nivel de radiación en el crecimiento de los brotes laterales, en cuatro especies de cactáceas ornamentales.....	56
<b>Cuadro 4.3.</b>	Medias de cuadrados mínimos para la variable de incremento en altura en los 10 tratamientos.....	57
<b>Cuadro 4.4.</b>	Periodo de floración por especie.....	58

<b>Cuadro 4.5.</b>	Promedio de número de flores durante el periodo evaluado en los 10 tratamientos.....	59
<b>Cuadro 4.6.</b>	Periodo de emisión de botones florales.....	60
<b>Cuadro 4.7.</b>	Imágenes de cada especie en estado de floración.....	61
<b>Cuadro 4.8.</b>	Medias de cuadrados mínimos para la concentración de clorofilas, en el tallo principal en los 10 tratamientos.....	63
<b>Cuadro 4.9.</b>	Medias de cuadrados mínimos para la concentración de carotenos y betalaínas, en el tallo principal en los 10 tratamientos.....	67
<b>Cuadro 4.10.</b>	Medias de cuadrados mínimos para la concentración de los pigmentos, en los brotes secundarios en los 6 tratamientos.....	70
<b>Cuadro 4.11.</b>	Medias de cuadrados mínimos para la concentración de los pigmentos, en los brotes secundarios en los 6 tratamientos.....	73
<b>Cuadro 4.12.</b>	Principales picos de absorción (nm) de los pigmentos encontrado.....	81
<b>Cuadro 4.13.</b>	Resultados de la cromatografía de capa fina y posibles pigmentos encontrados en la especie <i>Copiapoa tenuíssima</i> . Montecillo, México, 2006.....	82
<b>Cuadro 4.14.</b>	Resultados de la cromatografía de capa fina y posibles pigmentos encontrados en la especie <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea", Montecillo, México, 2006.....	83
<b>Cuadro 4.15.</b>	Resultados de la cromatografía de capa fina y posibles pigmentos encontrados en la especie <i>Rebutia muscula</i> . Montecillo, México, 2006.....	84
<b>Cuadro 4.16.</b>	Resultados de la cromatografía de capa fina y posibles pigmentos encontrados en la especie <i>Rebutia heliosa</i> . Montecillo, México, 2006.....	84

<b>Cuadro 4.17.</b>	Porcentaje de clasificación correcta de píxeles que pertenecen a tallos y fondo de imágenes digitales de cinco especies de cactáceas con un clasificador creado con redes neuronales artificiales, en donde las variables de entrada fueron los canales del modelo de color RGB.....	85
<b>Cuadro 4.18.</b>	Medias de cuadrados mínimos por tratamiento, de los canales del espacio de color CIE-Lab obtenidos de imágenes de tallos de cactáceas tomadas en el plano horizontal y vertical.....	88
<b>Cuadro 4.19.</b>	Medias de cuadrados mínimos por tratamiento, del canal H (Hue) del espacio de color HSI obtenidos de imágenes de tallos de cactáceas tomadas en el plano horizontal y vertical.....	92
<b>Cuadro 4.20.</b>	Efecto del nivel de radiación solar en las espinas de cinco cactáceas ornamentales durante un experimento en Motecillo, México. 2006.....	96

## Figuras en el texto

		Página
<b>Figura 2.1</b>	Espacio de color HSI.....	31
<b>Figura 2.2</b>	Espacio de color L • a • b.....	32
<b>Figura 2.3</b>	Cubo del espacio de color RGB.....	32
<b>Figura 3.1</b>	Diferentes especies de cactáceas injertadas sobre <i>Hylocereus undatus</i> p A) <i>Rebutia muscula</i> , B) <i>Echinopsis chamaecereus</i> , C) <i>Copiapoa tenuissima</i> , D) <i>Rebutia heliosa</i> y E) <i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea”.....	34
<b>Figura 3.2</b>	Toma de muestra del tejido fresco.....	39
<b>Figura 3.3</b>	Descripción del procedimiento para la extracción de betalaínas y betaxantinas.....	43
<b>Figura 4.1</b>	Promedio de cuatro mediciones para tres diferentes horas de un solo día, de Radiación fotosintéticamente activa (RFA; $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) en el exterior e interior del invernadero y en el exterior del invernadero con sombra, Montecillo, México, para seis meses del 2006.....	47
<b>Figura 4.2</b>	Promedio de cuatro mediciones para tres diferentes horas de un solo día, de Radiación fotosintéticamente activa (RFA; $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) en el interior de las casetas con malla sombra y dentro del invernadero, Montecillos, México, para seis meses del 2006.....	48
<b>Figura 4.3</b>	Temperatura de un solo día en diferentes horas en el interior del invernadero y las casetas con malla sombra, Montecillos, México, para seis meses del 2006.....	50

<b>Figura 4.4</b>	Porcentaje de humedad relativa de un solo día en diferentes horas en el interior del invernadero y las casetas con malla sombra, Montecillos, México, para seis meses del 2006.....	52
<b>Figura 4.5</b>	Incremento en el número de brotes de cinco especies de cactáceas ornamentales. Montecillo, México, 2006.....	54
<b>Figura 4.6</b>	Altura en los tallos de cinco especies de cactáceas ornamentales sin sombreado a través del tiempo. Montecillo, México, 2006.....	57
<b>Figura 4.7</b>	Efecto del nivel de radiación y especies sobre el contenido de clorofila “a” del tallo principal, Montecillos, México, 2006. Cs= con 80 % de sombra.....	63
<b>Figura 4.8</b>	Efecto del nivel de radiación y especies sobre el contenido de clorofila “b” del tallo principal, Montecillos, México, 2006. Cs= con 80 % de sombra.....	64
<b>Figura 4.9</b>	Efecto del nivel de radiación y especies sobre el contenido de clorofila total del tallo principal, Montecillos, México, 2006. Cs= con 80 % de sombra.....	66
<b>Figura 4.10</b>	Efecto del nivel de radiación y especies sobre el contenido de carotenos del tallo principal, Montecillos, México, 2006. Cs= con 80 % de sombra.....	67
<b>Figura 4.11</b>	Efecto de los tratamientos con y sin sombra sobre el contenido de betalaínas, del tallo principal de <i>Copiapoa tenuíssima</i> , Montecillos, México, 2006. Cs= con 80 % de sombra.....	68
<b>Figura 4.12</b>	Efecto del nivel de radiación y especies sobre el contenido de clorofila “a” brotes laterales, Montecillos, México, 2006. Cs= con 80 % de sombra.....	69

<b>Figura 4.13</b>	Efecto del nivel de radiación y especies sobre el contenido de clorofila “b” brotes laterales, Montecillos, México, 2006. Cs= con 80 % de sombra.....	71
<b>Figura 4.14</b>	Efecto del nivel de radiación y especies sobre el contenido de clorofila total de brotes laterales, Montecillos, México, 2006. Cs= con 80 % de sombra.....	72
<b>Figura 4.15</b>	Efecto del nivel de radiación y especies sobre el contenido de carotenos en brotes laterales, Montecillos, México, 2006. Cs= con 80 % de sombra.....	73
<b>Figura 4.16</b>	Efecto de los tratamientos con y sin sombra sobre el contenido de betalaínas, en brotes laterales de <i>Copiapoa tenuíssima</i> , Montecillos, México, 2006. Cs= con 80 % de sombra.....	74
<b>Figura 4.17</b>	Cromatografía de capa fina en la especie <i>Copiapoa tenuíssima</i> para betalaínas (a) y clorofilas (b), <i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea” (e), <i>Rebutia muscula</i> (c) y <i>Rebutia heliosa</i> (d).....	79
<b>Figura 4.18</b>	Espectro de absorción para betalaínas y betaxantinas. Donde A muestra los dos picos de absorción uno a los 537 nm (betacianinas) y el otro alrededor de los 480 (betaxantinas), B muestra la fracción del pigmento rojo (betalaínas) y el espectro C se refiere al pigmento amarillo (betaxantinas).....	79
<b>Figura 4.19</b>	Espectro de absorcion para clorofila a y b.....	80
<b>Figura 4.20</b>	Espectro de absorcion para $\beta$ - caroteno.....	80
<b>Figura 4.21</b>	Promedios del canal “L” del espacio de color CIE-Lab de tallos de cinco especies de cactáceas ornamental sin sombreado, obtenidos de imágenes digitales en el plano vertical. Montecillo, México, 2006.....	87

<b>Figura 4.22</b>	Efecto de los tratamientos con sombra y sin sombra en el valor de “a” del espacio de color CIE-Lab de imágenes de tallos de <i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea” obtenidas en el plano vertical. Montecillo, México. 2006.....	87
<b>Figura 4.23</b>	Efecto de los tratamientos con sombra y sin sombra en el valor de “a” del espacio de color CIE-Lab de imágenes de tallos de <i>Rebutia heliosa</i> obtenidas en el plano vertical. Montecillo, México. 2006.....	89
<b>Figura 4.24</b>	Efecto de los tratamientos con sombra y sin sombra en el valor de “a” del espacio de color CIE-Lab, de imágenes de tallos de un mes de edad de <i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea”, obtenidas en el plano vertical. Montecillo, México. 2006.....	89
<b>Figura 4.25</b>	Comparación del valor de “a” del espacio de color L a b, de imágenes digitales en el plano vertical de cinco cactáceas ornamentales sin sombreado. Montecillo, México. 2006.....	90
<b>Figura 4.26</b>	Promedios del canal “b” del espacio de color CIE-Lab, de tallos de cinco especies de cactáceas ornamentales sin sombreado, obtenidos de imágenes digitales en el plano vertical. Montecillo, México. 2006.....	91
<b>Figura 4.27</b>	Promedios del canal H (Hue) del espacio de color HSI de tallos de cinco especies de cactáceas ornamentales sin sombreado, obtenidos de imágenes digitales en el plano vertical. Montecillo, México. 2006.....	92
<b>Figura 4.28</b>	Efecto de los tratamientos con sombra y sin sombra en el valor de “Hue” del espacio de color HSI de imágenes de tallos de <i>Rebutia heliosa</i> obtenidas en el plano horizontal. Montecillo, México. 2006.....	93

<b>Figura 4.29</b>	Efecto de los tratamientos con sombra y sin sombra en el valor de “Hue” del espacio de color HSI de imágenes de tallos de <i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea” obtenidas en el plano vertical. Montecillo, México. 2006.....	94
<b>Figura 4.30</b>	Efecto de los tratamientos con sombra y sin sombra en el valor de “Hue” del espacio de color HSI de imágenes de tallos de <i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea” (1 mes), obtenidas en el plano vertical. Montecillo, México. 2006.....	94

## Cuadros en el apéndice

<b>Cuadro A-1</b>	Nivel de significancia (probabilidad) para especies y nivel de radiación con respecto a las variables de crecimiento y desarrollo.....	110
<b>Cuadro A-2</b>	Medias de los cuadrados mínimos para las variables de crecimiento y desarrollo en las cinco especies estudiadas.....	110
<b>Cuadro A-3</b>	Nivel de significancia (probabilidad) para especies y nivel de radiación con respecto a la concentración de pigmentos del tallo principal.....	110
<b>Cuadro A-4</b>	Medias de los cuadrados mínimos para las concentraciones de pigmentos en el tallo principal de las cinco especies estudiadas.....	111
<b>Cuadro A-5</b>	Nivel de significancia (probabilidad) para especies y nivel de radiación con respecto a la concentración de pigmentos de los brotes secundarios.....	111
<b>Cuadro A-6</b>	Medias de los cuadrados mínimos para las concentraciones de pigmentos en los brotes secundarios de tres especies estudiadas. ....	112
<b>Cuadro A-7</b>	Nivel de significancia ( $P > F$ ) para los canales de los espacios de color Lab y Hue (HSI) en el plano horizontal y vertical.....	112
<b>Cuadro A-8</b>	Medias de los cuadrados mínimos para el espacio de color L a b, de las cinco especies estudiadas.....	113
<b>Cuadro A-9</b>	Medias de los cuadrados mínimos para el valor de Hue (H) del espacio de color H S I, de las cinco especies estudiadas.....	113

## I. INTRODUCCIÓN

La familia *Cactaceae* está integrada por 1815 especies de origen americano y una de origen africano, aunque algunas están consideradas como especies provisionalmente (Hunt, 2006). Se considera que en México existen 913 taxones entre especies (669) y subespecies (244) agrupadas en 63 géneros; de éstos, 25 géneros, 518 especies y 206 subespecies son endémicos para México (Guzmán *et al.*, 2007). Estas plantas son de las más representativas de la flora mexicana, con gran importancia económica y social desde tiempos prehispánicos. Entre sus usos más importantes se encuentran los siguientes: alimenticio, medicinal, artístico, religioso, místico, ornamental y en la cosmetología (Bravo y Sheinvar, 1999; Nobel, 1998). La mayoría de las especies están adaptadas a climas áridos y semiáridos, pero cerca del 7% de las especies son epifitas y se encuentran en ambientes más húmedos (Gibson y Nobel, 1986).

Estas plantas han desarrollado adaptaciones para enfrentar las condiciones climáticas y la falta de agua. Una de éstas es la areola, estructura característica de las cactáceas, que morfológicamente corresponde a una yema axilar (Terrazas y Mauseth, 2002), donde se originan las flores, tallos secundarios, espinas, gloquídeos y tricomas (Gibson y Nobel, 1986). Las espinas tienen diversos tamaños; por ejemplo en *Opuntia violácea var. macrocentra* pueden tener 17 cm de largo, mientras que en *Rhipsalis baccifera* no se notan y en otras especies se modifican de diferente forma; pueden tener diferentes colores y formas y ser delgadas, torcidas y suaves (*Espostoa lanata*); o suaves y con proyecciones laterales (tricomas) muy finas como ocurre en una pluma (*Mammillaria plumosa*) (Gibson y Nobel, 1986). Estas características junto con variaciones en tamaño (de unos cuantos cm a varios metros de altura), forma (columnar, globosa, etc.), flores atractivas y mantenimiento no complicado, hacen que estas plantas tengan alto valor ornamental.

El uso de estas plantas como ornamento ha aumentado en los últimos años (Corona y Chimal, 2006) y la recolección de material silvestre para su venta o para coleccionarlas ha sido la principal causa del deterioro de su diversidad y las empresas que existen en países europeos, asiáticos y de Norteamérica que

comercializan millones de plantas cada año, se abastecieron de germoplasma silvestre en el pasado y lo siguen haciendo en el presente (Bravo, 1978; Bravo y Sheinvar, 1999; Boyle y Anderson, 2002). Otros factores también contribuyen a la pérdida de diversidad, como la destrucción del hábitat, cambio del uso del suelo, etc., y se estima que el 35 % de las especies de la familia se encuentran amenazadas de extinción (Boyle y Anderson, 2002). En México hay 257 especies en diferentes categorías de riesgo de extinción, por lo que en la Norma Oficial Mexicana (NOM-059-ECOL-2001), se establecen las especificaciones para la protección de 257 especies en diferentes categorías de riesgo.

En general las cactáceas son de crecimiento lento y necesitan un tiempo relativamente largo para florecer (Gibson y Nobel, 1986), pero se pueden injertar sobre una especie de la misma familia de crecimiento rápido para acelerar el crecimiento y desarrollo y hacerlas más atractivas; también se utiliza el injerto o microinjerto para mantener y reproducir mutantes sin clorofila (aclorofílicos) que son de los más comercializados en el mundo porque su comercio no tiene restricciones (Livera *et al.*, 2004).

Los cactus se utilizan principalmente como plantas ornamentales de exterior, sin embargo también se pueden utilizar como plantas de interior y este uso es cada vez mayor (Livera *et al.*, 2004). Sin embargo hay que considerar que las características de la planta se modifican al cambiar el ambiente, ya que, por ejemplo, el tamaño de las espinas es afectado por nutrición y condiciones ambientales (Gibson y Nobel, 1986). El interior de una casa habitación se caracteriza por tener bajos niveles de radiación y de humedad del aire, lo que podría modificar el crecimiento y desarrollo, así como el contenido de clorofilas y otros pigmentos, debido a que en el caso de cactáceas, baja luminosidad acorta el periodo de floración y afecta el crecimiento (Inglese y Brutsch, 1997; Ho *et al.*, 1995; Manthia *et al.*, 1997); sin embargo, los excesos de luz pueden desintegrar la clorofila (Lambers *et al.*, 1998) produciendo clorosis en algunas plantas (Salunkhe *et al.*, 1990). También la relación de clorofila “a” y “b” está relacionada con los niveles de radiación durante el crecimiento (Simpson *et al.*, 1976), pudiendo suceder que con la disminución de clorofila, otros

pigmentos aumenten o disminuyan, como los carotenos, antocianinas y betalaínas (Pantastico, 1979).

Cuatro especies que no tienen espinas agresivas que penetren la piel, atractivas por el color de su tallo, tamaño y otras características, que tienen amplias posibilidades de uso como plantas de interior son: *Echinopsis chamaecereus* "aurea", que se caracteriza por tener tallos enlazados y enanos, con pocas costillas, cubiertos por espinas pequeñas y dispersas (Rowley, 1978) de color amarillo intenso o verde; sus flores son solitarias, en forma de embudo, de color rojo y nacen en las areolas laterales viejas (Britton y Rose, 1963). *Rebutia muscula*, son plantas globulares, pequeñas y forman racimos grandes; sus flores son de color naranja y se producen en las areolas basales de los tallos (Faucon, 2001). *Copiapoa tenuíssima*, son plantas semiesféricas y tienden a crecer en columna; su ápice es hundido y provisto de fieltro blanquecino, sus costillas se van siguiendo una espiral, poseen areolas con abundante fieltro y provistas de espinas finas; las flores crecen en el ápice lanoso de la planta y son de color amarillo claro (Taylor, 1980; Hoxey, 2004). Una característica de esta especie es el color oscuro de su epidermis (Hoxey, 2004; Faucon, 2001). *Rebutia heliosa*, son plantas globosas o de cilindro corto, sin costillas, sus flores son de color rojo o anaranjado que surgen en viejos tubérculos, en la base o bien aun lado de la planta (Britton y Rose, 1963). Los cambios que ocurren en los cactus cuando crecen en un ambiente de interior podrían considerarse indeseables, pero también podrían aumentar el valor ornamental. Por ello, este estudio tiene el siguiente objetivo e hipótesis:

### **1.1. Objetivo**

Analizar el efecto de diferentes niveles de radiación solar en el crecimiento, periodo de floración y contenido de pigmentos en las especies descritas anteriormente y analizar su capacidad de adaptación a bajos niveles de radiación solar.

### **1.2. Hipótesis**

Bajos niveles de radiación inducen cambios morfológicos y de coloración del tallo en cactáceas de valor ornamental.

## II. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1. Cactáceas

La familia de las cactáceas comprende 124 géneros y 1,815 especies endémicas de América (Hunt, 2006), distribuidas principalmente en zonas áridas y semiáridas, y algunas crecen en las zonas subtropicales y tropicales húmedas como epífitas. (Bravo y Sheinvar, 1999).

Se estima que en México se distribuyen 65 géneros y 600 especies, siendo uno de los países con mayor diversidad de cactáceas y que tiene un elevado índice de endemismo, ya que numerosas entidades taxonómicas son autóctonas (Bravo y Sheinvar, 1999; Bravo, 1978).

La familia Cactaceae comprende cuatro subfamilias: *Pereskioideae*, *Opuntioideae*, *Cactoideae* y *Maihueinoideae* (Wallace y Gibson 2002; Hunt, 2006). La primera tiene 20 especies, todas con hojas prominentes; la segunda tiene de 200 a 250, la tercera es la más grande y esencialmente sin hojas, incluye 1300 especies (Nobel, 1998) y la cuarta tiene solo dos (Hunt, 2006).

#### 2.1.1. Características Generales

Las características típicas de una cactácea son un tallo suculento perenne fotosintético, con espinas que se producen en yemas axilares modificadas denominadas areolas; flores con muchas partes del perianto separadas, con estambres numerosos y un ovario ínfero con óvulos con placentación parietal. El fruto es una baya con muchas semillas, con frecuencia jugoso, pero en algunos taxa el fruto es seco o dehiscente cuando está maduro. Sin embargo, existen formas excepcionales, como plantas sin espinas y cactus primitivos con hojas (*Pereskia*) o con ovario súpero (*Pereskia sacharosa*) (Wallace y Gibson 2002; Gibson y Nobel 1986; Bravo, 1978).

En la areola la división celular puede producir brotes vegetativos, flores, espinas, cerdas, gloquídeas y lana (Nobel, 1998 y Bravo, 1978).

Las espinas tienen un papel adaptativo importante; protegen al tallo de la radiación solar), de depredadores, de temperaturas extremas y también pueden actuar como órganos absorbentes de agua (Nobel, 1998; Nobel, 1983). Las espinas en las cactáceas son diferentes de acuerdo al género o especie y se pueden clasificar por su forma, color, grosor, textura, tamaño y su ubicación en la areola. Las formas más comunes de las espinas son las siguientes: setosa, acicular, tubulada, cónica, cilíndrica, aplanada, recta, curva, retorcida, ganchuda y plumosa (Bravo, 1978).

### **2.1.2. Los pigmentos en las Cactáceas**

El principal pigmento de las cactáceas es la clorofila, que interviene en el proceso fotosintético y que se concentra en el parénquima clorofiliano debajo de la epidermis de los tallos, en los cloroplastos (Bravo, 1978). Otros pigmentos son los carotenos y xantofilas, donde el  $\beta$ -caroteno es el principal constituyente carotenoide que se encuentra junto a la clorofila en el cloroplasto y la luteína es la xantofila más común que también se encuentra en los cloroplastos; en cuanto al grupo de los fenoles, las betacianinas que se encuentran en las flores y frutos de las cactáceas dan colores rojos y púrpuras, así como betaxantinas que dan colores amarillo y anaranjado. También se pueden presentar copigmentos como los glicósidos flavonoides. (Bravo, 1978). Algunos pigmentos encontrados en las cactáceas se muestran en el Cuadro 2.1.

### **2.1.3. Propagación**

Las cactáceas pueden propagarse por semilla; sin embargo, esta forma de propagación es lenta y en consecuencia poco utilizada comercialmente. En cambio es más común la propagación por esquejes y vástagos debido a que son técnicas fáciles de realizar. La propagación por injertos es una técnica que se emplea para acelerar el crecimiento de las especies y salvar plantas que han perdido su sistema radicular, principalmente las raras, vulnerables o amenazadas de extinción (Bravo y Sheinvar, 1999). En particular, las cactáceas deficientes de clorofila, se pueden propagar por injertación o por, cultivo de tejidos (Lassocinski, 1985).

La demanda de cactáceas injertadas ha ido en aumento en los últimos años como resultado del desarrollo de nuevos cultivares de colores brillantes y formas raras, así que se consideran como plantas ornamentales de interior más admiradas en el mundo (Jeong *et al.*, 2004).

**Cuadro 2.1.** Pigmentos de flores y frutos de diversos géneros de Cactáceas.

<b>Genero</b>	<b>Pigmentos</b>	<b>Autor</b>
<i>Ariocarpus</i>	Betacianinos y flavonoides	Reznick, 1957
<i>Cereus</i>	Betacianinos, betaxantina y flavonoides	Reznick, 1957
<i>Chamaerocereus</i>	Betacianinos, betaxantina y flavonoides	Reznick, 1957
<i>Cleistocereus</i>	Betacianinos, betaxantina y flavonoides	Reznick, 1957
<i>Hariota</i>	Betaxantinas y betacianinos	Reznick, 1955
<i>Hylocereus</i>	Betacianinos	_____, ____
<i>Lobivia</i>	Betacianinos, betaxantina y flavonoides	Reznick, 1957
<i>Mammillaria</i>	Betacianinos y flavonoides	_____, ____
<i>Monvillea</i>	Betaxantinas y betacianinos	Wyler <i>et</i> Dreiding, 1961
<i>Neoporteria</i>	Betacianinos, betaxantina y flavonoides	Reznick, 1957
<i>Nopalxochia</i>	Betacianinos	Reznick, 1957
<i>Notocactus</i>	Betaxantina y flavonoides	Reznick, 1957
<i>Opuntia</i>	Betacianinos, betaxantina, flavonoides y betaninas	Reznick, 1955 y 1957
<i>Parodia</i>	Betacianinos	Wyler <i>et</i> Dreiding, 1961
<i>Pereskia</i>	Betacianinos, flavonoles, ácido clorogénico	Reznick, 1955
<i>Rebutia</i>	Betacianinos, betaxantina y flavonol	Reznick, 1957
<i>Zygocactus</i>	Betacianinos, betaxantina y ácido caféico	Reznick, 1955

Fuente: Bravo, 1978.

#### **2.1.4. Requerimientos climáticos**

Las cactáceas, para cultivarse en interiores, se deben exponer a un ambiente donde circule el aire y donde la humedad atmosférica no sea intensa. Además, deben ser expuestas al aire libre al menos una vez al mes. Las cactáceas no se deben regar demasiado y tienen que tener un sustrato con buen drenaje para evitar daños por hongos y bacterias provocados por exceso de humedad (Bravo y Sheinvar, 1999).

La temperatura óptima para las cactáceas es 25 a 35 °C; deben ser protegidas de heladas y granizadas. Éstas requieren de radiación solar e inclusive de radiación ultravioleta (Bravo y Sheinvar, 1999).

#### **2.1.5. Usos de las cactáceas**

El uso de las cactáceas en México es muy variado y se remonta a épocas anteriores a la llegada de los españoles; se utilizan en la gastronomía, medicina, construcción, religión, cosmetología y como ornamento.

Diferentes especies de cactáceas tales como los nopales tuneros (*Opuntia Picus-indica*), pitahayas (*Hylocereus*), pitayas (*Stenocereus*), saguaro (*Carnegiea*), y los géneros *Echinocereus*, *Ferocactus* y *Mammillaria* producen frutos jugosos; otros frutos como los de las especies de la tribu *Pachycereceae* se usan para elaborar mermeladas y helados. También se consumen las yemas florales de varias biznagas, algunas veces fritas o hervidas. Algunas especies del género *Opuntia* tienen cladodios sin espinas que, sirven para alimentar el ganado o como verdura. Varias especies de cactus se utilizan como forraje para corte, incluyendo la biznaga del género *Ferocactus* y algunos cactus columnares como los del género *Platyopuntia* (Nobel, 1998; Bravo, 1978).

Algunas cactáceas se utilizan para construir cercas (*Marginatocereus marginatus*, *Opuntia* y diversos *Pereskiaopsis*), hacer anzuelos de pesca (espinas de *Mammillaria*), y como fibras para tejer o rellenar cojines o colchones (*Cephalocereus* o *Pilosocereus*). La madera, muy decorativa de algunas cactáceas, se emplea para fabricar muebles y armazones. También, algunas cactáceas son utilizadas como medicamento y en la religión (por sus efectos alucinógenos), como el peyote (Nobel, 1998; Bravo y Sheinvar, 1999; Bravo, 1978).

Actualmente, el uso más común de las cactáceas es como ornamentales, categoría que incluye alrededor de 300 especies. Sin embargo, la tecnología de producción no está desarrollada en México como en Bélgica, Inglaterra, Francia, Alemania, Italia,

Japón, Holanda, España y Estados Unidos (Nobel, 1998, Bravo y Sheinvar, 1999; Bravo, 1978; Corona y Chimal, 2006).

Su belleza como planta ornamental se debe a los colores llamativos de sus flores, sus formas extravagantes y color de tallos, también por la presencia de sus espinas en sus tallos, las cuales poseen diversas formas, colores y disposiciones, ofreciendo con ello los contrastes más variados y bellos. Existen más de 327 plantas de Cactáceas nativas de México, con potencial ornamental (Corona y Chimal, 2006; Piattelli, 1981).

## **2.1.6. Descripción de las especies estudiadas en la presente investigación**

### **2.1.6.1. *Echinopsis chamaecereus* “aurea”**

El género *Chamaecereus* pertenece a la subfamilia Cereoideae (Bravo, 1978), tribu Cereeae, subtribu Echinopsidinae; es de origen Sudamericano y se caracteriza por tener pocas costillas, tallos enlazados y enanos. Las flores de este género se caracterizan por ser diurnas y de color rojo pero en algunas especies son de color amarillo o blanco; éstas nacen en las areolas laterales viejas; las flores son solitarias en forma de embudo a campaniforme, de poco a muchos segmentos del perianto (Britton y Rose, 1963). El tubo del receptáculo es escasamente veloso, con escamas reducidas; son plantas que florecen fácilmente y los tallos están cubiertos por espinas pequeñas y dispersas (Rowley, 1978).

La temperatura mínima para el crecimiento de esta especie es de 10 °C, pero pueden soportar heladas por debajo de los -7 °C. La exposición directa al sol puede ser perjudicial para estos cactus. Los brotes de esta especie enraízan fácilmente en la tierra y deben regarse moderadamente en verano y nada en invierno (Faucon, 2001).

### **2.1.6.2. *Rebutia muscula***

Esta especie es originaria de Bolivia y se propaga por semilla. Se le conocen varios sinónimos, algunos de ellos son: *Aylosteria muscula*, *Rebutia nicolai*, *Cylindrorebutia nicolai*, *Rebutia permutata* y *Rebutia wessneriana* var. *Permutata*. La temperatura

mínima para el crecimiento de esta especie es de 8 °C. Esta especie se caracteriza por necesitar sombreado parcial para tener un desarrollo óptimo (Faucon, 2001).

Estos cactus son globulares, pequeños, forman racimos grandes y florecen fácilmente. Las flores relativamente grandes y de color naranja, se producen en las areolas basales de los tallos (Faucon, 2001).

### 2.1.6.3. ***Copiapoa tenuíssima***

Las plantas de esta especie son semiesféricas y tienden a crecer en columna a, menudo están provistas de múltiples cabezas debido a perturbaciones en el ápice de crecimiento; su ápice es hundido y provisto de fieltro blanquecino. Tienen una raíz larga y gruesa; sus costillas se van haciendo espiraladas y más notorias con la edad (13-16 años). Poseen areolas con abundante fieltro y provistas de espinas finas, aciculares, de 3 a 8 mm. de longitud, de color variable (del amarillento al negruzco), derechas o algo recurvadas; frecuentemente faltan las espinas centrales (Taylor, 1981; Hoxey, 2004). Las flores crecen en el ápice lanoso de la planta, de 2 a 2.5 cm. de largo; se mantienen durante varios días, pero se cierran durante la noche; son de color amarillo claro por dentro y café-rojizo con tonalidades violetas por fuera. El fruto es redondeado, de color verde a marrón; contiene semillas negras y brillantes. (Taylor, 1981; Hoxey, 2004). Una característica de esta especie es el color oscuro de su epidermis (Hoxey, 2004; Faucon, 2001).

Para su cultivo, se requiere regarlas moderadamente durante el verano pero el riego se debe suspender durante el invierno. La temperatura mínima para el crecimiento de esta especie es de 10 °C. Deben ser protegidas del calor excesivo. Además se recomienda exponerlas directamente al sol y sólo cubrirlas con sombra parcial durante el verano. Su propagación es por semilla o brotes, en donde el crecimiento es lento debido a que desarrollan una raíz tuberosa. En la actualidad es común propagarlas por injerto (Faucon, 2001).

#### **2.1.6.4. *Rebutia heliosa***

El nombre científico de esta especie es *Rebutia heliosa* Rauschy también se le conoce como *Aylostera heliosa* (Faucon, 2001). Son cactáceas pequeñas, globosas o de cilindro corto, solas o cespitosas, sin costillas, sus flores son diurnas y surgen desde viejos tubérculos en la base o bien aun lado de la planta, son de color rojo o anaranjado con un delgado tubo algo curvado y se extiende a un limbo campaniforme, desnudo o con vello (Britton y Rose, 1963). Las plantas de esta especie soportan hasta 2 °C de temperatura mínima y prefieren no estar expuestas a radiación solar directa. Es originaria de Bolivia y para su desarrollo requiere poca agua en verano y nada en invierno, su propagación puede hacerse por semilla e injerto (Faucon, 2001).

## **2.2. Producción de plantas ornamentales**

La producción de ornamentales se ha incrementado rápidamente y la competencia en este mercado se podría basar principalmente en dos aspectos: El precio y la calidad (Vonk, 1995). Las especies ornamentales se emplean para embellecer los lugares; sus cualidades estéticas generalmente no se han medido o pesado y se aprecian por los sentidos del hombre, aunque esto permita que el concepto de belleza sea relativo (Corona y Chimal, 2006).

### **2.2.1. Parámetros de medición de calidad**

Algunas características generales de calidad visibles son: longitud, tamaño y desarrollo de la flor, así como el número de brotes, número de flores, proporción entre altura y diámetro, también que estén libres de enfermedades, plagas o deficiencia nutrimental, etc. Además existen otras características no visibles como la longevidad, la sensibilidad para la caída de hoja y brote (Hendriks, 2001; Vonk, 1995).

### **2.2.2. Factores que afectan la calidad ornamental**

La producción de plantas de alta calidad requiere de la interacción óptima del genotipo de la planta y las condiciones ambientales, donde la radiación, temperatura, concentración de CO<sub>2</sub> y humedad del aire juegan un papel importante. El manejo del cultivo, que incluye la aplicación de químicos, podas, densidad de plantación, control de enfermedades y plagas, y la calidad del agua (sales, nutrientes, sustancias tóxicas, pH, contenido de oxígeno) también son importantes en la obtención de plantas de calidad (Hendriks, 2001; Vonk, 1995; Liu y Heins, 1997; Körner, 1991).

La cantidad de luz en particular, juega un papel importante en la determinación de la calidad de las plantas. En *Ficus*, más luz implica mejor bifurcación, mientras que en clavel, produce mejor color de flores y tallos más fuertes; en Lilis, Gladiolos y Rosas se presentan más botones florales y menor aborto de flores (Vonc, 1995). En el caso de cactáceas baja luminosidad acorta el periodo de floración y afecta el crecimiento (Inglese y Brutsch, 1997; Ho *et al.*, 1995; Manthia *et al.*, 1997).

### **2.3. Radiación solar**

Existen varias unidades usadas en la literatura para medir la luz o radiación solar. Las unidades y términos usados dependen de la disciplina, localización de las mediciones (interior o exterior), tradición, audiencia y publicación. La Sociedad Americana de Ciencias Hortícolas recomienda usar el término “densidad de flujo cuántico”, pero en ocasiones se prefieren las unidades de radiación que se han usado por conveniencia o necesidad. (Thimijam y Heins, 1983; Björn y Vogelmann, 1994).

La radiación puede ser referida en diferentes unidades: radiométricas, fotométricas y cuánticas, mismas que se muestran en el Cuadro 2.2.

**Cuadro 2.2.** Unidades para medir radiación.

<b>Tipo</b>	<b>Descripción</b>	<b>Unidades</b>
Unidades fotométricas	Mide intensidad de iluminación	Fotocandela
		Lx
		lm m <sup>2</sup>
Unidades radiométricas	Mide Irradiancia, es la energía por unidad de tiempo y unidad de área	W·m <sup>-2</sup>
		J· s <sup>-1</sup> m <sup>-2</sup>
		Ly·d <sup>-1</sup>
Unidades cuánticas	Mide densidad de flujo de fotones y son comúnmente usadas para unidades de radiación fotosintéticamente activa (RFA).	μE s <sup>-1</sup> m <sup>-2</sup>
		μmol·s <sup>-1</sup> m <sup>-2</sup>

Fuente: Thimijam y Heins, 1983; Hanan, 1984.

La radiación es la forma de energía que se emite o difunde a través del espacio o bien en algún material. Se dice que es electromagnética y se propaga en forma de pulsaciones u ondas, pero esta energía también se comporta como un flujo de partículas. Las propiedades de las ondas pueden caracterizarse por la longitud de onda o frecuencia (Hopkins, 1999; Salisbury y Ross, y Ross, 2000).

La distancia entre cada una de las crestas de energía en la radiación electromagnética, es conocida como longitud de onda y es representada por la letra griega lambda ( $\lambda$ ), comúnmente se expresa en unidades de nanómetros (nm), donde  $1\text{nm} = 10^{-9}\text{m}$ ; esta es igual a la velocidad dividida entre la frecuencia. Las longitudes de onda de la energía radiante varían desde mucho más cortas que el diámetro de un átomo, hasta varios kilómetros de longitud (Hopkins, 1999, Salisbury y Ross, 2000; Hart, 1988).

La frecuencia es representada por la letra griega nu ( $\nu$ ), es el número de crestas de onda (picos de energía) que pasan por un punto dado en un intervalo de tiempo dado. Se suele expresar en términos de crestas de energía (Hopkins, 1999; Salisbury y Ross, 2000; Hart, 1988).

Cuando la radiación es emitida desde una fuente que interacciona con materia, se comporta como si su energía fuera dividida en unidades discretas o partículas llamadas fotones. La energía transportada por un fotón es conocida como quantum, y está relacionada con la longitud de onda y frecuencia. La energía de un quantum es inversamente proporcional a su longitud de onda y directamente proporcional a su frecuencia (Hopkins, 1999; Salisbury y Ross, 2000; Hart, 1988).

### **2.3.1. Radiación recibida por la tierra**

La radiación que llega a la superficie de la tierra se le conoce como radiación global, la cual está en función de la constante solar ( $1370 \text{ W m}^{-2} \pm 6 \text{ W m}^{-2}$ ), que es la densidad de flujo solar que llega sobre un plano perpendicular a la dirección del sol (Bonhomme, 1993; Chartier *et al.*, 1993; Nobel, 1991).

La radiación global se divide en dos: la directa y la difusa. A la radiación que procede directamente del sol se le llama directa y si es dispersada o reflejada por la atmósfera y las nubes, se le conoce como difusa. La radiación difusa tiene una composición espectral distinta a la radiación directa, debido a que la radiación de longitudes de onda corta es dispersada en mayor grado por las moléculas de aire que la radiación de longitudes de onda larga (Jones, 1988; Chartier *et al.*, 1993).

La irradiancia es el flujo de energía radiante que incide sobre una superficie determinada en cierto intervalo de tiempo (Salisbury y Ross, 2003). Sólo una pequeña proporción de la radiación originada del sol alcanza la atmósfera de la tierra, y es aún menor la radiación solar que alcanza la superficie terrestre. Una cantidad significativa de radiación infrarroja es absorbida por el vapor de agua, dióxido de carbono y otros gases presentes en la atmósfera de la tierra, lo que incrementa la temperatura de la superficie terrestre, fenómeno conocido como efecto invernadero. Las nubes y las partículas del aire también afectan la distribución espectral de la radiación solar ya que la cubierta de nubes reduce la irradiancia e incrementa la dispersión de la luz (Hopkins, 1999; Bonhomme, 1993; Attridge, 1990).

La radiación solar que llega a la tierra abarca una amplia banda del espectro electromagnético de 0.15 a 3  $\mu\text{m}$  (Charles-Edwards *et al.*, 1986). El espectro electromagnético está conformado por rayos x, rayos gamma (2 a 10 nm) y rayos ultra violeta (20 a 400 nm) que representan 9 % de la energía solar total, mientras que la radiación visible (400 a 800 nm) representa el 41 % y los infrarrojo (800 nm a 3000 microns) el 50 % de la energía solar total. En el Cuadro 2.3 se muestran las longitudes de onda del espectro electromagnético de interés en biología (Attridge, 1990).

La radiación visible es comúnmente llamada luz y constituye la radiación fotosintéticamente activa (RFA), la cual se abrevia en inglés como PAR. Alrededor del 85–90 % de esta radiación es absorbida por la hoja, el resto reflejada o transmitida (Charles-Edwards *et al.*, 1986, De las Rivas, 2000 b).

**Cuadro 2.3.** Radiación de interés principal en la biología.

<b>Bandas</b>	<b>Rango de longitud de onda</b>	<b>Energía promedio (kJ mol<sup>-1</sup> fotones)</b>
<i>Ultravioleta</i>	100-400	----
UV-C	100-280	471
UV-B	280-320	399
UV-A	320-400	332
<i>Visible</i>	400-740	----
Violeta	400-425	290
Azul	425-490	274
Verde	490-550	230
Amarillo	550-585	212
Naranja	585-640	196
Roja	640-700	181
Rojo lejano	700-740	166
<i>Infrarroja</i>	Más de 740	85

Fuente: Hopkins, 1999.

El término luz puede tener una gran cantidad de significados, dependiendo del autor y contexto en que se encuentre. La luz es definida en el rango de longitud de onda entre 400 y 700 nm, y es parte de la radiación visible para el ojo humano; contiene todos los colores del arco iris y en específico incluye las bandas que tiene diversos efectos en las plantas (Jones, 1988; Faust, 2003; Hopkins, 1999; Nobel, 1991; Salisbury y Ross, 2000). Es común encontrar el término luz, en lugar de radiación fotosintéticamente activa en numerosas publicaciones.

La luz (RFA) varía de acuerdo a su calidad (color), duración (longitud del día) e intensidad (brillo) y la planta reacciona diferente a cada uno de estos factores (Boodley, 1998; Hart, 1988).

El término de la luz integral diaria (DLI: Daily Light Integral) es usado para describir la cantidad total de luz recibida en el transcurso de un día. La luz integral diaria es reportada como el número de moles (partículas de luz) por día, en donde un *mol* es igual al número de Avogadro ( $6.022 \times 10^{23}$ ) expresado en cuanta o fotones (Jones, 1988; Faust, 2003).

### **2.3.2. Importancia de la Radiación solar**

La radiación solar es la fuente primaria para la fotosíntesis y bioproductividad, también determina la temperatura a la que ocurren diversos procesos fisiológicos, además de influir en el crecimiento y desarrollo de la planta a lo que se le conoce como respuestas fotomorfogénicas y fototrópicas (Jones, 1988).

La radiación es el factor principal que afecta el desarrollo de la planta (crecimiento de raíz y brotes, bifurcación, diámetro de tallo y tamaño de hoja) y también la floración (iniciación floral, número de flores y tiempo de floración) (Faust, 2003).

La cantidad y calidad de la luz disponible para la planta depende de la densidad de población, altura de la planta y forma de la hoja; las hojas pueden absorber, difundir y transmitir la radiación solar incidente y la proporción de estos depende de la longitud de onda de la radiación, la estructura de la hoja y la orientación de la planta (Hale y Orcutt, 1987).

### **2.3.3. Condiciones de baja iluminación**

Con niveles de iluminación bajos (2.5 – 5 moles por día) el crecimiento y la floración son pobres; no se detiene el crecimiento, pero en cambio el desarrollo es anormal; las plantas son de baja calidad con tallo primario delgado; se reduce la brotación lateral, la floración se retrasa, disminuye o se ausenta y en algunos casos la hoja individual incrementa o cambia su forma (Salunkhe *et al.*, 1990; Faust, 2003; Boodley, 1998; Williams y Rice 1980). Sólo cultivos como la violeta africana se desarrollan bien bajo condiciones de muy poca luz (Faust, 2003). No siempre la baja iluminación produce un incremento en la altura de la planta, pero sí es común que la sombra excesiva causa desnutrición y anomalías de crecimiento que se presentan como elongación de entrenudos, debilidad en general y ramificación pobre (Bidwell, 1979).

Las bajas intensidades de luz provocan estrés en las plantas porque la irradiancia limita la fotosíntesis, reduce la ganancia neta de carbono y el crecimiento de las plantas (Lambers *et al.*, 1998; Boodley, 1998).

### **2.3.4. Condiciones de alta iluminación**

Altos niveles de iluminación pueden originar cambios en la orientación y forma de las hojas (Faust, 2003); también pueden provocar estrés en las plantas, cuando otros factores no son los óptimos (Lambers *et al.*, 1998). Los excesos de energía de excitación pueden causar daños en las membranas fotosintéticas si los mecanismos de disipación son inadecuados, y esto puede producir una prolongada foto-inhibición. En casos extremos, este tipo de estrés por iluminación alta puede desintegrar la clorofila (Lambers *et al.*, 1998) y en consecuencia se presenta clorosis en algunas plantas (Salunkhe *et al.*, 1990).

### **2.3.5. Diferencia entre hojas de sol y sombra**

Ciertos genotipos tienen características que les permiten adaptarse en ambientes sombreados; sin embargo otras plantas se aclimatan para adaptarse a este ambiente en mayor o menor grado y forma. Las hojas adaptadas a altos niveles de radiación solar se diferencian de las hojas sombreadas principalmente por la alta tasa de

saturación a la luz fotosintética (Lambers *et al.*, 1998) y por que las plantas de sombra tienen una grana larga con 100 tilacoides aproximadamente (Hale y Orcutt, 1987).

Las hojas adaptadas a condiciones de alta luminosidad son generalmente de dos a tres veces más gruesas que las hojas sombreadas, tienen más de una capa de células en el parénquima de empalizada y con mucha frecuencia un parénquima esponjoso mejor desarrollado (Galicia- Jiménez *et al.*, 2001; Bolhar-Nordenkampf, 1988). La adaptación de las hojas sombreadas a irradiación baja significa que no pueden ser expuestas a altos niveles de iluminación; en luz solar plena, los plastidios de esas hojas pueden hasta ser destruidos por el proceso foto-oxidante. En cambio, en hojas adaptadas a altos niveles de iluminación, el parénquima en empalizada con muchas capas funciona como protección contra las irradiancias altas para proteger al clorénquima que está en capas inferiores (Bolhar-Nordenkampf, 1988).

### **2.3.6. La radiación solar y la fotosíntesis**

La fotosíntesis es un proceso biológico que consiste en la absorción de energía radiante por moléculas de clorofila y otros pigmentos, seguida de la conversión de esta energía, en energía química para la reducción del CO<sub>2</sub> de la atmósfera, hasta la formación de glucosa y otros carbohidratos; la fotosíntesis utiliza menos del 1% de la radiación total y los fotorreceptores que regulan el desarrollo de la planta aun requieren menor cantidad de energía radiante (Nilsen y Orcutt, 1996).

La respuesta fotosintética a la radiación solar varía según el tipo de planta, por ejemplo: las curvas de respuesta de la tasa de fotosíntesis neta a luz (o curvas de saturación de luz) proporciona mucha información sobre el funcionamiento fotosintético de las hojas. En un día soleado, en latitudes medias, los valores máximos de PAR son de 2000–2300  $\mu\text{mol de fotones}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  (De las Rivas, 2000 a y b).

### **2.3.7. Efecto de la radiación solar en el crecimiento y desarrollo**

El crecimiento es expresado de varias formas e incluye cambios en longitud, peso, volumen y número de células. Cuantitativamente el crecimiento en tejidos verdes es mucho más sensible a la luz (Hart, 1988).

La radiación solar influye en el proceso del crecimiento en forma indirecta a través de la regulación de la fotosíntesis (Pérez y Martínez, 1994). La RFA afecta principalmente el crecimiento de las plantas, debido a que está directamente relacionado con la asimilación de carbono y la tasa de acumulación de materia seca (Kim y Lee, 2002); dicha acumulación de masa seca está conducida por la cantidad de energía radiante (luz) que la planta recibe durante su desarrollo o mejor conocida como la luz integral diaria (Liu y Heins, 1997; Nielsen, 2000; Faust, 2003; Williams y Rice, 1980).

La reserva de carbohidratos depende más de la cantidad de radiación interceptada que de otros factores como la temperatura, dióxido de carbono, agua y nutrientes; por lo que la cantidad de radiación solar interceptada mejora el crecimiento (Vonk, 1995).

El desarrollo y la morfogénesis responden lentamente a los cambios de las condiciones ambientales (Nielsen, 2000), sin embargo algunas respuestas fotomorfogénicas son irreversibles y podrían involucrar expresión de genes como la expansión de hojas y síntesis de pigmentos, otras más son reversibles y no involucran acción genética como son: la orientación de cloroplastos y la actividad enzimática (Hart, 1988).

La intensidad de luz es uno de los principales factores ambientales que determina la morfología y fisiología de las plantas, sin embargo la plasticidad de la morfología y fisiología puede ser diferente entre especies y diferentes especies pueden exhibir distintas respuestas en condiciones ambientales similares (Körner, 1991). Por ejemplo, el fotoperiodo e intensidad luminosa son factores importantes en el desarrollo y calidad de la planta, las bajas intensidades de luz incrementan la altura de la planta en especies como *Anemone coronaria*, *Centaurea americana* Nutt,

*Echinops ritro* L., donde las plantas pueden ser altas o de tallos largos, pero son notablemente débiles y no podrían soportar las flores, por tanto disminuiría la calidad de la flor de corte (Cavins y Dole, 2001), mientras que en Nochebuena (*Euphorbia pulcherrima* cv “Freedom”) la longitud del tallo también incrementa el área foliar, sin embargo la coloración de brácteas disminuye, lo que afecta calidad (Galicia-Jiménez *et al.*, 2001).

La baja intensidad lumínica en el periodo de octubre a noviembre puede inhibir totalmente la iniciación floral en las plantas de *Opuntia ficus-indica*, (Inglese y Brutsch, 1997). También, la baja intensidad de la radiación afecta el crecimiento y maduración del fruto de algunas cactáceas, como en cladodios fructíferos de *Opuntia ficus-indica* sombreados desde la floración a la cosecha, cuya disminución del crecimiento de la fruta permaneció incluso después del retiro de la sombra, por lo que la maduración de la fruta se retrasó y tuvo una reducción del 30% en crecimiento (Manthia *et al.*, 1997).

En un estudio de Ho *et al.*, (1995), en cactus de navidad se encontró que con fotoperiodos cortos y aplicación de reguladores se disminuyó la cantidad de botones florales mientras que se estimuló el crecimiento. En plantas cultivadas en interiores (18, 21 o 24 °C) y con niveles de radiación solar de 7 o 14  $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ , se reconoció el efecto de la temperatura en el cultivar en las siguientes variables: Longevidad individual de la flor y el número de los días requeridos para la apertura floral (Hartley y Nell, 1995).

La producción de rosas de corte depende de los niveles de irradiancia en el invernadero en dos aspectos. Primero, la luz afecta el número de brotes por ramificación, donde el crecimiento de los brotes laterales es mayormente afectado por el incremento de la irradiancia. En segundo lugar, la luz influye en el desarrollo de las flores (Maas y Bakx, 1997), por ejemplo el diámetro de las flores de crisantemo se incrementa, conforme aumenta el nivel de irradiancia (Nothnagl y Larsen, 2002).

Los cambios de la densidad de flujo de fotones fotosintéticos (DFFF) se relacionan con la respuesta dinámica del crecimiento de brotes nuevos, en *Hedera helix* L.; la respuesta del crecimiento no solo depende del DFFF de un día, sino de días previos (Nielsen, 2000).

Cuando se incremento la DFFF de 40 a 100  $\mu\text{mol m}^{-2}\text{s}^{-1}$  por 21 días en *C. carpatica* 'Kart Foerster' en invernadero, aumentó la biomasa seca acumulada, la velocidad del desarrollo, mejoró la calidad final de la planta e incrementó el tamaño y número de flores (Niu *et al.*, 2001).

### **2.3.8. Invernadero**

Un invernadero es una estructura ligera con una cubierta que permite la protección y/o crecimiento de la planta al modular la iluminación, defender a la planta de bajas temperaturas y de otras condiciones climáticas adversas (Matallana y Montero, 1995). La horticultura en invernaderos permite producir intensivamente.

#### **2.3.8.1. Radiación solar en el interior del invernadero**

La fracción de radiación solar transmitida dentro del invernadero está en función de la posición del sol en el cielo, cobertura de nubes, presencia de polvo y las características de la estructura y cobertura del invernadero. La reducción del 10 al 20% se explica por la radiación absorbida y reflejada por las partes de la estructura del invernadero (Baille y Tchamitchia, 1993; Hopkins, 1999).

Algunos materiales de la cubierta del invernadero afectan la composición espectral incidente sobre el cultivo. Por ejemplo, el vidrio trasmite más de 90 % de la radiación solar que incide perpendicularmente sobre la superficie, mientras que el polietileno no pigmentado trasmite cerca del 85 % de la luz del sol, lo cual es menor que lo que trasmite el vidrio; aún así, se trasmiten todas las longitudes de onda requeridas para el crecimiento de la planta (Hartmann *et al.*, 1990; Baille y Tchamitchia, 1993; Hopkins, 1999). Sorprendentemente sólo el 35-70 % de luz medida afuera del invernadero alcanza a los cultivos en un invernadero debido a factores tales como polvo, condensación y sombra que reducen la luz trasmitada (Faust, 2003).

### 2.3.9. Requerimiento de radiación para plantas de interior

Los requerimientos de radiación varían de acuerdo a la especie y etapa de desarrollo. Es importante que a las plantas de interior no les falte luz, por lo que se recomienda colocarlas en donde sean iluminadas durante todo el día (Williams y Rice, 1980).

Las plantas de follaje son usadas extensivamente en interiores debido a su capacidad de adaptarse a condiciones de bajos niveles de iluminación. Algunas respuestas de las plantas en interiores con baja iluminación se presentan en el Cuadro 2.4.

**Cuadro 2.4.** Respuestas de la plantas a condiciones de sombra.

<b>Tipo de planta</b>	<b>Respuesta</b>
No tolera sombra	Intensifica la elongación del eje Incrementa la distancia entre nudos Incrementa la longitud del pecíolo Fuerte dominancia apical Limita la brotación Limita la expansión de hoja
Tolerantes a sombra	Desarrollo de Hoja Crecimiento lento Baja respiración

Fuente: Hart (1988).

### 2.3.10. Absorción y destino de la energía lumínica

La energía luminosa puede ser absorbida por partículas llamadas pigmentos; como el resultado de la excitación de las moléculas de los pigmentos es inestable, la energía puede disiparse de golpe, remitirse como luz o utilizarse en reacciones fotoquímicas (Hopkins, 1999).

La luz absorbida por las plantas se procesa con base en dos principios fundamentales. El primer principio se conoce como Gotthaus-Draper que nos dice que sólo la luz absorbida puede participar activamente en los procesos fotoquímicos.

El segundo principio conocido como la ley Einstein-Stark de equivalente fotoquímico, plantea que sólo un fotón puede excitar a un electrón; en otra forma, un complejo de moléculas de pigmento como son la clorofilas, tienen muchos electrones diferentes cada uno de los cuales puede absorber un fotón de diferente nivel de energía y en consecuencia de diferente longitud de onda (Hopkins, 1999).

La disipación del exceso de energía puede darse de varias maneras, las cuales se describen a continuación:

**Desactivación térmica.** Ocurre cuando una molécula pierde la energía excitada en forma de calor y el electrón regresa a su estado natural.

**Pérdida de calor con Fluorescencia.** Se refiere a la emisión de un fotón de luz por una molécula excitada. Sin embargo la emisión fluorescente puede ocurrir solamente después de que el electrón sufrió una desactivación térmica (Salisbury y Ross, 2000).

**Resonancia inductiva o traslado de menor radiación.** Esto ocurre cuando la energía puede ser transferida entre moléculas de pigmentos.

**Estado triple.-** En este caso la molécula puede ser revertida a otro tipo de estado de excitación, que es el estado triple.

**Foto oxidación.** La energía del electrón se transfiere a una molécula aceptora; cuando esto ocurre se dice que el pigmento se foto-oxidó y la molécula aceptora se redujo (Hopkins, 1999).

## 2.4. Pigmento

Se considera como pigmento cualquier sustancia que absorbe algunas o todas las longitudes de onda del espectro (Salisbury y Ross, 1994). La absorción de la luz por un pigmento es un evento rápido que ocurre dentro de un femtosegundo ( $=10^{-15}$  s), durante este tiempo la energía que se absorbe es transferida a un electrón. Las plantas contienen una gran cantidad de moléculas de pigmentos que absorben la radiación útil fisiológicamente. Los pigmentos que absorben la luz para eventos en los procesos fisiológicos se llaman fotorreceptores, estas moléculas procesan la energía e información contenida en la luz a una forma que puede ser utilizada por las plantas (Hopkins, 1999; Salisbury y Ross, 2000). Los pigmentos más comunes de las

plantas son los carotenos, clorofilas, antocianinas y betalaínas (Stintzing y Carle, 2004).

#### **2.4.1. Clorofila**

El principal pigmento fotosintético es la clorofila, de la que existen varias clases, siendo la 'a' y la 'b' las más comunes en las plantas superiores; son insolubles en agua y solubles en alcohol etílico, éter, acetona y cloroformo. La clorofila 'a' es azul-verdosa en solución y azul oscuro en estado sólido y la clorofila 'b' es verde en solución pero verde oscuro en estado sólido (Domínguez, 1973; Attridge, 1990)

La relación de clorofila "a" y "b" en las plantas superiores es normalmente entre 2.5-3.5:1; el límite de los cambios en ésta relación está relacionado con la intensidad de iluminación a la cual están expuestas las plantas durante su crecimiento. La clorofila "a" disminuye invariablemente más rápido que la clorofila "b" durante la senescencia (Simpson *et al.*, 1976).

Con la disminución del contenido de clorofila pueden aumentar o disminuir otros pigmentos, dependiendo de la temperatura, grado de madurez y variedad, por lo que la desaparición de clorofila se asocia con la síntesis de otros pigmentos cuyos colores oscilan entre el amarillo y el rojo (Pantastico, 1979). El cambio de cloroplastos a cromoplastos se asocia con una mayor síntesis de carotenoides, de tal manera que durante la maduración, la tendencia de estos compuestos es a incrementarse (Pantastico, 1979).

#### **2.4.2. Carotenoides**

Son pigmentos amarillos, anaranjados o rojos que se encuentran en varios tipos de plastidios coloreados (cromoplastos) en raíces, tallos, hojas, flores y frutos de varias plantas. Se caracterizan por ser muy estables y pueden permanecer en los tejidos aun en estado avanzado de senescencia. Existen dos tipos de carotenoides: los carotenos que son hidrocarburos puros y las xantofilas que además contienen oxígeno, con frecuencia dos o cuatro átomos por molécula. Ninguno es soluble en agua, pero ambos se disuelven con facilidad en alcoholes, éter de petróleo, acetona

y muchos otros solventes orgánicos (Salisbury y Ross, 1994; Pantastico, 1979; Wills *et al.*, 1984; Attridge, 1990; Meléndez-Martínez *et al.*, 2004).

Se han descubierto más de 400 carotenoides y el  $\beta$ -caroteno es el que más abunda en plantas superiores, el licopeno y luteína son otros carotenoides. Una de las funciones principales es la participación en la fotosíntesis e impedir la fotooxidación de las clorofilas (Salisbury y Ross, 1994; Bidwell, 2002; Braverman, 1980; Attridge, 1990).

Estos son especialmente sensibles a la luz, calor, oxígeno, ácidos y en algunos casos a la alcalinidad. La exposición a la luz, especialmente del sol directo o luz ultravioleta, induce una fotoisomerización *cis-trans* y conduce a una fotodestrucción de los carotenoides (Davies, 1976).

#### **2.4.2.1. Participación de los carotenos en la disipación de energía.**

Las plantas disipan el exceso de energía a través de reacciones, mediante un grupo particular de carotenoides. El proceso de disipación es inducido por la acumulación de protones en el lumen tilacoidal, el cual es activado por el exceso de luz. La fuerte acidificación del lumen induce a una conversión enzimática del carotenoide violaxantina en zeaxantina (Lambers *et al.*, 1998). El exceso de energía es transferido a la zeaxantina, la cual actúa como un pararrayos, recibiendo la energía de la misma forma que una clorofila y entonces disipa la energía en forma de calor (Lambers *et al.*, 1998).

En ausencia de este ciclo de xantofilas, el exceso de energía podría ser pasado al oxígeno vía clorofila, el cual conduce a un daño fotooxidativo. La primera señal de tal daño aparece en la proteína D1 del fotosistema II. El daño excesivo puede causar la destrucción de membranas y la oxidación de clorofilas, esto se puede observar en algunas plantas ornamentales con presencia de hojas amarillas (Lambers *et al.*, 1998).

### 2.4.3. Betalaínas

Son un grupo de pigmentos solubles en agua derivados del ácido betalámico, que se encuentra en la vacuola y parecen estar restringidas a 10 familias de plantas, del orden Caryophyllales, incluyendo las cactáceas, las cuales carecen de antocianinas por lo que las betalaínas no se presentan cuando existen antocianinas y viceversa (Salisbury y Ross, 1994; Kobayashi *et al.*, 2000; Piattelli, 1976; Goodwin y Mercer, 1983; Stintzing y Carle, 2004; Vilorio-Matos *et al.*, 2002). La síntesis de betalaínas está regulada por la luz, la temperatura, el ácido abscísico y las citocininas (Reznig, 1980). La luz es un requerimiento absoluto para la síntesis de betalaínas en muchas plantas y tiene un efecto cuantitativo en la síntesis algunas plantas (Goodwin y Mercer, 1983), mientras en otras la acumulación de betalaínas también se da con la oscuridad pero aumenta con irradiación de luz blanca (Goodwin, 1976).

Las betalaínas, al igual que otros pigmentos, se destruyen por la luz, el aire o por la combinación de ambos. La tasa de degradación de las betalaínas por el aire es de 14.6 %, mientras que la degradación por la luz es de 15.6%. La combinación de ambos causa una degradación de 28.6 % (Simpson *et al.*, 1976).

Este grupo se divide en dos: betacianinas (rojos-violeta) y betaxantinas (amarillos), que dan la coloración tanto a flores como a frutos y en algunos casos también colorean órganos vegetativos; los colores van de amarillo y anaranjado al rojo y violeta. (Salisbury y Ross, 1994; Kobayashi *et al.*, 2000; Goodwin y Mercer, 1983 y Simpson *et al.*, 1976; Stintzing y Carle, 2004; Vilorio-Matos *et al.*, 2002).

Las betacianinas tienen dos bandas de máxima absorbancia, una en el rango UV entre 270 - 280 nm y la otra en el rango visible cerca de los 535 – 538 nm. Por otro lado dependiendo del sistema del solvente, el máximo visible de la neobetaxantina es alrededor de los 465 nm similar a las betaxantinas (Stintzing y Carle, 2004).

La función de las betalaínas es similar a las antocianinas, es decir atraen insectos para la polinización al mismo tiempo que dispersan semillas. Estos pigmentos también se sabe que inhiben la reproducción viral y bacterial, pueden ser

marcadores taxonómicos y filogenéticos, además de ser pigmentos naturales de alimentos (Piattelli, 1976; Vilorio-Matos *et al.*, 2002).

#### **2.4.4. Fitocromo**

El fitocromo es un pigmento importante de las plantas que puede estar presente en todos los organismos fotosintéticos eucarióticos. Éste regula aspectos fotomorfogénicos del crecimiento y desarrollo de la planta, incluyendo la germinación de la semilla, elongación del tallo, expansión de la hoja, formación de ciertos pigmentos, desarrollo de cloroplastos y floración. Muchos de estos efectos clásicos del fitocromo pueden ser causados por bajas cantidades de luz,  $500 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^2$  o luz roja (Nobel, 1991).

#### **2.4.5. Relación entre radiación y cantidad de clorofila**

En la grana que son tilacoides apilados, se encuentran los cloroplastos, donde se localizan los pigmentos y demás sustancias encargadas de utilizar la energía radiante para oxidar el agua y formar al ATP y NADPH, ricos en energía química y de poder reductor (Tadeo, 2000).

Hay pocos cloroplastos por unidad de área en las hojas sombreadas comparadas con las de sol, debido a la reducción del espesor del mesófilo. Los cloroplastos de sombra tienen un menor volumen de estroma (Cuadro 2.5), que es en donde se localizan las enzimas del ciclo de Calvin, pero la grana es grande, la cual contiene la mayor parte de clorofila; tales diferencias son encontradas en las plantas que crecen bajo diferentes condiciones de luz o entre hojas de sol y sombra. En algunas especies altamente adaptadas a sombra, pueden tener niveles altos de clorofila por unidad de área foliar en sombra comparado con condiciones de luz (Lambers *et al.*, 1998).

#### **2.5. Extracción de pigmentos**

Una buena extracción de pigmentos debería de llevar todos los pigmentos en la solución y con pocos o ningún cambio en ellos (Holden, 1976). Hay una gran variedad de métodos de separación de pigmentos, sin embargo, el uso de metanol y

acetona son los solventes más frecuentemente usados para romper la unión entre pigmentos y proteínas liberándose las clorofilas en la solución (Holden, 1976). No obstante, se ha demostrado que el metanol, acetona, etanol y éter dietil generan destrucción oxidativa de la clorofila en hojas de avena si no se usan correctamente y puede ser causado por tratamientos alcalinos en exposición a calor o por la acción de la acetona acuosa o metanol, esto se observó en hojas de avena (Simpson *et al.*, 1976).

**Cuadro 2.5.** Diferencias en las características entre hojas aclimatadas en sol y sombra.

<b>Características</b>	<b>Sol</b>	<b>Sombra</b>
Cloroplastos por área	Muchos	Pocos
Tamaño de cloroplastos	Pequeños y con poca grana	Largos y más grana
Tilacoides por volumen de estroma	Bajo	Alto
Clorofila por cloroplasto	Bajos	Alto
Clorofila por área	Similar	Similar
Clorofila b	Bajo	Alto
Xantofilas por área	Alto	Bajo
Capacidad fotosintética por área	Alta	Baja
Cutícula	Gruesa, frecuentemente pigmentada y con pubescencia	Delgada

Fuente: Lambers *et al.*, 1998; Hart, 1988.

Posteriormente de la extracción sigue un proceso de determinación, donde también se pueden utilizar varios métodos, los cuales se basan en la espectrofotometría y fluorimetría, ambos con o sin separación individual de los pigmentos (Holden, 1976).

### **2.5.1. Métodos de separación**

a). *Por separación entre solventes.* Esta técnica se refiere a la utilización de solventes para la separación de pigmentos, el cual se basa en la solubilidad diferencial en varios solventes. Con esta técnica la separación de los derivados de

clorofilas se logra por separación entre solventes polares y no polares, así como entre éter dietil y soluciones acuosas de HCl (Holden, 1976).

b) *Cromatografía*. Este es el método de separación más usado, ya sea en cromatografía de columnas o de papel. En la cromatografía de columnas se utilizan diversos absorbentes, tales como aluminio, magnesio, polietileno, sacarosa, almidón y celulosa; en cuanto a la utilización de absorbentes inorgánicos no es muy recomendable para la separación de clorofilas ya que estos pueden causar descomposición. En la cromatografía de papel se utilizan absorbentes como óxido de aluminio, hidróxido de aluminio, gel de silicio o hidróxido de magnesio, los cuales funcionan muy bien para la separación de carotenos y no muy recomendado para clorofilas, porque genera efectos negativos sobre éstas en su composición (Holden, 1976). Se debe tener en cuenta que los carotenos pueden ser alterados o destruidos en condiciones ácidas, y en algunos casos en alcalinas, por enzimas específicas, por oxígeno y por la luz (Simpson *et al.*, 1976).

La identificación de algunos pigmentos como las betacianinas se hace mediante la comparación directa de sus propiedades espectroscópicas, cromatográficas y electroforéticas e inclusive con una juiciosa combinación de técnicas de cromatografía y electroforesis da mejores resultados y permite la separación de otros pigmentos e incluso otros constituyentes de la planta (Piattelli, 1976).

Por otro lado la estructura de nuevos pigmentos son determinados por métodos físicos y degradativos. Más allá de la caracterización, las propiedades espectrales deben ser consideradas. Por ejemplo, las betacianinas muestran absorción intensa en la región visible de 534 y 554 nm (Piattelli, 1976). Por otro lado el grupo de pigmentos betaxantinas, tiene una absorción máxima a los 480 nm; las neobetaxantinas su absorción de luz máxima se da entre los 340 y 360 nm (Piattelli, 1976).

## **2.6. Color**

El humano puede distinguir 1000 intensidades y sombras de colores, los colores que el humano y los animales perciben son determinados básicamente por la naturaleza

de la luz reflejada por el objeto. Los sensores de los ojos responsables de la visión del color se dividen en tres categorías: rojo, verde y azul, donde aproximadamente el 65 % son sensibles a la luz roja, el 33 % a la luz verde y cerca del 2 % son sensibles a la luz azul (González y Woods, 2002).

Las principales características usadas para distinguir un color de otro son: brillantez (brillo), hue (color, matiz) y saturación (croma) (González y Woods, 2002; Voss y Hale, 1998). La percepción de color puede ser afectada por el tamaño de la superficie observada, la presencia o ausencia de brillo, la dirección de luminosidad y la naturaleza de la fuente de luz (Voss y Hale, 1998).

El color es una de las propiedades físicas de los productos agrícolas que se relaciona con la calidad y es un indicador importante para la dirección del cultivo, clasificación y empaque de los frutos, también es útil en el diagnóstico nutricional y de enfermedades (Zhang *et al.*, 1998; Mendoza *et al.*, 2006; Motonaga *et al.*, 2004); éste es el principal indicativo que facilita la descripción o identificación de un objeto, por lo que es muy usado en el análisis de imágenes digitales (González y Woods, 2002; Mendoza *et al.*, 2006; Motonaga *et al.*, 2004), donde una imagen digital está compuesta por varios elementos que tienen una localización particular y valor, estos elementos son referidos como píxeles (González y Woods, 2002).

## **2.7. Análisis de imágenes digitales**

El análisis de imágenes digitales son métodos no destructivos y relativamente baratos (Font y Kőrösi, 2005; Hayes y Han, 1993; Lin, 2004), su utilización se inició en la medicina y programas espaciales, pero actualmente su uso se ha ampliado en diferentes áreas, algunas de ellas son: en las ciencias biológicas, arqueología, geografía, astronomía, agronomía, entre otras (González y Woods, 2002).

En el área agronómica los métodos de análisis de imágenes nos permiten estimar, ya sea por fracción o porcentaje, la cobertura vegetal, la erosión del suelo, la descomposición de materia orgánica (Hayes y Han, 1993), el estrés por agua en las plantas (Font y Kőrösi, 2005), las formas de hojas, la defoliación, las hojas enfermas,

el crecimiento, etc. En hortalizas y frutos estas técnicas son muy utilizadas para facilitar actividades rutinarias, como lo es la cosecha, aplicación de agroquímicos, trasplante etc., también se utilizan para la clasificación de granos de cereales (trigo, cebada, centeno y avena) con base en su largo, ancho, área, aspecto, delgadez, forma, color, textura, densidad, etc. (Price y Osborne, 1990).

Existen varias técnicas o análisis de procesamiento de imágenes digitales para medir el valor del color (Mendoza *et al.*, 2006), en las cuales se hace indispensable la uniformidad de la iluminación, tener un fondo (filtro) para facilitar la segmentación del objeto de interés, así como cuidar la misma distancia entre el objeto y la cámara, el ángulo entre la cámara y el recurso de luz, las condiciones de captura, la apertura del lente, la velocidad, el zoom, sin flash, el mismo fondo, la resolución y el formato (Price y Osborne, 1990; Mendoza *et al.*, 2006).

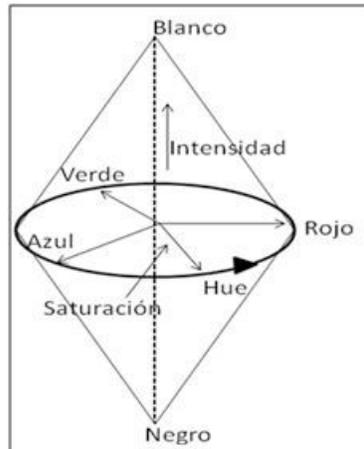
### **2.7.1. Espacios de color**

En esencia, un espacio de color es una especificación de sistemas de coordenadas y un subespacio dentro del sistema, donde cada color es representado por un único punto. Hay varios modelos de colores, pero en el procesamiento de imágenes los más usados son: RGB (rojo, verde y azul), CMY (cian, magenta y amarillo), CMYK (cian, magenta, amarillo y negro) y HSI (hue, saturación, intensidad) (González y Woods, 2002; Mendoza *et al.*, 2006). En la horticultura y agricultura es común usar espacios de color como RGB, HSI, HSV y Lab (Philipp y Rath, 2002)

#### **2.7.1.1. HSI**

Este espacio de color se compone por el hue (H), que es un atributo asociado con la longitud de onda dominante en una mezcla de ondas de luz y representa el color dominante como es percibido por un observador; por la intensidad (I) que es el brillo que incluye la noción cromática de la intensidad; y por la saturación (S) que es la medida de la degradación con el cual el color puro es diluido por la luz blanca. Los canales de este espacio de color se pueden obtener a partir del modelo RGB (González y Woods, 2002; Russ, 1999; Urdiales, 2002; Seul *et al.*, 2001; Philipp y Rath, 2002). En la Figura 2.1 se representa el modelo HSI, donde la intensidad se

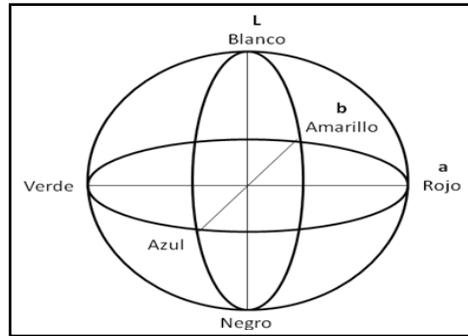
representa en el eje vertical, desde el negro al blanco; el Hue está representado angularmente (por ejemplo el rojo a 0°, el verde a 120° y el azul a 240°) y la saturación esta representada como la distancia radial desde el origen, 0 para no saturado (gris) y 1 para una completa saturación del color (Seul *et al.*, 2001).



**Figura 2.1.** Espacio de color HSI. Fuente: Seul *et al.*, 2001.

#### 2.7.1.2. L a b

En el modelo Lab, L indica la brillantez y está usualmente en el eje de la escala de grises donde su valor mas alto se refiere al color blanco y el menor al color negro, mientras “a” y “b” son dos ejes ortogonales que ambos definen el color y la saturación. El eje “a” se ejecuta desde rojo (+a) a verde (-a) y el eje “b” desde amarillo (+b) al azul (-b) (Russ, 1999; Voss y Hale, 1998; Philipp y Rath, 2002) (Figura 2.2). Los espacios de color HSI y Lab son desarrollados como réplica de la percepción de color de un humano, estos espacios de color se pueden obtener a partir de la transformación de los valores de RGB, mediante ecuaciones (Philipp y Rath, 2002).

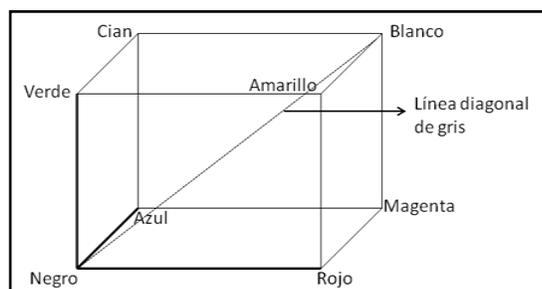


**Figura 2.2.** Espacio de color  $L \cdot a \cdot b$ . Fuente: Russ, 1999.

### 2.7.1.3. RGB

En el modelo RGB cada color aparece en el espectro primario, las componentes son rojo (R), verde (G) y azul (B). Este modelo se basa en el sistema de coordenadas cartesianas, donde dichas componentes pueden variar de 0 a 255. Así el valor 0, 0, 0 corresponde al negro y 255, 255, 255 al blanco; el número de bits usados representa cada pixel en el espacio de RGB. Este espacio es el más conocido y frecuentemente usado en pantallas e impresoras (González y Woods, 2002; Russ, 1999; Seul *et al.*, 2001; Urdiales, 2002). Hay una relación entre los valores de RGB y HSL, donde por medio de ecuaciones a partir de un espacio de color se pueden obtener los otros y viceversa (Motonaga *et al.*, 2004).

De los colores primarios se generan los colores secundarios, como el amarillo que es igual a la combinación de rojo y verde; el cian es igual a la combinación de azul y verde, mientras que el magenta es igual a la combinación de azul y rojo como se muestra en la Figura 2.3, donde la escala de grises va en diagonal desde la intensidad cero (negro) a la máxima intensidad (blanco) (Seul *et al.*, 2001).



**Figura 2.3.** Cubo del espacio de color RGB. Fuente: Seul *et al.*, 2001.

### III. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1. Localización y características del sitio experimental

El experimento se estableció el 15 de mayo de 2006 en los invernaderos del Colegio de Postgraduados en Montecillo, Texcoco, Estado de México, a 19° 29' de latitud norte, 98° 53' longitud oeste y 2250 msnm. El clima del lugar es templado con una temperatura media anual de 15 °C y una precipitación pluvial de 574 mm anuales (Estación Meteorológica del Colegio de Postgraduados, Montecillo, Texcoco, Estado de México).

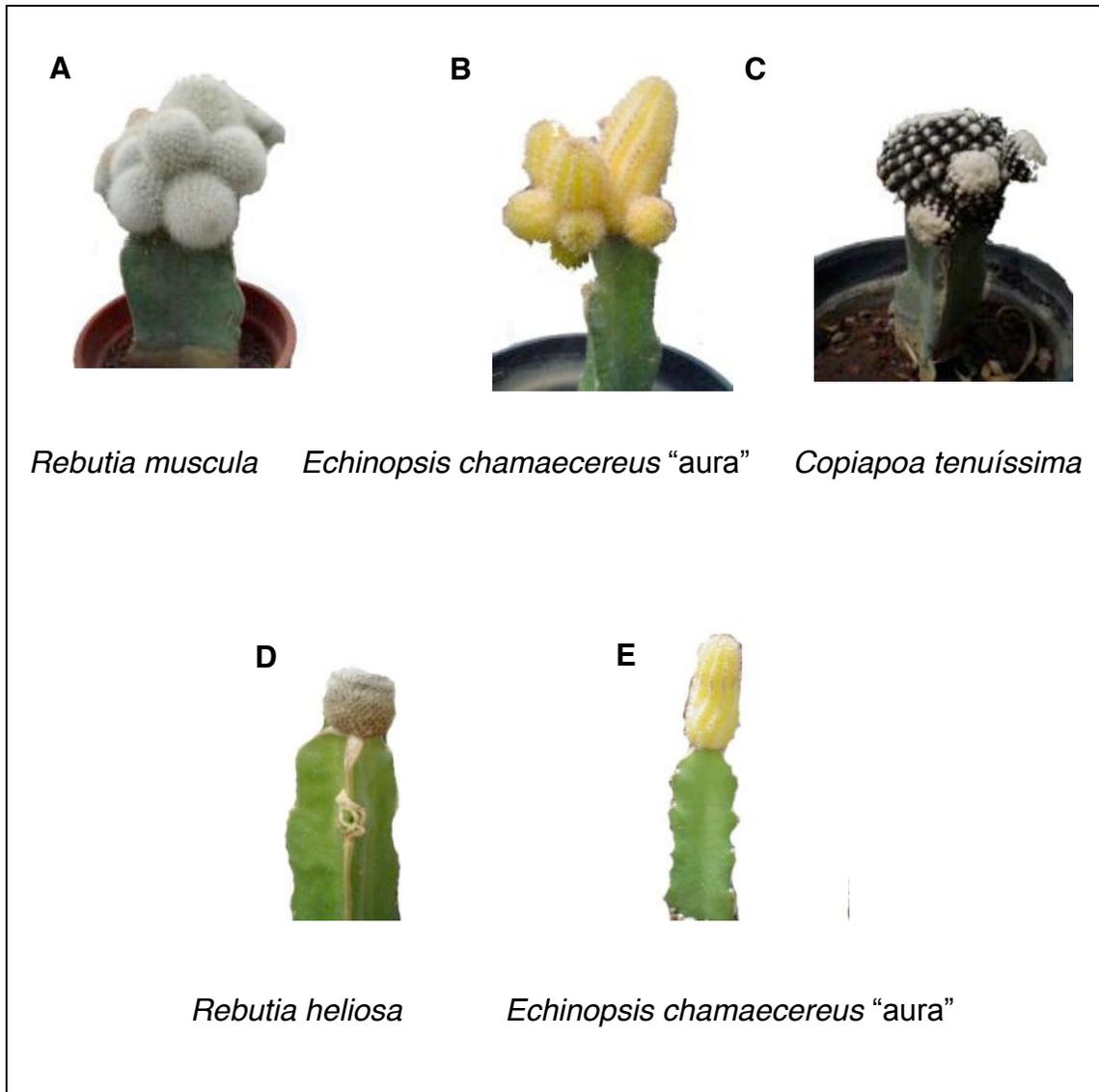
El invernadero es de tipo capilla (de dos aguas) de 200 m<sup>2</sup> con ventanas laterales y doble cubierta de vidrio; los pasillos y los costados son de cemento. Las plantas se establecieron en macetas de plástico negro de 10 cm, de diámetro, con una capacidad de 200 g, con dos sustratos diferentes (Cuadro 3.1).

**Cuadro 3.1.** Descripción de las mezclas utilizadas como sustratos.

Sustrato	Constituyentes y proporciones
1	Tezontle, tepojal y turba en la proporción 2:2:1.
2	Tezontle, agrolita y tierra agrícola en la proporción 2:2:1

#### 3.2. Material Vegetal

Para éste estudio se utilizaron 4 especies de cactáceas que fueron: con tres meses de edad *Rebutia muscula* (Figura 3.1A), *Echinopsis chamaecereus* “aura” (Figura 3.1B), y *Copiapoa tenuíssima* (Figura 3.1C) y con un mes de edad *Rebutia heliosa* (Figura 3.1D), y *Echinopsis chamaecereus* “aurea” (Figura 3.1E) injertadas sobre *Hylocereus undatusp*



**Figura 3.1.** Diferentes especies de cactáceas injertadas sobre *Hylocereus undatus* p  
 A) *Rebutia muscula*, B) *Echinopsis chamaecereus* "aura", C) *Copiapoa tenuissima*, D) *Rebutia heliosa* y E) *Echinopsis chamaecereus* "aura".

### 3.3. Tratamientos

Se estudiaron dos factores, el factor especies y el factor nivel de radiación con cinco y dos niveles respectivamente. Las especies, descritas anteriormente (Figura 3.1), se expusieron a dos niveles de radiación: con sombra (80% de reducción de la radiación incidente) y sin sombra; la combinación factorial entre especies y niveles de radiación (5x2) dio como resultado 10 tratamientos (Cuadro 3.2). Para los

tratamientos con sombra, se colocaron las plantas dentro de una caseta forrada con malla sombra (80 % de sombra).

**Cuadro 3.2.** Descripción de tratamientos.

<b>Tratamiento</b>	<b>Especie</b>	<b>Condición de iluminación</b>
1	<u><i>Rebutia muscula</i></u>	con sombra
2	<u><i>Rebutia muscula</i></u>	sin sombra
3	<u><i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea”</u>	con sombra
4	<u><i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea”</u>	sin sombra
5	<u><i>Copiapoa tenuíssima</i></u>	con sombra
6	<u><i>Copiapoa tenuíssima</i></u>	sin sombra
7	<u><i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea”</u>	con sombra
8	<u><i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea”</u>	sin sombra
9	<u><i>Rebutia heliosa</i></u>	con sombra
10	<u><i>Rebutia heliosa</i></u>	sin sombra

Cabe aclarar que el tratamiento 1 a 6, las plantas tenían tres meses de edad al inicio del experimento y del tratamiento 7 a 10 las plantas tenían un mes de edad.

### 3.4. Diseño experimental

El efecto de los tratamientos se determinó con un diseño completamente al azar. Cada tratamiento tuvo 7 repeticiones y la unidad experimental estuvo constituida por una planta. Los datos obtenidos se analizaron estadísticamente utilizando el paquete SAS (Statistical Analysis System, Versión 2001), realizando análisis de varianza y comparación múltiple de medias con la prueba de Tukey.

El modelo estadístico del experimento es el siguiente:

$$Y_{ijkl} = \mu + S_i + V_j + (SV)_{ij} + D_k + (S*D)_{ik} + (V*D)_{jk} + E_{ijkl}$$

Donde:

$Y_{ijkl}$  = variable respuesta

$\mu$  = media general

$S_i$  = efecto del  $i$ -ésimo nivel de radiación ( $i= 1$  y  $2$ )

$V_j$  = efecto del  $j$ -ésimo especie ( $j=1,2, 3, 4, 5$ )

$(S*V)_{ij}$  = efecto de la interacción entre el  $i$ -ésimo nivel de radiación y el  $j$ -ésimo especie

$D_k$  = efecto el  $k$ -ésimo día del experimento ( $k=1, 15, 30, 45, 60, 75, 90, 105,120, 135, 150$ )

$(S*D)_{ik}$  = efecto de la interacción entre el  $i$ -ésimo nivel de radiación y  $k$ -ésimo día del experimento

$(V*D)_{jk}$  = efecto de la interacción entre el  $j$ -ésimo especie y  $k$ -ésimo día del experimento

$E_{ijkl}$  = error experimental

Nota: para las variables bioquímicas el valor de  $k= 1, 50, 100$  y  $150$

### **3.5. Manejo del cultivo**

#### **3.5.1. Riego**

Los riego se realizaron cada ocho días con 1g de fertilizante (19-19-19 con micro nutrientes) por litro de agua.

#### **3.5.2. Control de enfermedades**

A los 15 días de haber establecido el experimento, se presentó una pudrición en algunos portainjertos causada por *Erwina carotovora*; para controlarla se hicieron aplicaciones periódicas (cada 8 días) a la planta y a la raíz de Cupravit (Oxicloruro de cobre) a, 3 g L<sup>-1</sup> de agua en aspersion y en el riego; este último se hizo cada 8 días.

### **3.6. Variables Evaluadas**

#### **3.6.1. Variables ambientales**

##### **3.6.1.1. Temperatura del aire (°C) y humedad relativa (%)**

Se registraron la temperatura del aire (°C) y humedad relativa (%) con un higrotermógrafo electrónico (Hobbo, Onset, Inc.) el cual se programó para registrar datos cada 15 minutos. Se colocó uno en cada nivel de radiación.

##### **3.6.1.2. Radiación Fotosintéticamente activa**

La irradiancia fotosintética se midió con un radiómetro lineal (LI-COR, Inc, USA). Esta medición se realizó cada mes, dentro y afuera del invernadero en los ambientes con sombra y sin sombra. Las mediciones se hicieron 3 veces al día. La primera a las 10:00 h, la segunda a las 14:00 h y la última a las 5:30 h. También se midió la iluminación en los tratamientos con sombra con un fotómetro (Hobo, Onset (lum·m<sup>2</sup>)) que se programó para registrar datos cada 15 minutos.

#### **3.6.2. Variables de crecimiento**

##### **3.6.2.1. Número de brotes**

El conteo de éstos se hizo de manera visual a partir del primer mes de establecido el experimento. Los registros se realizaron cada 15 días.

##### **3.6.2.2. Altura de las plantas**

Se midió con la ayuda de una regla (cm) al inicio del experimento y cada 15 días a partir del primer mes de estar establecido el experimento.

#### **3.6.3. Variables del desarrollo**

##### **3.6.3.1. Periodo de emisión de botones florales**

Esta medición se hizo de manera visual, registrándose el día de la aparición del primer brote floral por cada repetición, al igual que el último día en que aparecieron botones florales.

### **3.6.3.2. Periodo de floración**

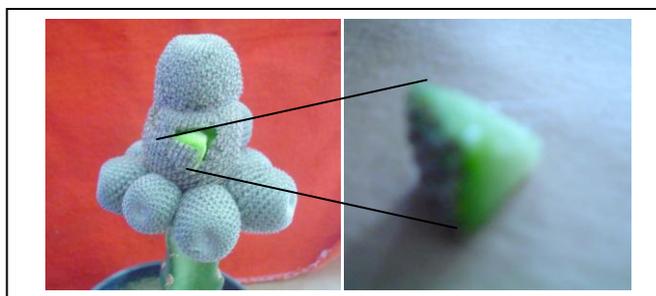
En cada especie se registró el tiempo en que presentaron las flores de manera visual, contabilizando y registrando el número de flores presentes en cada muestreo.

### **3.6.4. Variables bioquímicas**

#### **3.6.4.1. Contenido de pigmentos: Clorofila a, clorofila b, carotenoides, + xantofilas y betalaínas.**

La determinación de concentración de pigmentos se realizó en cinco etapas, la primera al inicio del experimento, y las otras cuatro aproximadamente cada 60 días.

Para coleccionar las muestras se tomaron al azar 5 repeticiones por tratamiento; de cada repetición se tomaron tres muestras de tejido (del tallo principal y de dos brotes secundarios, para las plantas de 3 meses y solo del tallo principal, para las especies de un mes de edad). Las muestras fueron de 250 mg (aproximadamente 1 cm de largo por 1 cm de ancho y 0.5 cm de profundidad, como se muestra en la Figura 3.2), que se maceraron en un mortero frío, con acetona al 80% para *Echinopsis chamaecereus* "aurea", *Rebutia muscula* y *Rebutia heliosa*, y con metanol al 80% para *Copiapoa tenuissima*; además se les agregó arena de mar, para facilitar la trituración, posteriormente se centrifugaron a 839 g, durante 15 min/5 ° C, se decantaron y se llevaron cuantitativamente a 3 mL con su respectivo solvente. Finalmente se tomaron las lecturas a diferentes longitudes de ondas (Cuadro 3.3), en un espectrofotómetro UV/VIS (Evolution 300, Thermo) utilizando como blanco el solvente respectivo. Las concentraciones de pigmentos se calcularon con las formulas de Lichtenthaler y Wellburn (1985) para clorofila a, b y carotenoides + xantofilas (c+x), mientras que las betalaínas con la formula descrita por Stintzing, *et al.*, (2005), las cuales se presentan en el Cuadro 3.4.



**Figura 3.2.** Toma de muestra del tejido fresco.

**Cuadro 3.3.** Absorbancias utilizadas de acuerdo a los solventes.

<b>Especie</b>	<b>solvente</b>	<b>Absorbancias (nm)</b>
<i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea"	Acetona al 80 %	470, 645 y 662
<i>Copiapoa tenuissima</i>	Metanol al 80 %	470, 540, 653 y 666
<i>Rebutia muscula</i>	Acetona al 80 %	470, 645 y 662
<i>Rebutia heliosa</i>	Acetona al 80 %	470, 645 y 662

**Cuadro 3.4.** Formulas utilizadas para determinar el contenido de los pigmentos.

<b>Solvente</b>	<b>Pigmento</b>	<b>Fórmula</b>
Acetona	Clorofila a ( $C_a$ )	$11.75 A_{662} - 2.350 A_{645}$
	Clorofila b ( $C_b$ )	$18.61 A_{645} - 3.960 A_{662}$
	Carotenos (c+x)	$1000A_{470} - 2.270 C_a - 81.4 C_b / 227$
Metanol	Clorofila a ( $C_a$ )	$15.65 A_{666} - 7.340 A_{653}$
	Clorofila b ( $C_b$ )	$27.05 A_{653} - 11.21 A_{666}$
	Carotenos (c+x)	$1000A_{470} - 2.860 C_a - 129.2 C_b / 245$
	Betalainas	$BC(mg/L) = ((AxFDxPMx1000/\epsilon x l))^*$

\* A=valor de la absorción máxima, FD= factor de dilución, l=es el largo de la cuveta, PM=peso molecular (550g/mol) y  $\epsilon$ =coeficiente de extinción (60000L/(mol cm)); (Stintzing, *et al.*, 2005).

#### **3.6.4.2. Separación e identificación de pigmentos por cromatografía en capa fina**

En cada especie, la separación de pigmentos se realizó por triplicado con el fin de comprobar los resultados. Para determinar los tipos de pigmentos presentes en el tallo de cada una de las especies, el primer paso fue obtener el concentrado de pigmentos, para lo cual se procedió a triturar 30 g de biomasa fresca en un mortero frío con 30 mL de acetona al 100%, 50 mL de éter etílico y una pizca de carbonato de calcio; el extracto se filtró a través de una manta de cielo, para separarlo de la masa triturada y posteriormente se lavó repetidas veces con agua fría (20-30 mL) en un embudo de separación hasta que la capa acuosa quedó sin color. La fase orgánica se separó de la acuosa y la solución con éter etílico se evaporó casi a sequedad (5mL aproximadamente) por calentamiento suave en Baño María (50 °C).

El segundo paso consistió en aplicar a 1.5 cm de la base, 50 µL del extracto concentrado en una placa de sílica gel de 5 x 20 cm (placas para TLC de sílica gel 60 F<sub>254</sub>, MERCK). Las placas se corrieron en una cámara saturada con el solvente de desarrollo: hexano: éter etílico: acetona (6:2:3) hasta que el frente del solvente quedo a 1 cm del borde superior de la placa. Posteriormente las placas se secaron a temperatura ambiente, protegiéndolas de la luz, se registro la distancia recorrida de cada mancha, se determino el movimiento relativo (Rf) de las manchas (distancia de cada mancha/distancia recorrida por el solvente), así como el color de las manchas. Cada mancha identificada se desprendió cuidadosamente con una navaja y se deposito en un tubo eppendorf, a cada tubo se adiciono 1.5 mL de acetona al 80% y se centrifugaron a 839 g por 10 min. Posteriormente los sobrenadantes se transfirieron a tubos de ensaye y se llevaron a un volumen de 3 mL, en esta dilución se hizo un barrido en un rango de 400 a 700 nm con lo que se determino sus espectros de absorción, en un espectrofotometro UV/VIS (Evolution 300, Thermo).

Para la especie de *Copiapoa tenuíssima* se utilizó la metodología descrita por Bilyk (1979 y 1980), exclusiva para betalaínas, a la cual se le hicieron algunas modificaciones para adaptarla a los materiales e infraestructura disponibles. La metodología se describe a continuación:

Para obtener el concentrado de pigmentos se procedió a triturar 30 g de peso fresco, principalmente de la epidermis. El pigmento se extrajo con etanol al 95% (5x50 mL), en punto de ebullición, mediante Baño María (cada lavado fue de 5 min), procurando que el tejido fresco quedara sin color; el sobrenadante se filtró con papel filtro de poro grueso y se colocó a -25 °C toda la noche, esto con el propósito de separar las betaxantinas, por lo que se procedió a evaporar el filtrado casi a sequedad con un rotavapor, a baja temperatura (5 °C), quedando así un residuo con los pigmentos concentrados.

Para la extracción de betacianinas, al residuo anterior se le realizaron varios lavados con etanol y con diferentes concentraciones de ácido clorhídrico, lo que se describe con más detalle en la Figura 3.3. Los sobrenadantes de cada lavado se juntaron en un matraz erlenmeyer y el pH se ajustó con hidróxido de sodio. Posteriormente el solvente se evaporó hasta reducir el volumen a 5 mL aproximadamente, quedando el concentrado de color amarillo.

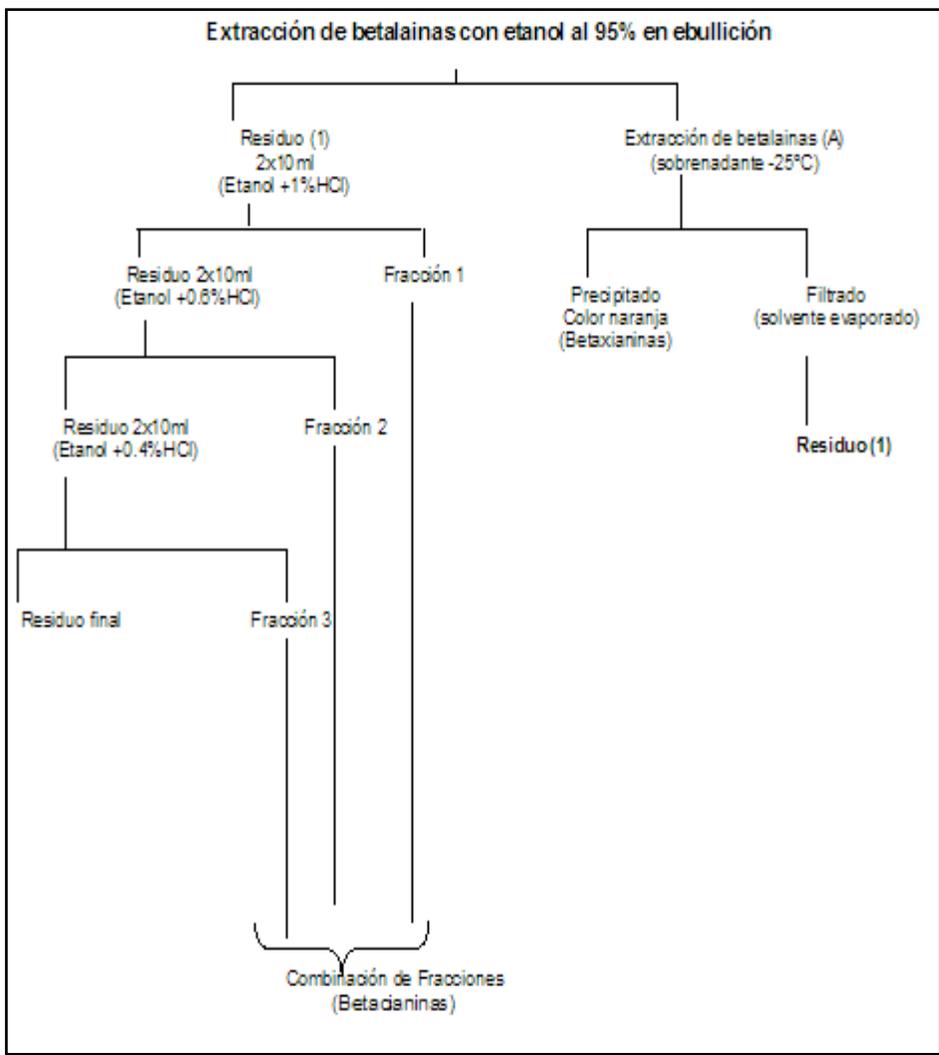
Una vez obtenido el concentrado, se procedió a aplicar 50 µL del extracto en una placa de celulosa de 20 x 20 cm (Placas para TLC de celulosa sobre polyester con indicador de UV, Merck) a 1.5 cm de la base. El corrimiento de la placa se hizo en dos solventes diferentes, cuyas concentraciones se describen en el Cuadro 3.5. Primero se utilizó el solvente más polar, solvente 1, hasta que el frente del solvente quedo a 10 cm del borde superior de la placa; en seguida la placa se secó perfectamente protegiéndola de la luz y posteriormente se colocó en el solvente 2, en el cual se dejó que el frente del solvente quedara a 15 cm del borde superior de la placa. La placa se secó perfectamente y se volvió a repetir este último paso. Finalmente la placa se secó a temperatura ambiente, protegiéndola de la luz para medir las distancias de corrimiento de las diferentes manchas, determinando así el R<sub>f</sub> (distancia de cada mancha/distancia recorrida por el solvente) y además se registro el color de cada mancha.

En un paso posterior, cada mancha se raspó cuidadosamente y el polvo de sílica gel se vertió en un tubo eppendorf, la mancha se disolvió con etanol al 80% (1.5 mL) y

se centrifugó, posteriormente se pasaron a tubos de ensaye y se llevaron a 3 mL para determinar sus espectros de absorción en un rango de 400-700 nm, en un espectrofotómetro UV/VIS (Evolution 300, Thermo).

**Cuadro 3.5.** Descripción de los solventes utilizados en la cromatografía en capa fina de *Copiapoa tenuíssima*.

<b>Reactivos</b>	<b>Solvente 1 (mL)</b>	<b>Solvente 2 (mL)</b>
Etanol	20	35
Isopropanol	55	30
Agua	20	30
Ácido acético glacial	5	5



**Figura 3.3** Descripción del procedimiento para la extracción de Betalaínas y Betaxantinas

Nota: Cada lavado de residuo fue de 30 minutos.

### 3.6.5. Imágenes digitales

Las imágenes digitales se tomaron con una cámara Cannon Power Shot G2 y se archivaron en el formato Join Photographic Experts Group (jpeg) a 1600x1200 pixeles. Se tomaron cada 15 días en dos planos: vertical y horizontal para cada repetición de los 10 tratamientos.

Para tomar las imágenes digitales se posicionó la cámara a 1.1 m de distancia del objetivo de la planta. Las imágenes se tomaron en una estructura metálica cubierta

con tela negra y cuatro focos de luz fluorescente de 15 W, a 1/3 de velocidad de obturación, 4.5 de apertura del diafragma; en las primeras 7 fechas se utilizó un fondo negro en la especie *Echinopsis chamaecereus*, mientras que para *Rebutia muscula*, *Rebutia heliosa* y *Copiapoa tenuisima*, el fondo fue rojo; para las fechas restantes se utilizó un fondo azul cielo para todas las especies.

#### **3.6.5.1. Cambios en color**

Se determinaron los cambios de color en las plantas mediante la siguiente metodología: el tamaño de cada imagen se cambió a 640x480 y se aplicó un filtro de mediana con un elemento de 5x5 píxeles para eliminar ruido. Posteriormente se tomaron 10 muestras de 20 x 20 píxeles de cada imagen que correspondieron a segmentos de planta y fondo. Con los valores de los canales del modelo RGB de cada píxel (R, G y B son las intensidades de color en las bandas roja, verde y azul respectivamente), como variables de entrada y las clases fondo y planta –como variables de salida-, se creó un clasificador con Neuroshell Classifier de AI Trilogy (para cada especie); el 50% de los datos se utilizó para crear el clasificador y el porcentaje restante para validarlo.

Este clasificador se utilizó en un programa en Visual Basic 6 para seleccionar los píxeles de cada imagen que correspondían a la planta, se calculó el promedio de los valores de cada capa del modelo RGB de estos píxeles seleccionados, y entonces se transformaron a los siguientes espacios de color:

- a) Lab, el cual es perceptualmente uniforme.  $L$  es igual a la luminosidad,  $b$  corresponde al eje amarillo-azul y  $a$  corresponde al eje verde-rojo. Esto se realizó mediante las formulas descritas por Gonzales y Wood (2002).
- b) HSB, donde H es igual al hue, S es igual a saturación y B es igual a brillantez. Para convertir a este espacio se utilizaron las ecuaciones mencionada por Gonzales y Wood (2002).

## IV.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 4.1. Variables ambientales

#### 4.1.1. Radiación Fotosintéticamente Activa

En la Figura 4.1 y 4.2 se muestra la radiación fotosintéticamente activa (RFA) recibida en el interior y exterior del invernadero, con y sin sombra para cada mes. La cubierta de vidrio del invernadero redujo la RFA en 74 % durante el mes de mayo a las 10 h en relación con la RFA externa, ya que ésta cambió de  $1386 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  a  $361 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ , dejando pasar únicamente el 26% del total de la RFA externa y la malla sombra la redujo en 90 %. Por lo anterior, la caseta con malla solamente dejó pasar a las plantas con tratamiento de sombreado el 8% de la RFA que fue transmitida a esa hora, que fue de  $35 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ .

En junio el comportamiento de la RFA fue similar a la observada en mayo, ya que a las 14 h la cubierta del invernadero redujo la RFA incidente sobre el invernadero en 70%; es decir, la cubierta de vidrio redujo la RFA de  $1185 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  a  $349 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ . Las mediciones hechas fuera del invernadero muestran que la malla sombra redujo esta RFA en 90 %, pero las mediciones hechas en el interior muestran que de la RFA incidente dentro de la caseta con malla ésta sólo transmitió el 3 %, llegando a la planta únicamente  $11 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  (Figura 4.1 y 4.2).

La RFA externa disminuyó en los meses de junio y julio, lo que se pudo deber en parte a la presencia de nubosidad, ya que en estos meses inició la temporada de lluvias. Al respecto Hopkins (1999), Bonhomme (1993) y Attridge (1990) mencionan que los factores atmosféricos influyen en el nivel de irradiancia y la distribución espectral de la radiación solar; por ello, en el mes de julio a las 14 h se registró una RFA externa de tan solo  $471 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ , de la cual la cubierta de vidrio solamente dejó pasar  $173 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ; sin embargo, en este mes la RFA interna se incrementó a las 17 h a  $320 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ , pero estuvo 70% por debajo de la RFA externa ( $1071 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  vs  $320 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ). Las mediciones en el exterior indican que la malla sombra transmitió el 9% ( $96 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) de la RFA incidente, mientras que dentro

del invernadero las casetas con malla transmitió el 3 % de la RFA incidente ( $7 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ).

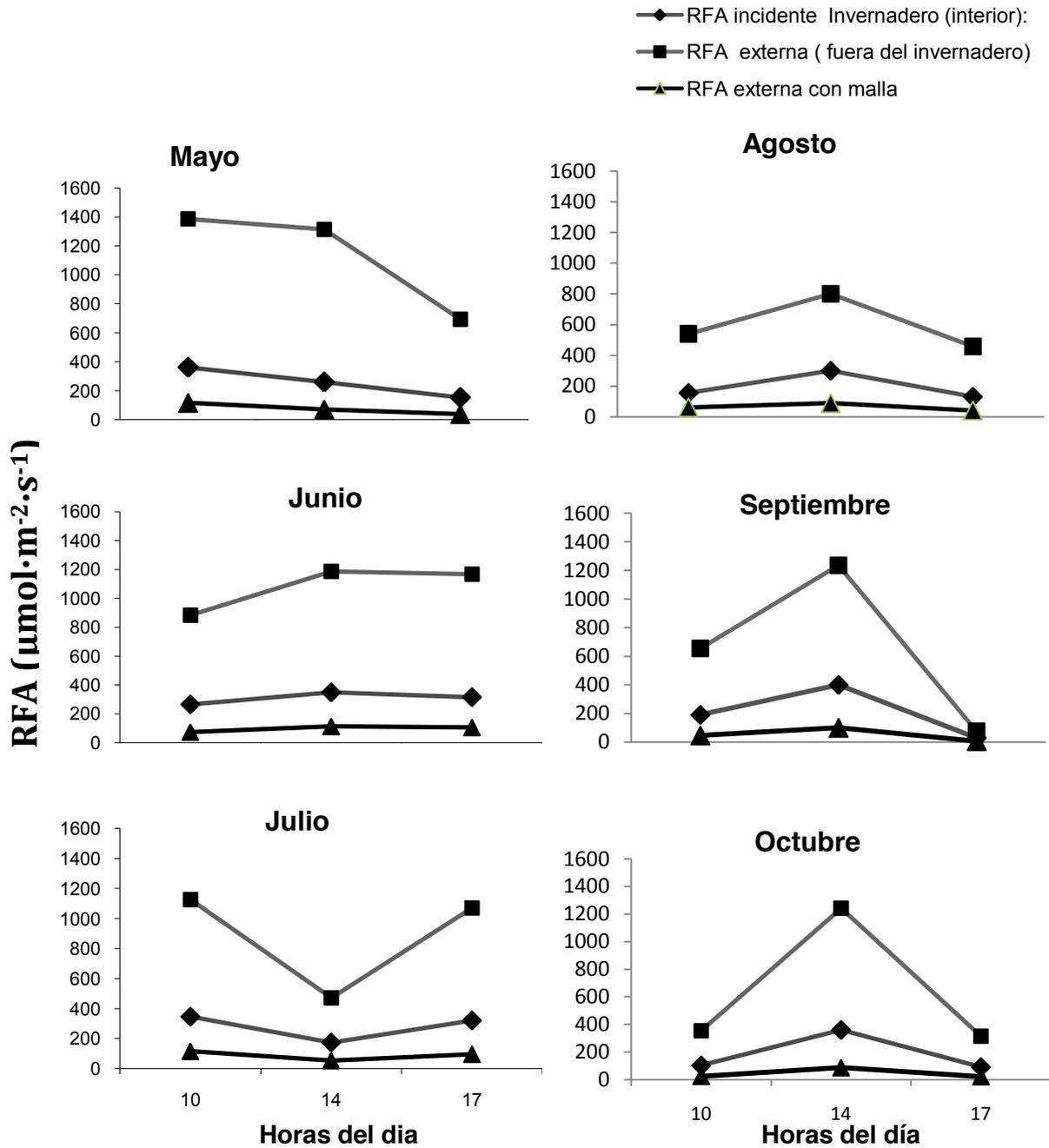
Durante el mes de agosto hubo una menor cantidad de radiación comparada con el registro tomado en los demás meses, siendo la RFA externa a las 14 h de  $800 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ , mientras que la RFA interna fue  $300 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ . En el exterior la malla redujo en 89% ( $88 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) la RFA incidente y en el interior de la caseta con malla sólo transmitió el 3% ( $10 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ).

En septiembre la cubierta de vidrio transmitió el 32 % de la RFA incidente ( $1235 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  vs  $400 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) y la malla transmitió el 8% ( $99.6 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ). Dentro del invernadero la caseta con malla sólo dejó pasar el 5.3% de la RFA recibida, llegando a la planta únicamente  $21.33 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ .

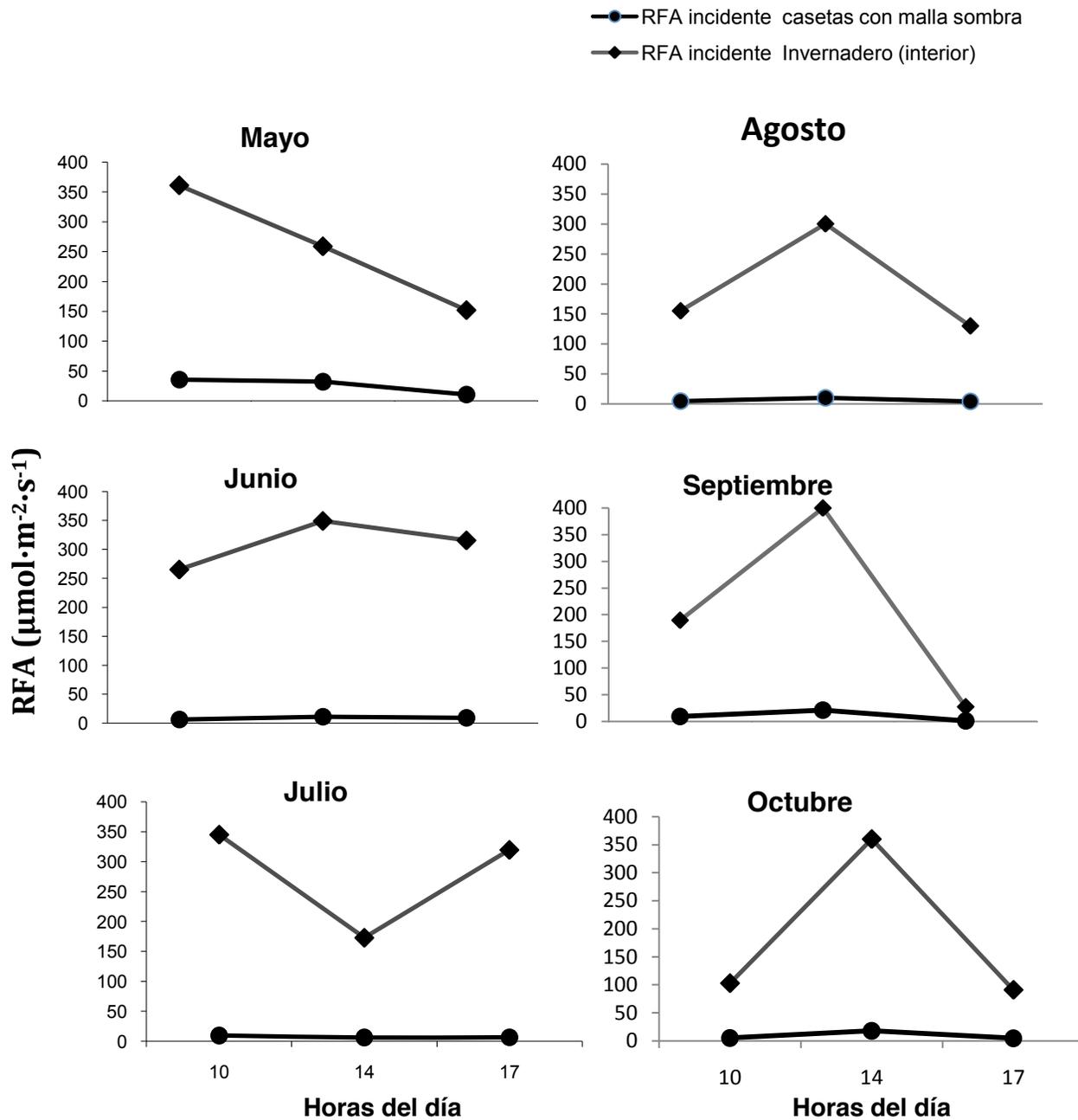
En octubre se obtuvieron resultados similares, la cubierta del invernadero transmitió el 29 % ( $360 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) de la RFA recibida ( $1241 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) a las 14 h, mientras que la malla externa transmitió el 7 % ( $87 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ). De los  $360 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$  que se transmitieron al interior del invernadero y recibida sobre la malla utilizada en los tratamientos de sombreado, únicamente el 5% ( $18 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) se transmitió a las plantas bajo este tratamiento.

Por lo anterior, se evidencia que la cubierta de vidrio sólo permitió el paso de 26 al 36% de la RFA incidente sobre el invernadero, de la cual del 2 al 5% se transmitió a través de la malla sombra que cubrió a las plantas en tratamiento. La fracción de radiación solar transmitida al interior del invernadero posiblemente estuvo en función del cambio de la posición del sol en el cielo, la cobertura de nubes, contenido de vapor de agua en la atmósfera y turbidez de la misma (Rosenberg *et al.*, 1983), presencia de polvo sobre la cubierta de vidrio y las características de la estructura y cobertura del invernadero; sin embargo, la reducción que se presenta por la cubierta del invernadero puede ser atribuida a la radiación absorbida y reflejada por las partes de la estructura de éste, particularmente del vidrio (Baille y Tchamitchia, 1993; Hopkins, 1999). La radiación externa que pasó al interior del invernadero está dentro

del rango mencionado por Faust (2003) quien indica que de la radiación incidente sobre la cubierta de vidrio de un invernadero, sólo del 35 al 70% llega a los cultivos.



**Figura 4.1.** Promedio de cuatro mediciones para tres diferentes horas de un solo día, de Radiación fotosintéticamente activa (RFA;  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) en el exterior e interior del invernadero y en el exterior del invernadero con sombra, Montecillo, México, para seis meses del 2006.



**Figura 4.2.** Promedio de cuatro mediciones para tres diferentes horas de un solo día, de Radiación fotosintéticamente activa (RFA;  $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ) en el interior de las casetas con malla sombra y dentro del invernadero, Montecillos, México, para seis meses del 2006.

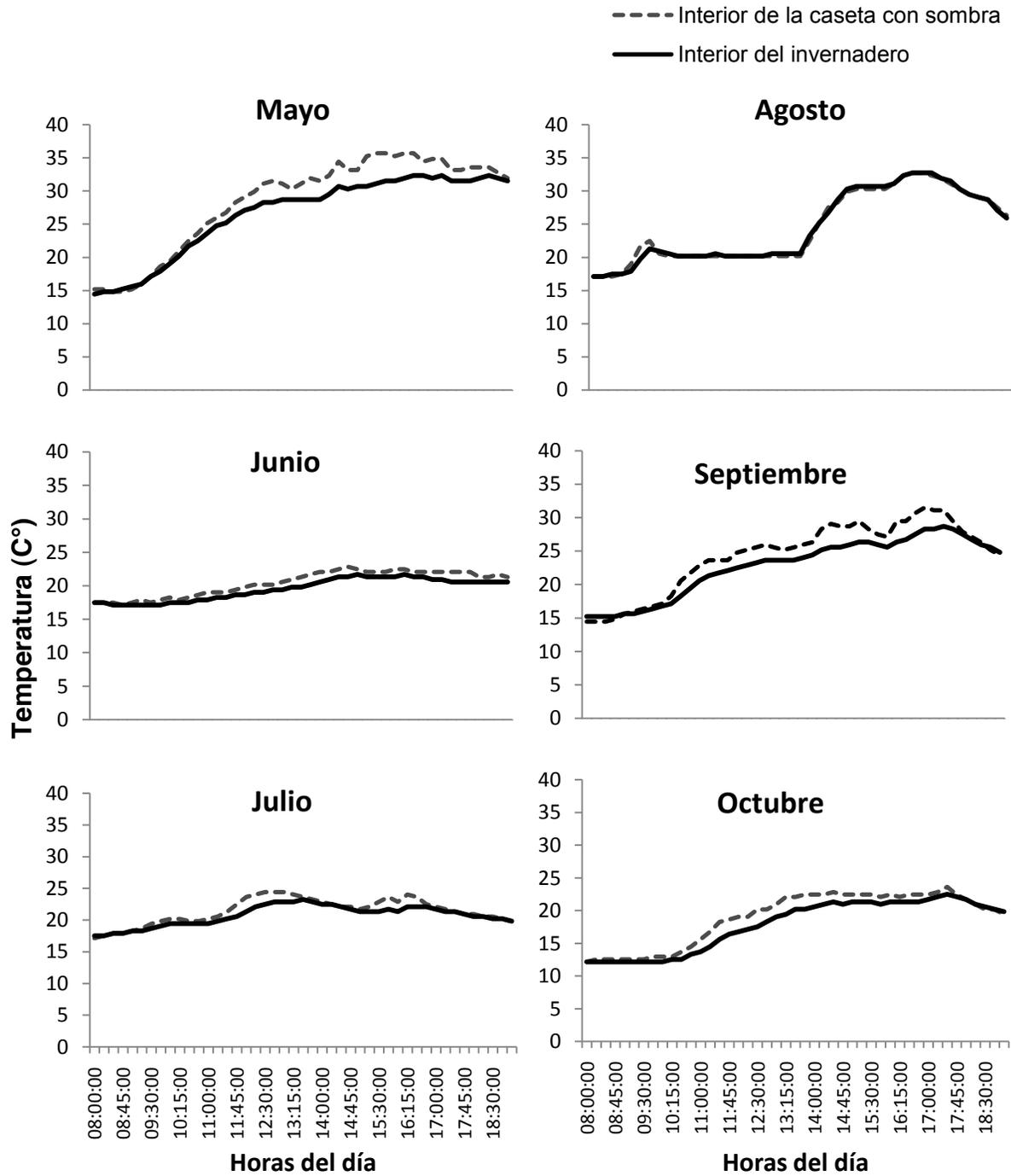
#### **4.1.2. Temperatura y Humedad relativa**

La temperatura juega un papel muy importante en el desarrollo de las plantas y está estrechamente relacionada con los parámetros de calidad al igual que la radiación solar (Liu y Heins1997).

En la Figura 4.3 se muestran las temperaturas presentadas durante el desarrollo del experimento, y se observa que en el mes de mayo se tuvo una temperatura máxima de 32°C en el interior del invernadero, mientras que en el interior de las casetas con malla sombra la temperatura máxima fue de 35°C; la presencia de mayores temperaturas al interior de la malla sombra se relaciona con el color negro de la malla, porque materiales con este color absorben mayor radiación, provocando esto un incremento de la temperatura al interior de estas. En este mes hubo 5 °C de diferencias entre los tratamientos con sombra y sin sombra, siendo mayor como ya se mencionó, en los tratamientos con sombra.

En el mes de junio y julio se registraron las menores temperaturas, siendo similares para ambos tratamientos, aunque los tratamientos con sombra tuvieron por momentos un incremento mayor, de 1 a 2 °C; mientras que en el mes de agosto las temperaturas volvieron a incrementarse, siendo la temperatura máxima de 33°C para ambos tratamientos. En septiembre en el tratamiento con sombra la temperatura fue mayor por 1 °C, siendo la máxima temperatura de 23.6 °C. En el mes de octubre la temperatura fue de 31.5 °C en los tratamientos con sombra y la del interior del invernadero 28.7 °C (Figura 4.3). Las temperaturas más altas se presentaron aproximadamente en el intervalo de las 15 h hasta las 17 horas.

De acuerdo con Bravo y Sheinvar (1999), la temperatura ideal para las cactáceas es de 25 a 35 °C; y en este experimento las temperaturas oscilaron entre 17 a 35 °C, por lo que podría considerarse que las variaciones de este factor fueron adecuadas para el crecimiento, aún cuando hubo períodos que se registraron menos de 25 °C.



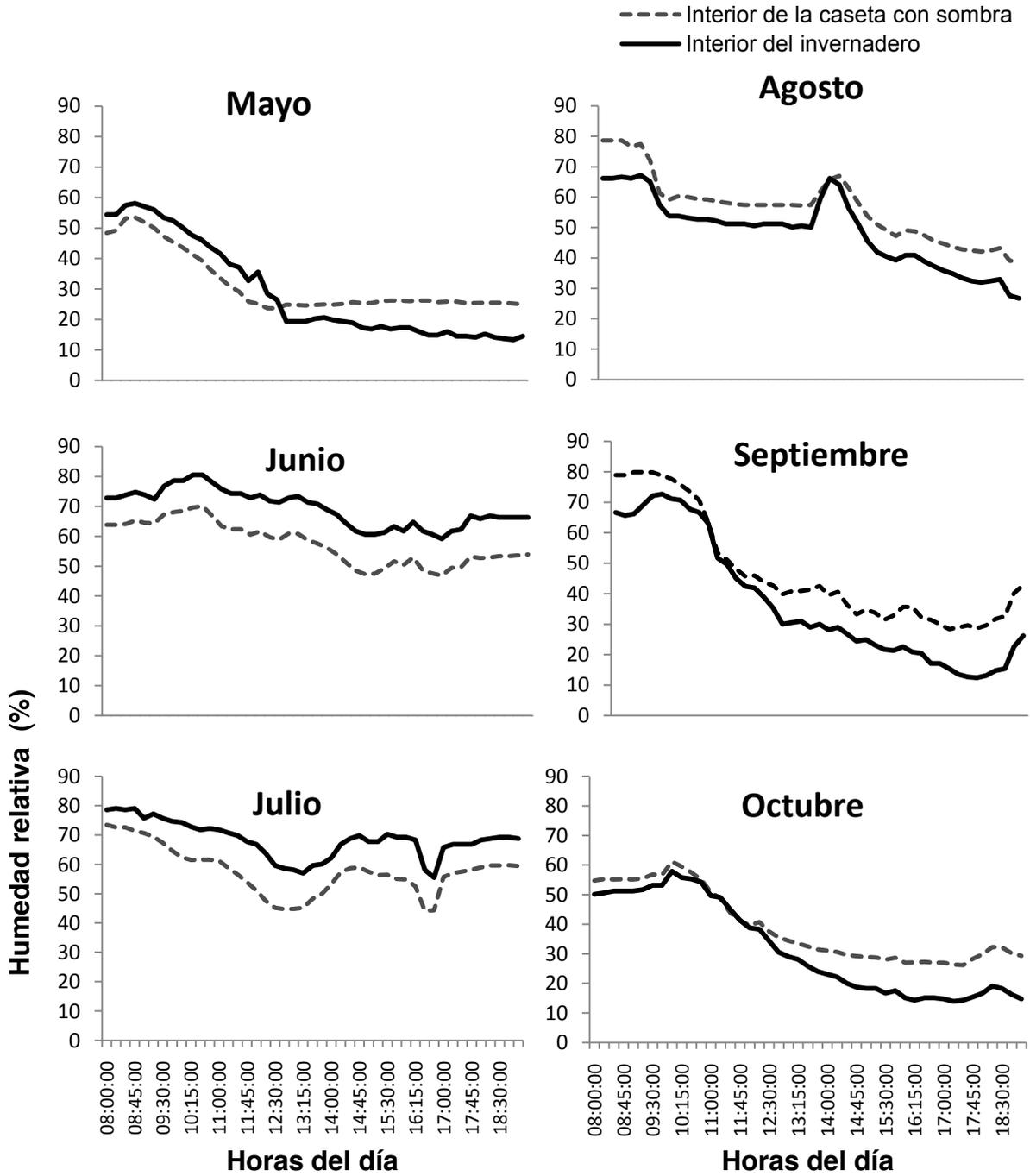
**Figura 4.3.** Temperatura de un solo día en diferentes horas en el interior del invernadero y las casetas con malla sombra, Montecillos, México, para seis meses del 2006.

La humedad del aire es uno de los factores más importantes en las plantas de interior, que está relacionado directamente con su temperatura (Pribyl y Berger, 1993) y determina en alto grado la transpiración y transporte de nutrientes vía floema, principalmente del calcio y magnesio; pero la alta humedad relativa puede ocasionar presencia de hongos como *Botrytis* y con ello afectar la sanidad y longevidad de las plantas (Hendriks, 2001).

Los resultados muestran que la humedad relativa fue menor en los tratamientos con sombra durante los meses de junio y julio, donde mantuvo una tendencia relativamente constante, mientras que en los demás meses ésta disminuyó a partir de las 10:00 h y fue menor en los tratamientos sin sombra (Figura 4.4).

El porcentaje más alto de humedad relativa se presentó en los meses de junio, julio, agosto y septiembre (80 %) y el menor porcentaje fue 10% (Figura 4.4). Como se puede apreciar, con mayor humedad relativa se registró una temperatura menor, lo que coincide con Pribyl y Berger (1993).

La diferencia de temperatura y humedad relativa entre los niveles de radiación tuvieron influencia en la presencia del hongo *Erwina carotovora* en algunos portainjertos, presentándose en mayor grado en las plantas con sombreado donde se registró mayor temperatura.



**Figura 4.4.** Porcentaje de humedad relativa de un solo día en diferentes horas en el interior del invernadero y las casetas con malla sombra, Montecillos, México, para seis meses del 2006.

## 4. 2. Variables de crecimiento

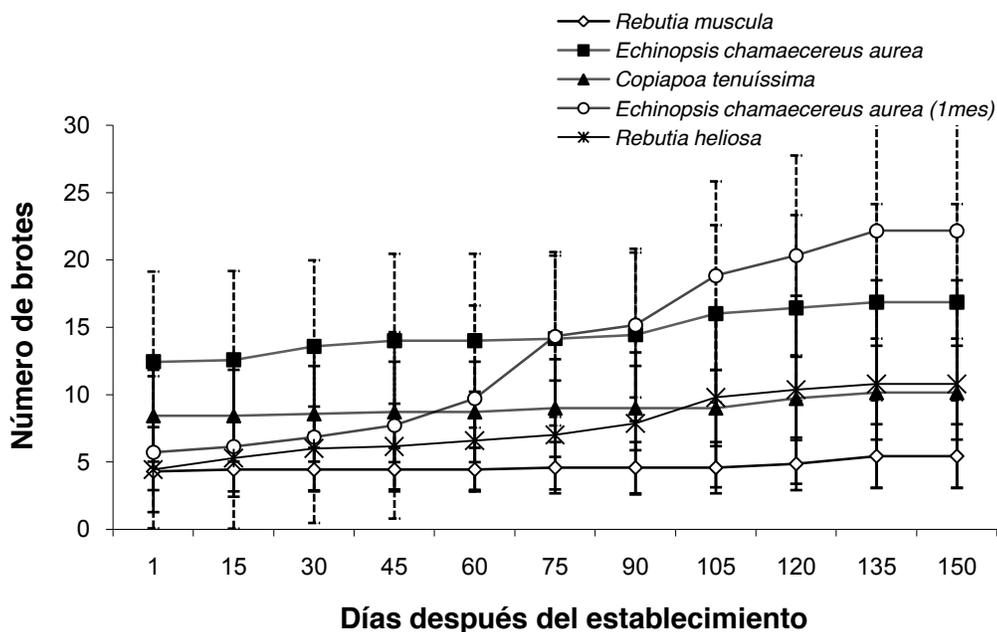
### 4.2.1. Número de brotes

El número de brotes no fue afectado ( $P > 0.05$ ) por el nivel de radiación, ni por la interacción entre especie y nivel de radiación (Cuadro A-1), pero si fue diferente para cada especie, teniendo así que *Echinopsis chamaecereus* “aurea” fue diferente a *Rebutia muscula* ( $P = < 0.0001$ ) y *Rebutia heliosa* ( $P = 0.0045$ ). En la Figura 4.5 se observa que *Echinopsis chamaecereus* “aurea” (1 mes) tuvo mayor incremento mientras que *Rebutia muscula* tuvo el menor incremento de brotes. En el Cuadro 4.1 se muestra que sólo *Echinopsis chamaecereus* “aurea” fue diferente a *Rebutia muscula* en ambos niveles de radiación.

Aunque no se encontraron diferencias significativas por el efecto del nivel de radiación, se observó que *Copiapoa tenuíssima* y *Rebutia muscula* incrementaron el número de brotes bajo sombra (tratamientos 5 y 1). En cambio, *Rebutia heliosa* y *Echinopsis chamaecereus* “aurea” (tratamientos 10, 4 y 8) tuvieron mayor número de brotes sin sombra, lo que concuerda con Faust (2003) quien menciona que con niveles de baja radiación se produce una pobre brotación lateral y crecimiento.

Al tener menor radiación el crecimiento de los brotes de las plantas con sombra, fue afectado, ya que tendieron a alargarse y estrecharse (Cuadro 4.2). Este cambio se le conoce como etiolación (Williams y Rice, 1980).

Cuando la intensidad de la luz es baja, la tasa fotosintética, el crecimiento y desarrollo son menores y las plantas tienden a desarrollar tallos largos (Boodley, 1998). Es decir, los niveles bajos de radiación cambiaron las respuestas fotomorfogénicas de cada especie (Hale y Orcutt, 1987) lo que produjo la etiolación de los tallos y cambió la densidad de espinas (Cuadro 4.2).



**Figura 4.5.** Incremento de número de brotes de cinco especies de cactáceas ornamentales, sin sombra. Montecillo, México. 2006.

**Cuadro 4.1.** Medias de cuadrados mínimos del número de brotes en los 10 tratamientos.

Tratamiento	Número de brotes
1. <i>Rebutia muscula</i> con sombra	4.6b <sup>z</sup>
2. <i>Rebutia muscula</i> sin sombra	4.6b
3. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" con sombra	15.1a
4. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" sin sombra	14.4a
5. <i>Copiapoa tenuissima</i> con sombra	10.5ab
6. <i>Copiapoa tenuissima</i> sin sombra	9.0ab
7. <i>Echinopsis chamaecereus</i> con sombra	6.7ab
8. <i>Echinopsis chamaecereus</i> sin sombra	12.1ab
9. <i>Rebutia heliosa</i> con sombra	7.3ab
10. <i>Rebutia heliosa</i> sin sombra	7.4ab
EEM <sup>1</sup>	2.021
Pr>F	0.4748

<sup>1</sup>Error estándar de la media.

<sup>z</sup>Medias en la misma hilera sin una literal en común son diferentes (P<0.05; Tukey).

Raveh *et al.*, (1998) obtuvieron la misma respuesta de elongación de tallos al sombrear *S. mengalanthus* y *H. polyrhizus* en 30, 60 y 90% de sombra durante los

meses calurosos, lo mismo observaron Andrade *et al.*, (2006) en plantas de *H. undatus* después de 19 semanas de tratamientos con sombra (60 y 70%) lo que correspondió a un promedio de  $45.3 \mu\text{mol m}^{-2} \text{d}^{-1}$ , mientras que Salunkhe *et al.*, (1990) también observaron elongación de los tallos como respuesta a bajas intensidades de radiación en el cactus de navidad (*Schlumbergera bridgesii*). En general el exceso de sombra en las cactáceas causa un crecimiento exagerado y estrechamiento del diámetro apical (Bravo y Scheinvar, 1999). Sin embargo no todas las plantas responden igual a los niveles bajos de radiación solar, como es el caso del crisantemo el cual sufre una reducción de la longitud del tallo (Walz y Horn, 1997).

#### 4.2.2. Altura

En el Cuadro 4.3 se muestra como la altura fue afectada por la interacción entre especie y nivel de radiación. El mayor crecimiento de tallos fue con los tratamientos 1, 7 y 8, mientras que el menor crecimiento se presentó en los tratamientos 2 y 6, que no fueron diferentes ( $P=0.2218$ ).

El incremento en altura entre niveles de radiación por especie no fue significativo, pero si lo fue entre especies ( $P=<0.0001$ ) en donde *Copiapoa tenuíssima* y *Rebutia muscula* fueron diferentes a *Echinopsis chamaecereus* "aurea", *Rebutia heliosa* y entre ellas (Figura 4.6, Cuadro A-2). *Echinopsis chamaecereus* "aurea" y *Rebutia heliosa* fueron las únicas especies iguales estadísticamente.

Las plantas que crecen con baja iluminación no detienen su crecimiento (Williams y Rice, 1980) e inclusive pueden alcanzar mayor altura debido a que los tallos se elongan o etiolan (Salunkhe *et al.*, 1990) como es el caso de *Anemone coronaria*, *Centaurea americana* Nutt y *Echinops ritro* L. las cuales incrementan su altura con bajas intensidades de luz (Cavins y Dole, 2001). En esta investigación, el incremento de altura no fue en general significativo entre plantas sombra y sin sombra; aún así las plantas sin sombra crecieron normales, sin los tallos alargados (Cuadro 4.2).

**Cuadro 4.2.** Efecto del nivel de radiación en el crecimiento de los brotes laterales, en cuatro especies de cactáceas ornamentales.

---

<b>Especies</b>			
<b><i>Copiapoa tenuíssima</i></b>		<b><i>Rebutia muscula</i></b>	
			
Sin sombra	Con sombra	Sin sombra	Con sombra
<b><i>Rebutia heliosa</i></b>		<b><i>Echinopsis chamaecereus "aurea"</i></b>	
			
Sin sombra	Con sombra	Sin sombra	Con sombra

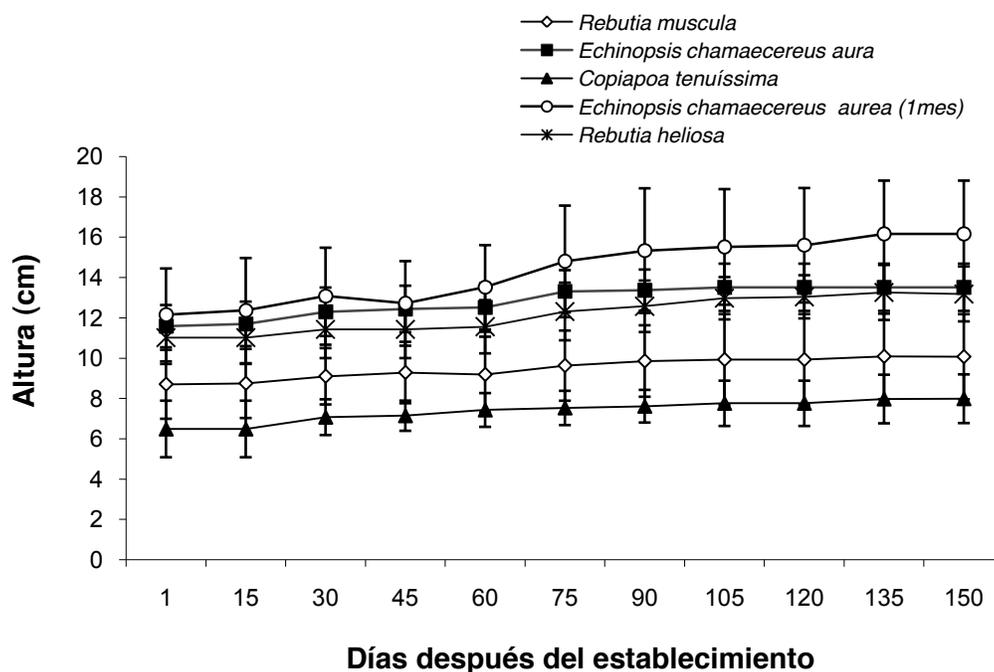
---

**Cuadro 4.3.** Medias de cuadrados mínimos para la variable de incremento en altura en los 10 tratamientos.

Tratamientos	Altura (cm)
1. <i>Rebutia muscula</i> con sombra	11.7b <sup>z</sup>
2. <i>Rebutia muscula</i> sin sombra	9.6bc
3. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" con sombra	12.8ab
4. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" sin sombra	12.9ab
5. <i>Copiapoa tenuíssima</i> con sombra	8.6c
6. <i>Copiapoa tenuíssima</i> sin sombra	7.4c
7. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" con sombra	14.8a
8. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" sin sombra	14.2ab
9. <i>Rebutia heliosa</i> con sombra	12.9ab
10. <i>Rebutia heliosa</i> sin sombra	12.2ab
EEM <sup>1</sup>	0.58
Pr>F	0.39

<sup>1</sup>Error estándar de la media.

<sup>2</sup>Medias en la misma hilera sin una literal en común son diferentes (P<0.05; Tukey).



**Figura 4.6.** Altura en los tallos de cinco especies de cactáceas ornamentales sin sombra a través del tiempo. Montecillo, México, 2006.

La morfología de cada especie estudiada afectó el crecimiento tanto del tallo principal como de los brotes secundarios nuevos. *Echinopsis chamaecereus* “aurea” y *Rebutia muscula* tuvieron mayor alargamiento de los tallos principales mientras que en *Copiapoa tenuíssima* y *Rebutia heliosa* este alargamiento se observó más en los brotes secundarios nuevos. Por lo tanto, la RFA afectó la morfología de las especies estudiadas, lo cual a su vez, afectó el nivel de intercepción y distribución de la RFA (Geller y Nobel, 1987). Es así que la morfología vegetal y las características de la superficie de la hoja, y en este caso de los tallos, afectan en gran medida el nivel de intercepción de radiación (Nobel, 1998).

### 4.3. Variables del desarrollo

#### 4.3.1. Periodo de floración por especie

La especie con el periodo de floración más amplio fue *Rebutia muscula*, la cual produjo flores todo el año, con floración más intensa entre mayo y septiembre (Cuadro 4.4). Además, esta especie fue la que tuvo el mayor número de flores por cada mes evaluado. El periodo de floración no fue afectado por el tamaño de las plantas, ya que hasta las plantas más pequeñas (un mes de injertadas) produjeron flores.

**Cuadro 4.4.** Periodo de floración por especie.

<b>Especie</b>	<b>Meses</b>
<i>Rebutia heliosa</i>	Junio – Julio
<i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea”	Mayo – Agosto
<i>Rebutia muscula</i>	Todo el año
<i>Copiapoa tenuíssima</i>	Abril – Agosto

Las flores estuvieron abiertas de 4 a 5 días y todos los botones florales abrieron. Las flores de *Copiapoa tenuíssima*, *Rebutia muscula* y *Echinopsis chamaecereus* “aurea” cerraban en la noche (entre 6:00 y 7:00 pm) y abrían en la mañana (entre 8:00 y 10:00 am).

De acuerdo con Williams y Rice (1980) niveles insuficientes de luz pueden inhibir la floración; sin embargo, en los tratamientos con sombra, donde la radiación fue similar a la de una habitación, todas las especies florecieron.

*Rebutia heliosa* solamente floreció bajo sombra. Es posible que esta especie fuera afectada por temperaturas altas, hasta 35 °C, en condiciones de crecimiento sin sombra. Algunas especies como el cactus de navidad (*Schlumbergera bridgesii*) son afectadas por temperaturas altas (21 y 24°C) que inhiben la floración, mientras que temperaturas nocturnas entre 17 y 18°C la promueven (Salunkhe *et al.*, 1990). También, se ha encontrado que el incremento de temperatura de 15 a 22 °C disminuye la floración en *Angelonia angustifolia* Benth (Miller y Armitage, 2002).

En esta investigación, los niveles de radiación, así como el tipo de especie no mostraron diferencias significativas en el número total de flores producidas, durante su respectivo periodo de floración, con excepción de *Rebutia muscula* la cual produjo mayor número de flores durante su periodo de floración (Cuadro 4.5).

**Cuadro 4.5.** Promedio de número de flores durante el periodo evaluado en los 10 tratamientos.

Tratamientos	Número de flores
1. <i>Rebutia muscula</i> con sombra	23b <sup>z</sup>
2. <i>Rebutia muscula</i> sin sombra	45a
3. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" con sombra	3c
4. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" sin sombra	2c
5. <i>Copiapoa tenuíssima</i> con sombra	5c
6. <i>Copiapoa tenuíssima</i> sin sombra	3c
7. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" con sombra	4c
8. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" sin sombra	4c
9. <i>Rebutia heliosa</i> con sombra	7c
10. <i>Rebutia heliosa</i> sin sombra	0c
Pr>F	<.0001

<sup>z</sup>Medias en la misma hilera sin una literal en común son diferentes (P<0.05; Tukey).

### 4.3.2. Periodo de emisión de botones florales

Los tratamientos con 80 % de sombra de *Echinopsis chamaecereus* “aurea” y *Copiapoa tenuíssima* presentaron un periodo más reducido desde el primer al último botón floral, pero llegaron a tener más flores que en los tratamientos sin sombra, contrario a *Rebutia heliosa* que solo florecieron las plantas con sombreado (Cuadro 4.6). De acuerdo con Boodley (1998) bajas intensidades de radiación retardan o bien detienen la floración, lo cual sólo se observó en *Echinopsis chamaecereus* “aurea” en donde se atrasó y redujo el periodo de floración.

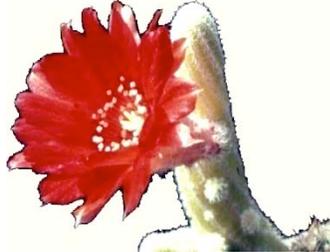
**Cuadro 4.6.** Periodo de emisión de botones florales.

Especie	Meses	
	Con sombra	Sin Sombra
<i>Rebutia heliosa</i>	Junio – Julio	No hubo
<i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea”	Junio - Julio	Mayo – Agosto
<i>Rebutia muscula</i>	Todo el año	Todo el año
<i>Copiapoa tenuíssima</i>	Mayo - Junio	Abril – Agosto
<i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea” (1 mes)	Mayo – Julio	Mayo – Julio

*Rebutia muscula* tuvo un comportamiento similar a *H. polyrhizus* la cual produjo mayor número de flores con 30 % que con 60 % de sombra. Sin embargo, no todas las especies se comportan igual ya que *S. mengalanthus* bajo estos mismos niveles de sombra (30 y 60 %), produjo el mismo número de flores (Raveh *et al.*, 1998).

La floración de algunas especies como *Opuntia ficus-indica* puede ser modificada sombreando las plantas por periodos; con esto se puede inducir mayor número de flores o inclusive inhibir la floración. La floración en esta especie es inhibida cuando se sombrea o se reduce la intensidad lumínica durante el periodo de octubre-noviembre (Cicala *et al.*, 1997; Inglese y Brutsch, 1997), sólo algunos cultivos producen flores bajo condiciones de muy baja iluminación, como la violeta africana (Faust, 2003). En el Cuadro 4.7 se puede apreciar la flor de cada especie, color y ubicación en la planta.

**Cuadro 4.7.** Imágenes de cada especie en estado de floración.

Especie	Flor	Características
<b><i>Rebutia heliosa</i></b>		Flores anaranjadas con matices de color rosa y amarillo, pedúnculo largo y de color rosa. La flor no tiene una división visible entre sus pétalos y sépalos.
<b><i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea"</b>		Sus flores son tubulares de color rojo intenso, de gran tamaño y pedúnculo corto y pubescentes. Las flores nacen de las areolas laterales de años pasados.
<b><i>Rebutia muscula</i></b>		Sus flores son de color naranja fuerte, con pedúnculo semi-largo. Se obtienen varias flores al mismo tiempo llenando la planta.
<b><i>Copiapoa tenuíssima</i></b>		Sus flores son amarillo claro con matices de color rojo. El pedúnculo de la flor es muy corto y las flores se diferencian en el ápice de los tallos.

#### **4.4. Variables Bioquímicas**

##### **4.4.1. Cuantificación de pigmentos**

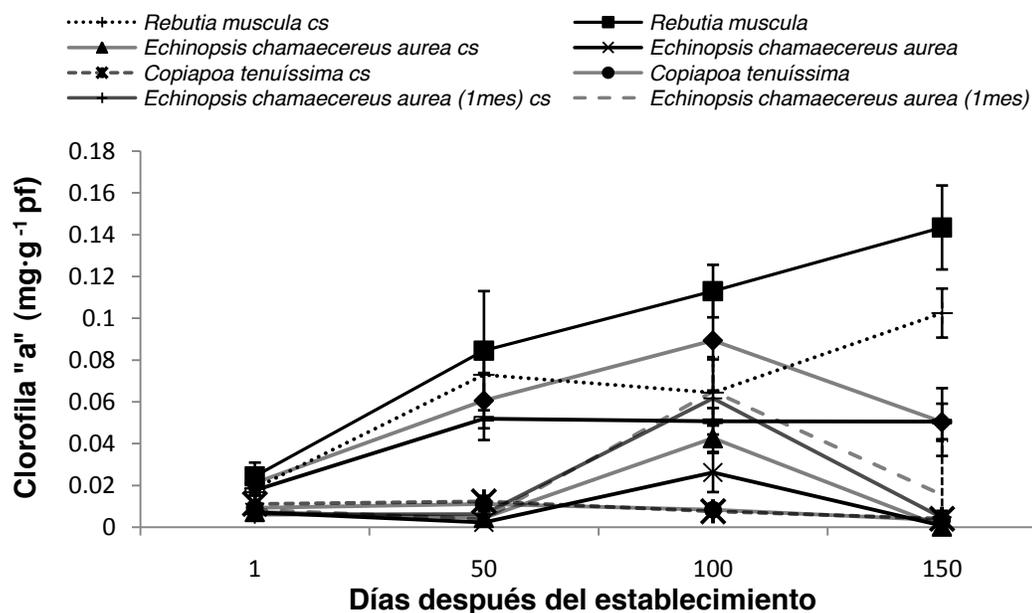
El efecto de los diferentes niveles de radiación en la pigmentación de las cactáceas estudiadas se vio reflejado desde el segundo muestreo, observándose diferente comportamiento para cada especie y también distinto comportamiento en cada pigmento analizado. Cabe mencionar que los muestreos de pigmentos se realizaron en dos zonas (tallo principal y brotes laterales), ambos mostraron en algunas especies comportamientos similares pero en otras fue muy distinto, por lo que se analizaron por separado.

##### **4.4.1.1. Concentración de pigmentos en el tallo principal**

###### **4.4.1.1.1. Contenido de clorofila “a”**

En los muestreos del tallo principal las concentraciones de clorofila “a” fueron afectadas por el nivel de radiación, por la especie y también por la interacción entre ambos (Cuadro A-3), donde la especie con mayor concentración de clorofila “a” fue *Rebutia muscula* (Tratamiento 1 y 2), la cual fue diferente para cada nivel de radiación, siendo menor en las plantas con sombra (Tratamiento 1); ambos tratamientos fueron estadísticamente diferentes ( $P < 0.0001$ ) entre ellos y también con los demás tratamientos. *Rebutia heliosa* sin sombra (tratamiento 10) fue estadísticamente igual al tratamiento 2 y 9 (*Rebutia heliosa* con sombra) los cuales aumentaron su concentración en cada muestreo (Figura 4.7).

La especie *Copiapoa tenuíssima* (Tratamiento 5 y 6) y *Echinopsis chamaecereus* “aurea” (Tratamientos 3, 4, 7 y 8) tendieron a disminuir su concentración en ambos niveles de radiación, pero no fueron diferentes entre ellas ( $P > 0.05$ ), ni con los niveles de radiación (Cuadro 4.8), la especie de *Echinopsis chamaecereus* “aurea” con menor edad tuvo la menor concentración de clorofila “a”.



**Figura 4.7.** Efecto del nivel de radiación y especies sobre el contenido de clorofila “a” del tallo principal, Montecillos, México, 2006. Cs= con 80 % de sombra

**Cuadro 4.8.** Medias de cuadrados mínimos para la concentración de clorofilas, en el tallo principal en los 10 tratamientos.

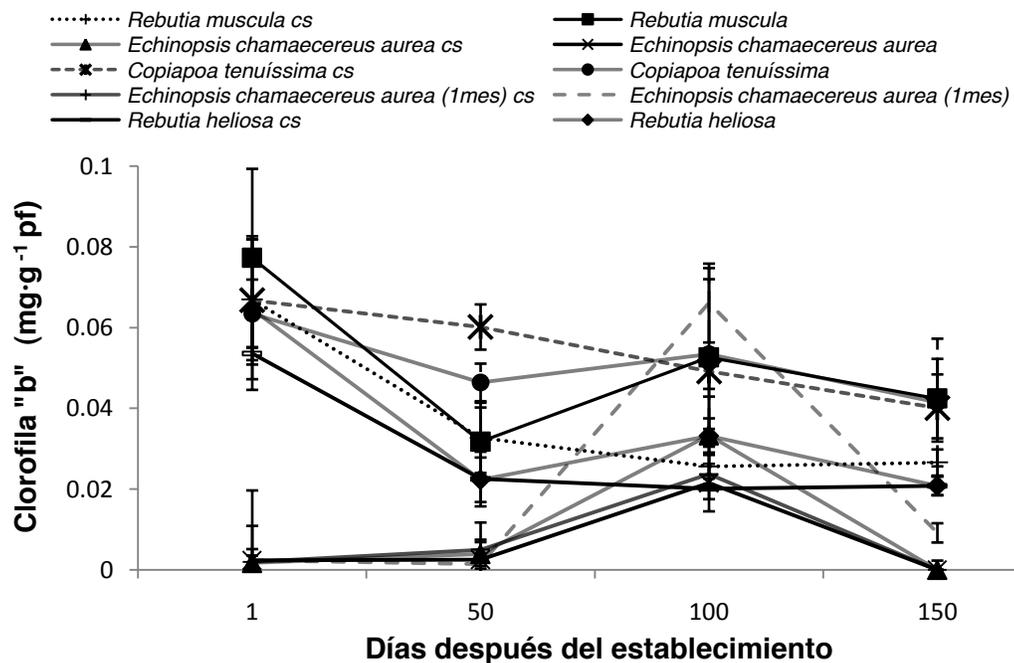
Tratamientos	Pigmento			
	Clorofila a	Clorofila b	Clorofila total	Relación a/b
1. <i>Rebutia muscula</i> con sombra	0.067b <sup>z</sup>	0.038bc	0.1049b	2.285a
2. <i>Rebutia muscula</i> sin sombra	0.091a	0.051ba	0.1423a	2.187a
3. <i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea” con sombra	0.012d	0.018cde	0.0297e	1.742a
4. <i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea” sin sombra	0.009d	0.007de	0.0157e	2.368a
5. <i>Copiapoa tenuissima</i> con sombra	0.009d	0.063a	0.0722cd	0.156b
6. <i>Copiapoa tenuissima</i> sin sombra	0.008d	0.051ba	0.0593d	0.168b
7. <i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea” con sombra	0.021d	0.009e	0.0303e	1.389a
8. <i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea” sin sombra	0.020d	0.019cde	0.0397ed	2.052a
9. <i>Rebutia heliosa</i> con sombra	0.044c	0.027bcde	0.0714cd	2.373a
10. <i>Rebutia heliosa</i> sin sombra	0.055bc	0.03bce	0.0885cb	2.248a
EEM <sup>1</sup>	0.0032	0.0053	0.0059	0.3074
Pr>F	0.0002	0.0538	0.0001	0.4451

<sup>1</sup>Error estándar de la media.

<sup>z</sup>Medias en la misma hilera sin una literal en común son diferentes (P<0.05; Tukey).

#### 4.4.1.1.2. Contenido de clorofila “b”

La concentración de clorofila “b” no fue afectada estadísticamente por el nivel de radiación, ni por la interacción entre especie y nivel de radiación (Cuadro A-4), sin embargo si se encontraron diferencias entre las especies ( $P \geq 0.0001$ ), siendo *Copiapoa tenuíssima* (Tratamientos 5 y 6) la que presentó el mayor porcentaje de clorofila b, seguida de *Rebutia muscula* (Tratamientos 1 y 2), donde los tratamientos con 80% de sombra de ambas especies (Tratamiento 5 y 1) mostraron una tendencia decreciente y constante. La especie *Rebutia heliosa* (Tratamiento 9 y 10) no mostró diferencia significativas con la especie *Rebutia muscula* (Cuadro A-7), sin embargo, *Rebutia muscula* con sombra (Tratamiento 9) fue la que presentó la menor concentración de clorofila “b” (Figura 4.8) mientras que la especie *Echinopsis chamaecereus aurea* (Tratamientos 3, 4, 7 y 8) tuvo un fuerte incremento a los 100 días después del establecimiento del experimento, pero disminuyó drásticamente a los 150 días.



**Figura 4.8.** Efecto del nivel de radiación y especies sobre el contenido de clorofila “b” del tallo principal, Montecillos, México, 2006. Cs= con 80 % de sombra.

Cabe destacar que los tratamientos de *Echinopsis chamaecereus* “aurea” se mantuvieron por debajo de la concentración de las otras especies, aún cuando a los 100 días después del establecimiento del experimento mostraron ciertas similitudes que desaparecieron en el último muestreo siendo esta concentración menor que la inicial (Figura 4.8).

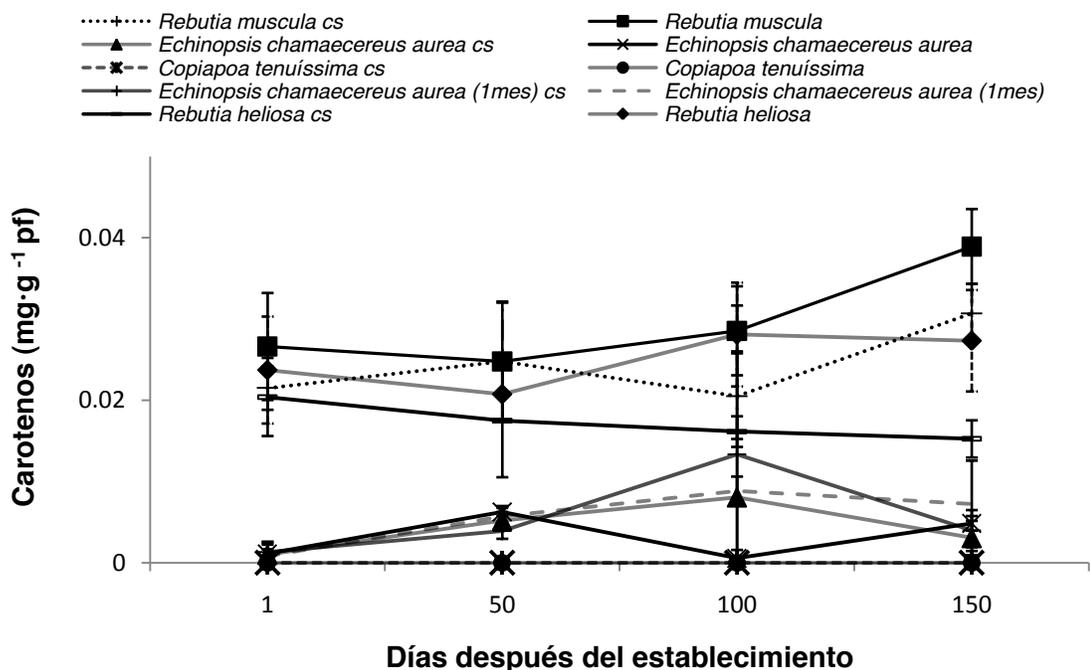
#### **4.4.1.1.3. Clorofila total**

La concentración de clorofila total fue afectada por el nivel de radiación, por la especie y también por la interacción entre ambos (Cuadro A-3), donde la especie con mayor concentración de clorofila total fue *Rebutia muscula* (Tratamiento 1 y 2), la cual fue diferente para cada nivel de radiación, siendo menor en las plantas con sombra (Tratamiento 1); ambos tratamientos fueron estadísticamente diferentes ( $P < 0.0001$ ) entre ellos y también con los demás tratamientos (Cuadro 4.8). Las plantas de *Echinopsis chamaecereus* “aurea” (Tratamientos 3, 4, 7 y 8) tuvieron la menor concentración de clorofila total (Cuadro A-4).

En *Rebutia heliosa* (Tratamiento 9 y 10), *Echinopsis chamaecereus* “aurea” (Tratamiento 3, 4, 7 y 8) y *Copiapoa tenuíssima* (Tratamiento 5 y 6) la concentración de clorofila total tendió a disminuir, sin embargo tuvieron un fuerte incremento a los 100 días después del establecimiento del experimento, pero disminuyó drásticamente a los 150 días (Figura 4.9), mientras que *Rebutia muscula* tendió a incrementar su concentración de clorofila total a través de los muestreos, siendo esto mayor en las plantas sin sombra.

Solamente en la especie *Copiapoa tenuíssima* se mantuvo una mayor concentración de clorofila “b”, respecto a la clorofila “a”, por lo que tuvo una menor relación a/b (Cuadro 4.8); mientras que en las demás especie la clorofila que predominó fue la clorofila “a”, siendo mayor la relación a/b en *Rebutia muscula*.





**Figura 4.10.** Efecto del nivel de radiación y especies sobre el contenido de carotenos del tallo principal, Montecillos, México, 2006. Cs= con 80 % de sombra.

**Cuadro 4.9.** Medias de cuadrados mínimos para la concentración de carotenos y betalaínas, en el tallo principal en los 10 tratamientos.

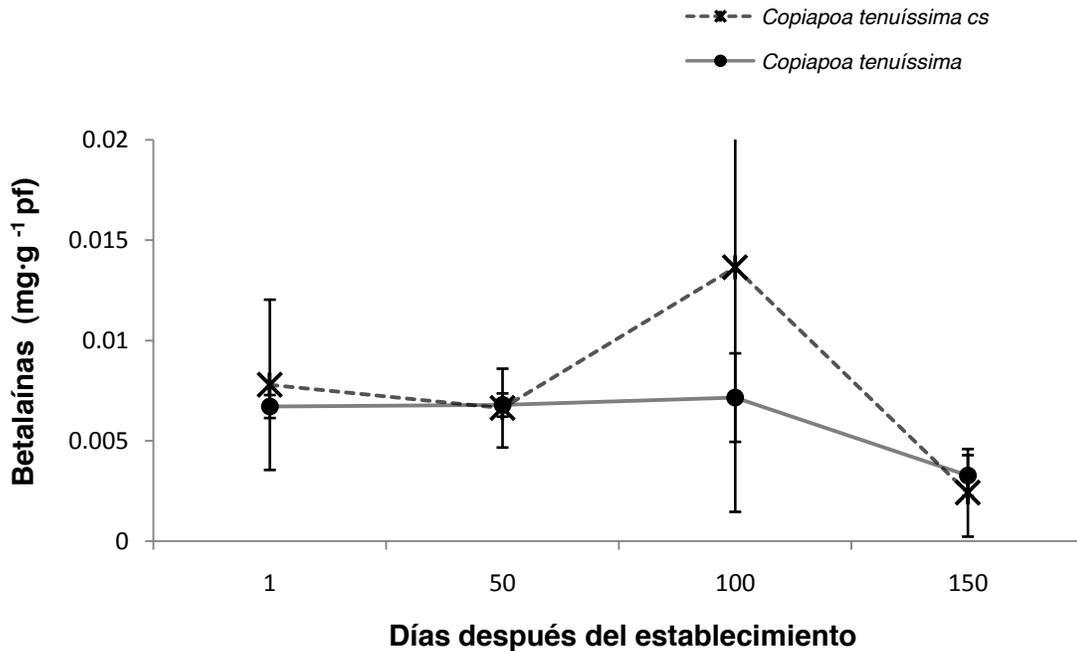
Tratamientos	Pigmento	
	Carotenos	Betalaínas
1. <i>Rebutia muscula</i> con sombra	0.024 <sup>az</sup>	0b
2. <i>Rebutia muscula</i> sin sombra	0.029a	0b
3. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" con sombra	0.005dc	0b
4. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" sin sombra	0.003dc	0b
5. <i>Copiapoa tenuíssima</i> con sombra	0.000d	0.008a
6. <i>Copiapoa tenuíssima</i> sin sombra	0.000d	0.006a
7. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" con sombra	0.007c	0b
8. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" sin sombra	0.006dc	0b
9. <i>Rebutia heliosa</i> con sombra	0.017b	0b
10. <i>Rebutia heliosa</i> sin sombra	0.025a	0b
EEM <sup>1</sup>	0.0014	0.815
Pr>F	0.005	0.4098

<sup>1</sup>Error estándar de la media.

<sup>2</sup>Medias en la misma hilera sin una literal en común son diferentes (P<0.05; Tukey).

#### 4.4.1.1.5. Betalaínas

Las betalaínas sólo se analizaron en la especie *Copiapoa tenuissima*, donde su concentración tendió a disminuir (Figura 4.11) sin encontrarse diferencias significativas entre las plantas con sombra y sin sombra ( $P>0.05$ ).



**Figura 4.11.** Efecto de los tratamientos con y sin sombra sobre el contenido de betalaínas, del tallo principal de *Copiapoa tenuissima*, Montecillos, México, 2006. Cs= con 80 % de sombra.

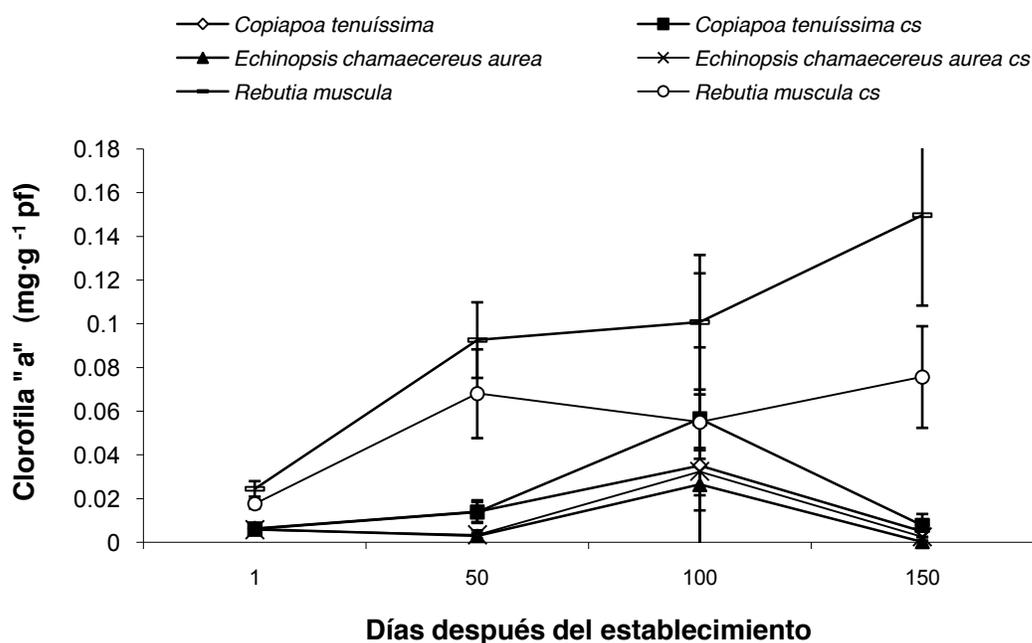
#### 4.4.1.2. Concentración de pigmentos en los brotes laterales

La concentración de pigmentos de los brotes secundarios solo se analizaron en las especies de mayor edad, que fueron: *Copiapoa tenuissima*, *Rebutia muscula* y *Echinopsis chamaecereus* “aurea”.

##### 4.4.1.2.1. Clorofila “a”

Este pigmento no fue afectado por el nivel de radiación, pero sí por la especie y la interacción entre el nivel de radiación y especie (Cuadro A-5). El nivel de radiación en las plantas de *Rebutia muscula* (Tratamiento 1 y 2) afectó la concentración de la clorofila “a” en los brotes, siendo mayor en las plantas sin sombra (Tratamiento 2),

sin embargo, todas la plantas de dicha especie mostraron un incremento hasta el final del experimento. La especie *Copiapoa tenuíssima* (Tratamiento 5 y 6) y *Echinopsis chamaecereus* “aurea” (3 y 4) no presentaron diferencias significativas entre ellas (Cuadro 4.10). Los tratamientos de estas especies tuvieron un gran incremento a los 100 días después del establecimiento del experimento, aunque dicho incremento disminuyó prácticamente a sus concentraciones iniciales; sin embargo *Copiapoa tenuíssima* sin sombra (Tratamiento 5) si aumento su concentración con respecto a la inicial (Figura 4.12).



**Figura 4.12.** Efecto del nivel de radiación y especies sobre el contenido de clorofila “a” brotes laterales, Montecillos, México, 2006. Cs= con 80 % de sombra.

#### 4.4.1.2.2. Clorofila “b”

Para este pigmento, se encontraron diferencias significativas entre las especies y la interacción especie- nivel de radiación (Cuadro A-5). Las plantas sin sombra de *Rebutia muscula* (Tratamiento 2) tuvieron las mayores concentraciones de este pigmento, y fueron estadísticamente diferentes a las plantas con sombra de dicha especie (Tratamiento 1), pero ambos tratamientos fueron iguales a los tratamientos

(5 y 6) de la especie *Copiapoa tenuíssima* (Cuadro 4.10). Los cuatro tratamientos anteriores mostraron una tendencia a decrecer durante los primeros 50 días después de establecer el experimento y a los 100 días, el tratamiento 5 tuvo un fuerte incremento con respecto a los otros 3, pero a los 150 días todos tuvieron una concentración de clorofila “b” similar.

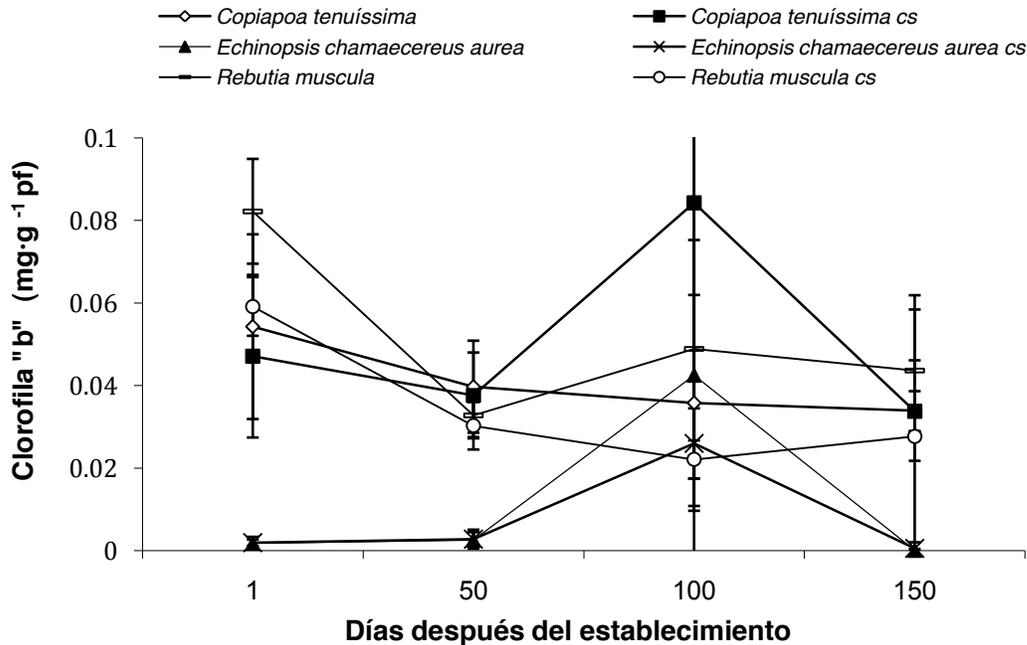
**Cuadro 4.10.** Medias de cuadrados mínimos para la concentración de los pigmentos, en los brotes secundarios en los 6 tratamientos

Tratamientos	Pigmento			
	Clorofila a	Clorofila b	Clorofila total	Relación a/b
1. <i>Rebutia muscula</i> con sombra	0.050b <sup>z</sup>	0.036b	0.0889b	2.2881a
2. <i>Rebutia muscula</i> sin sombra	0.092a	0.054a	0.1438a	2.2127a
3. <i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea” con sombra	0.010c	0.008c	0.0189d	1.7801a
4. <i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea” sin sombra	0.009c	0.007c	0.0207d	1.5562ab
5. <i>Copiapoa tenuíssima</i> con sombra	0.027cb	0.044ba	0.0729cb	0.459cb
6. <i>Copiapoa tenuíssima</i> sin sombra	0.015c	0.041ba	0.0551c	0.7132b
EEM <sup>1</sup>	0.006	0.004	0.00605	0.2081

<sup>1</sup>Error estándar de la media.

<sup>2</sup>Medias en la misma hilera sin una literal en común son diferentes (P<0.05; Tukey).

Por otro lado, en la Figura 4.13 se puede observar que los tratamientos (3 y 4) de la especie *Echinopsis chamaecereus* “aurea” mostraron muy baja concentración de este pigmento, tanto al inicio de los muestreos como a final de estos, sin embargo ambos tratamientos mostraron un importante incremento de dicho pigmento a los 100 días después de establecer el experimento (tercer muestreo); cabe destacar que en dicho muestreo (tercero), este notable incremento también se observó en el tratamiento 5 que pertenece a la especie *Copiapoa tenuíssima*.

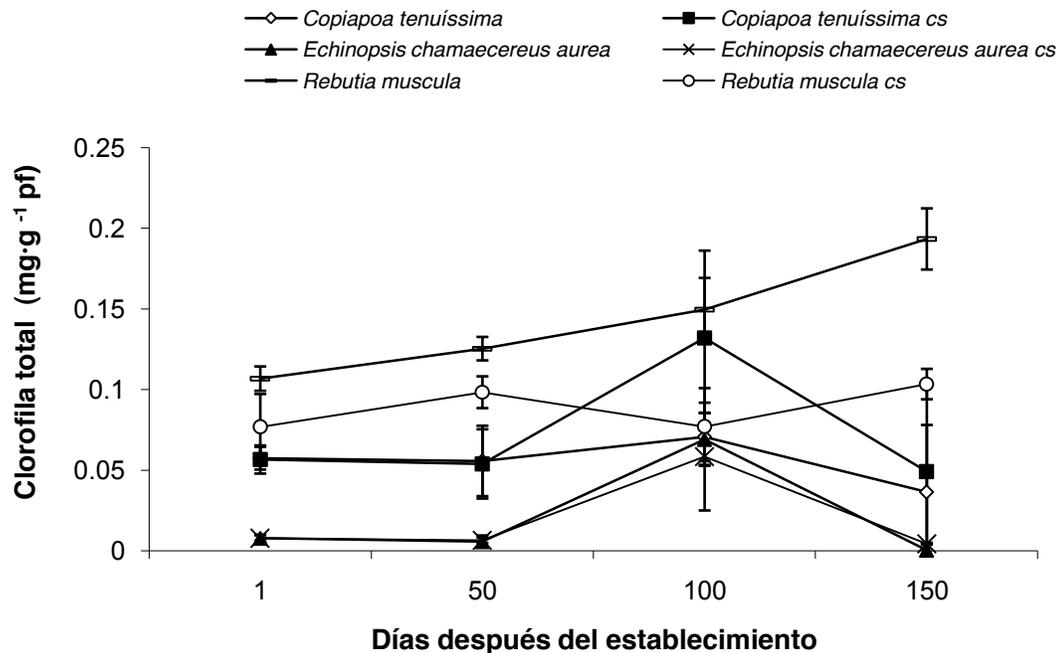


**Figura 4.13.** Efecto del nivel de radiación y especies sobre el contenido de clorofila “b” brotes laterales, Montecillos, México, 2006. Cs= con 80 % de sombra.

#### 4.4.1.2.3. Clorofila total

En la concentración de clorofila total se encontraron diferencias significativas entre las especies y la interacción especie- nivel de radiación (Cuadro A-5) y solamente en *Rebutia muscula* (Tratamiento 1 y2) se encontraron diferencias por el nivel de radiación, siendo mayor la concentración en las plantas sin sombra (Cuadro 4.10), la especie de *Echinopsis chamaecereus* “aurea” (Tratamiento 3 y 4) mostraron la menor concentración tanto al inicio de los muestreos como a final de estos, sin embargo ambos tratamientos mostraron un importante incremento a los 100 días después de establecer el experimento (tercer muestreo); cabe destacar que en dicho muestreo (tercero), este notable incremento también se observó en el tratamiento 5 y 6 que pertenece a la especie *Copiapoa tenuíssima* (Figura 4.14).

La concentración de clorofila “a” predominó en relación a la clorofila “b” con excepción de *Copiapoa tenuíssima*, donde predominó mayor concentración de clorofila “b” siendo menor la relación a/b (Cuadro 4.10).



**Figura 4.14.** Efecto del nivel de radiación y especies sobre el contenido de clorofila total de brotes laterales, Montecillos, México, 2006. Cs= con 80 % de sombra.

#### 4.4.1.2.4. Carotenos

El contenido de carotenos varió entre especies, al igual que en la interacción especie-nivel de radiación, habiendo diferencias significativas en ambos casos ( $P < 0.05$ ). El nivel de radiación afectó las plantas de la especie *Rebutia muscula* siendo mayor la concentración de carotenos en las plantas sin sombra (Tratamiento 2) (Cuadro 4.11).

La concentración de este pigmento en los tratamientos de dicha especie, tuvieron una ligera disminución que se mantuvo hasta los 100 días después de establecer el experimento y posteriormente incrementaron notablemente el contenido de carotenos hasta los 150 días después del establecimiento del experimento, como se muestra en la Figura 4.15. En la especie *Echinopsis chamaecereus* "aurea" (Tratamiento 3 y 4) no se encontraron diferencias significativas entre las plantas con sombra y sin sombra, la cuales aumentaron su concentración de carotenos, mientras que los tratamientos (5 y 6) de la especie *Copiapoa tenuíssima* únicamente

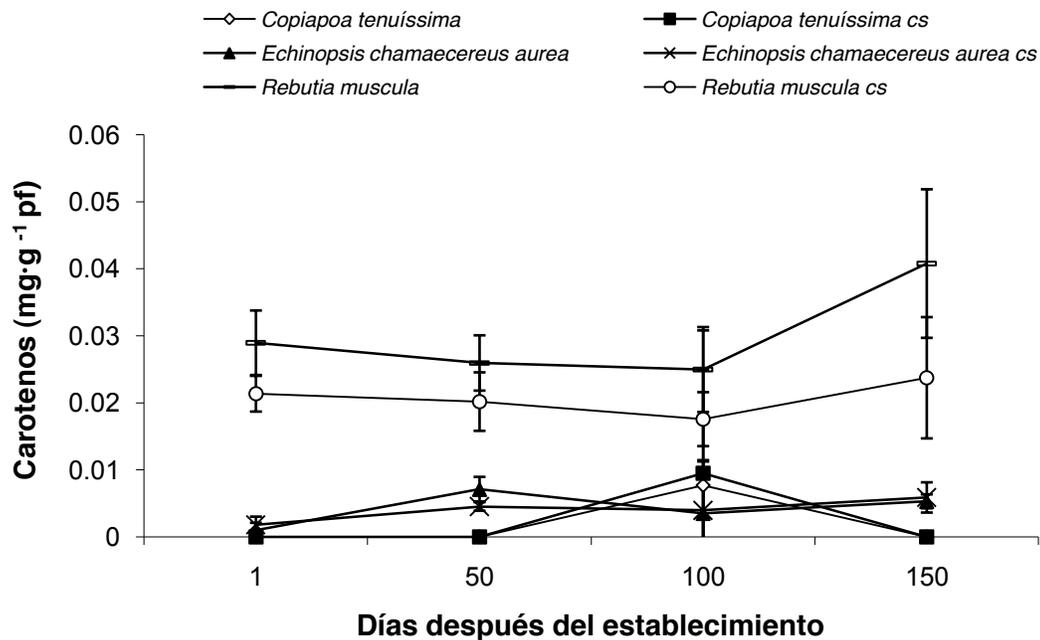
presentaron carotenos en el muestreo realizado a los 100 días después del establecimiento del experimento, cuya concentración fue mayor a las planta de *Echinopsis chamaecereus* “aurea”.

**Cuadro 4.11.** Medias de cuadrados mínimos para la concentración de los pigmentos, en los brotes secundarios en los 6 tratamientos.

Tratamientos	Pigmento	
	Carotenos	Betalainas
1. <i>Rebutia muscula</i> con sombra	0.020b <sup>z</sup>	0c
2. <i>Rebutia muscula</i> sin sombra	0.030a	0c
3. <i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea” con sombra	0.005c	0c
4. <i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea” sin sombra	0.005c	0c
5. <i>Copiapoa tenuíssima</i> con sombra	0.006c	0.014a
6. <i>Copiapoa tenuíssima</i> sin sombra	0.002c	0.009b
EEM <sup>1</sup>	0.002	0.001

<sup>1</sup>Error estándar de la media.

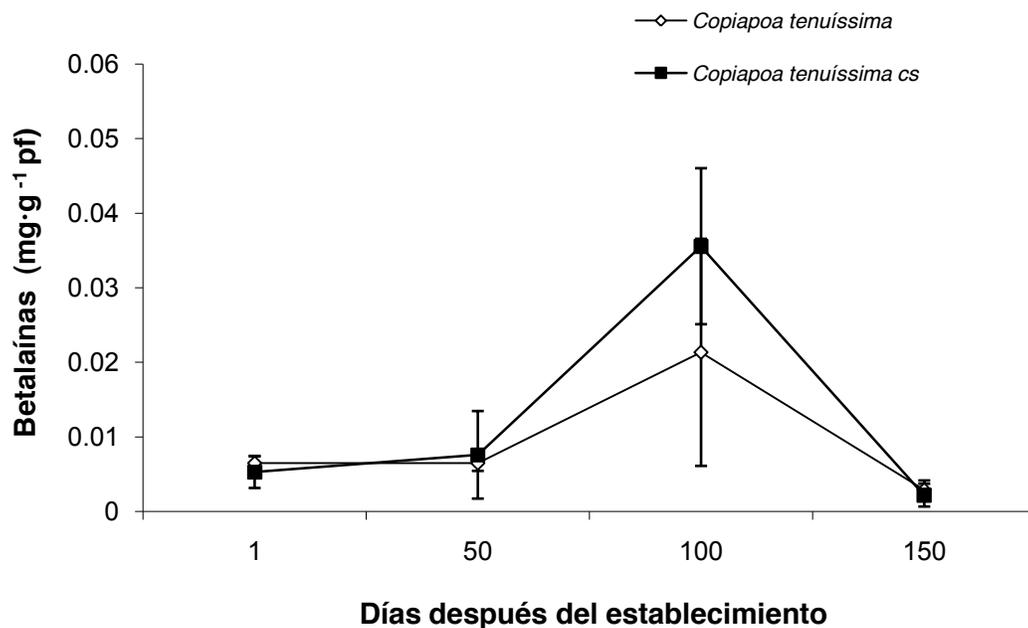
<sup>2</sup>Medias en la misma hilera sin una literal en común son diferentes (P<0.05; Tukey).



**Figura 4.15.** Efecto del nivel de radiación y especies sobre el contenido de carotenos en brotes laterales, Montecillos, México, 2006. Cs= con 80 % de sombra.

#### 4.4.1.2.5. Betalaínas

La presencia de betalaínas en la especie de *Copiapoa tenuissima* (Tratamiento 5 y 6) en los brotes secundarios a diferencia de las del tallo principal tuvieron efecto por el nivel de radiación, siendo mayor la concentración en las plantas con sombra (Tratamiento 5), pero ambos tratamientos disminuyeron su concentración inicial de este pigmento, teniendo solo un incremento notable a los 100 días del establecimiento del experimento (Figura 4.16).



**Figura 4.16.** Efecto de los tratamientos con y sin sombra sobre el contenido de betalaínas, en brotes laterales de *Copiapoa tenuissima*, Montecillos, México, 2006. Cs= con 80 % de sombra.

#### 4.4.2. Resumen del comportamiento de los pigmentos

La mayoría de las plantas superiores contienen el doble de clorofila “a” en relación a la clorofila “b” (Taiz y Zeiger, 2002), siendo la relación entre estas de 2.5-3.5: 1, la cual está relacionada con el nivel de la radiación solar a la que están expuestas durante su crecimiento (Simpson *et al.*, 1976); sin embargo las especies de *Copiapoa tenuissima*, *Rebutia heliosa* y *Rebutia muscula* al inicio del experimento tenían una concentración cinco veces mayor de clorofila “b” que “a” (Cuadro 4.8 y

4.10), la cual tendió a disminuir gradualmente en ambos niveles de radiación, siendo esto mayor en las plantas con sombra; en la especie de *Copiapoa tenuíssima* se mantuvo mayor concentración de clorofila “b” que “a”, mientras que en las otras dos especies, la clorofila “a” aumento considerablemente hasta invertir la anterior relación de ambas clorofilas (Cuadro 4.8 y 4.10). Las plantas sin sombra tuvieron la mayor concentración de la clorofila “a”, lo cual concuerda con Hale y Orcutt (1987) al mencionar que un sombreado severo causa disminución de la concentración de la clorofila, sin embargo la clorofila “a” disminuyó en las especies de *Copiapoa tenuíssima* y *Echinopsis chamaecereus* “aurea” desde el segundo muestreo en ambos niveles de radiación.

En algunas especies altamente adaptadas a sombra, pueden tener niveles altos de clorofila por unidad de área foliar en sombra comparado con condiciones de luz (Lambers *et al.*, 1998); con relación a lo anterior se puede decir que *Rebutia heliosa* es una especie que se adaptó muy bien a ambos ambientes, ya que la concentración y comportamiento de la clorofila “a” y “b” fueron muy similares con y sin sombra.

En ninguna especie, el aumento de sombreado incrementó el contenido de clorofila, como sucedió con *H. polyrhizus* y *S. mengalanthus*, que incrementaron el contenido total de clorofila (por unidad de área), casi linealmente con el incremento en el nivel de sombra (Raveh *et al.*, 1998).

Ciertos genotipos tienen características que les permiten adaptarse en ambientes sombreados; sin embargo, todas las plantas tienen la capacidad de aclimatarse a ambientes sombreados en un mayor o menor grado y forma (Lambers *et al.*, 1998); al respecto, *Rebutia heliosa* y *Rebutia muscula* se aclimataron al ambiente sombreado a diferencia de *Echinopsis chamaecereus* “aurea”, quien varió en la concentración de pigmentos en comparación a las plantas sin sombra y la coloración de sus tallos cambio drásticamente.

A diferencia del cultivo de lechuga que reduce su contenido de clorofila cuando existe un exceso de luz durante su desarrollo tornándose las hojas amarillas por el bajo grado de absorción de la luz (Edmon *et al.*, 1957), en la especie de *Rebutia*

*heliosa* y *Rebutia muscula* la presencia de tonalidades amarillentas fue causado por el incremento de carotenos, el cual a su vez sirvió para disminuir la foto-destrucción de la clorofila “a” (Hale y Orcutt, 1987). Mientras que en las plantas con sombra de *Rebutia heliosa* el contenido de carotenos disminuyó, expresándose más la clorofila con tonalidad verde, esto puede estar relacionado con baja radiación, ya que esto genera un desarrollo de una densa capa de clorofila cerca de la superficie de la hoja, lo que les permite un uso eficiente de la radiación (Williams y Rice, 1980), fenómeno que ocurrió también en las demás especies, al expresar mayor tonalidad verde en las plantas sombreadas, principalmente en los tallos de color como son las especies de *Echinopsis chamaecereus* “aurea” y de *Copiapoa tenuíssima*.

En la especie de *Echinopsis chamaecereus* “aurea”, se esperaba tener al inicio una mayor concentración de carotenos que clorofila por el color amarillo de sus tallos y por ser una mutación quimérica considerada aclorofílica; sin embargo se encontró mayor cantidad de la clorofila “a”, aunque en el transcurso del experimento las plantas con sombra mostraron cambios en el color de su tallo pasando por un amarillo más claro con tonalidades verdes, principalmente en los brotes nuevos y en el ápice del tallo principal, esto se puede deber a que una de las principales funciones de los carotenos es impedir la fotooxidación de las clorofilas (Salisbury y Ross, 1994; Bidwell, 2002; Braverman, 1980 y Attridge, 1990), por lo cual estas no se expresaban y quedaban enmascaradas por los carotenos. A los 100 días después del establecimiento del experimento (tercer muestreo) se dio un gran aumento de clorofila “a”, “b” y carotenos, pero para el siguiente muestreo la clorofila “a” disminuyó considerablemente siendo su concentración menor a la inicial y la clorofila “b” que disminuyó hasta prácticamente desaparecer, en cambio los carotenos en el transcurso del experimento tendieron a aumentar, siendo la mayor concentración en las plantas sin sombra. De acuerdo con Pantastico (1979), con la disminución del contenido de clorofila pueden aumentar o disminuir otros pigmentos, dependiendo de la temperatura, grado de madurez y variedad, por lo que la desaparición de clorofila va asociada a la síntesis de otros pigmentos cuyos colores oscilan entre el amarillo y rojo. Fetene *et al.*, (1990) encontraron que las plantas que crecen a bajos niveles de Radiación Fotosintéticamente Activa, contienen menos proporción de clorofila “a” y

relativamente altas concentraciones de pigmentos accesorios; lo cual coincide con el comportamiento de *Echinopsis chamaecereus* “aurea” al incrementar el contenido de carotenos conforme disminuyó la concentración de clorofila “a” y “b”.

Las plantas sin sombra de *Echinopsis chamaecereus* “aurea” a pesar de haber incrementado su concentración de carotenos, sus tallos tendieron a cambiar la coloración de sus tallos, pasando de un amarillo canario a un amarillo pálido, lo cual puede estar relacionado a que la acción intensa de luz sobre los carotenos que induce la fotodestrucción de estos mismos y por consiguiente se forman compuestos incoloros de bajo peso molecular. (Meléndez-Martínez *et al.*, 2004; Davies, 1976).

Las plantas de *Echinopsis chamaecereus* “aurea” dos meses menores que las anteriores tuvieron un comportamiento diferente ya que las plantas sin sombra aumentaron el contenido de los tres pigmentos en el transcurso del experimento, mientras que las plantas con sombra no presentaron clorofila “b” en el último muestreo y la clorofila “a” disminuyó, aunque este pigmento aún fue mayor a los carotenos los cuales aumentaron constantemente; en estas plantas también se dio un mayor aumento de los tres pigmentos en el tercer muestreo. Este incremento de carotenos y disminución de clorofilas puede asociarse con el cambio de cloroplastos a cromoplastos (Pantastico, 1979), también se conoce que mientras la clorofila es progresivamente degradada, se retienen los carotenoides a grados inconstantes que dependen de las especies y los factores medioambientales (Hörtensteiner, 2006)

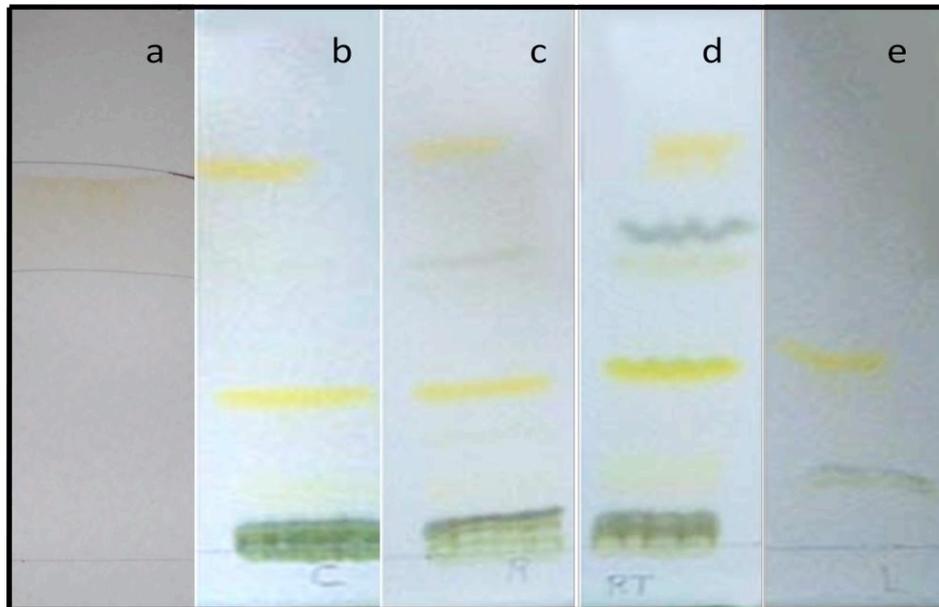
En lo que se refiere a las betalaínas, las cuales sólo se cuantificaron en la especie de *Copiapoa tenuíssima* tendieron a disminuir siendo esto mayor en las plantas con sombra, tendiendo un incremento sólo a los 100 días después de establecer el experimento en las muestras de los brotes, la degradación de éstas es comúnmente relacionada con la luz, aire o combinación de ambos (Simpson *et al.*, 1976), sin embargo la degradación fue igual para ambos niveles de radiación.

#### **4.4.3. Separación de pigmentos en Cromatografía en capa fina (CCF)**

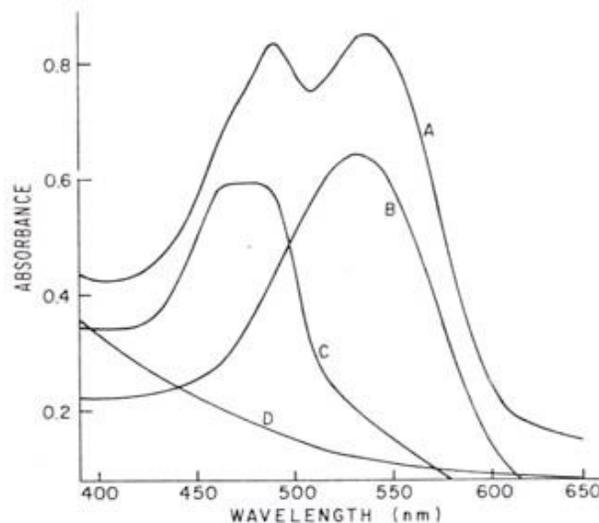
Un atractivo especial de algunas cactáceas como plantas ornamentales, es el color de los tallos, donde predominan las clorofilas o donde éstas están ausentes y predominan otros pigmentos (Livera *et al.*, 2004), para conocer que pigmentos

contenían los tallos de las 4 especies de cactáceas ornamentales utilizadas en esta investigación, se realizó la separación de pigmentos mediante cromatografía en capa fina (Figura 4.17) y los resultados se compararon con las referencias del Cuadro 4.12, para identificar el pigmento presente en cada especie.

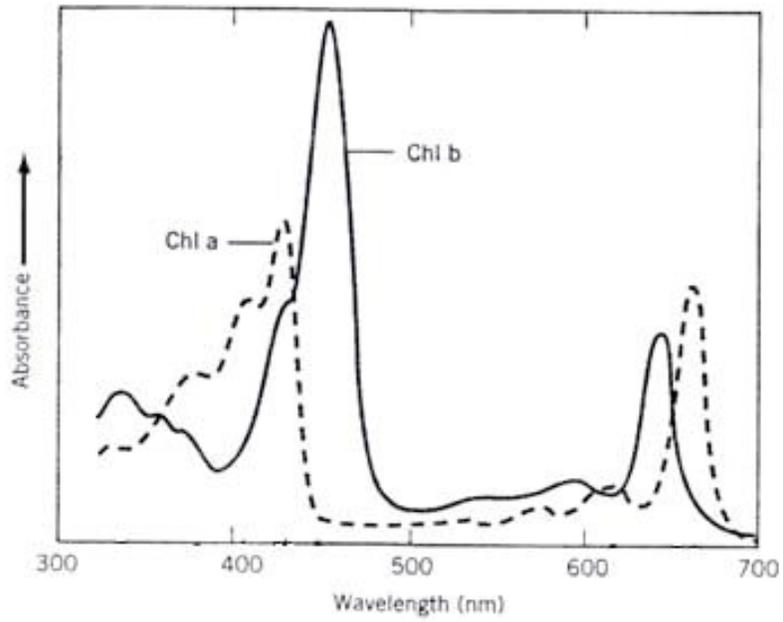
El color del tallo de la especie *Copiapoa tenuíssima* se caracteriza por tener un color oscuro entre violeta y negro, el cual puede ser causado en parte por la presencia de betacianinas que confieren tonalidades que varían desde tonos rojos hasta el violeta (Piattelli, 1981). El resultado de la cromatografía en el espectro de absorción en una longitud de onda de 400 a 700 nm confirmó la presencia de este pigmento en los tallos mostrándose en tres picos de absorción: a los 532 nm, 538 nm y 556 nm, los cuales concuerdan con Santos-Díaz *et al.*, (2005), Stintzing, *et al.*, (2005), Piattelli (1976), y Simpson *et al.*, (1976) (Cuadro 4.12) y aunque no se esperaba encontrar betaxantinas, la fracción de este pigmento se detectó en dos picos a los 472 nm y 487 nm, ambos se encuentran dentro del espectro visible de betaxantinas mostrado por Bilyk (1981) (Figura 4.18). Por otra parte, el color oscuro también se puede atribuir a la clorofila “b”, que presentó 2 picos de absorción, el primero en 415-435 nm y el segundo entre 610 - 664 nm (Cuadro 4.13) que entran dentro del espectro de absorción para la clorofila “b” que se muestra en la Figura 4.19, mientras que el espectro de absorción para la clorofila “a” se observó en los 610 - 664 nm y 409.9 nm, lo que concuerda con la absorbancia mencionada por Hopkins (1999) y Salisbury y Ross (1994) para este pigmento.



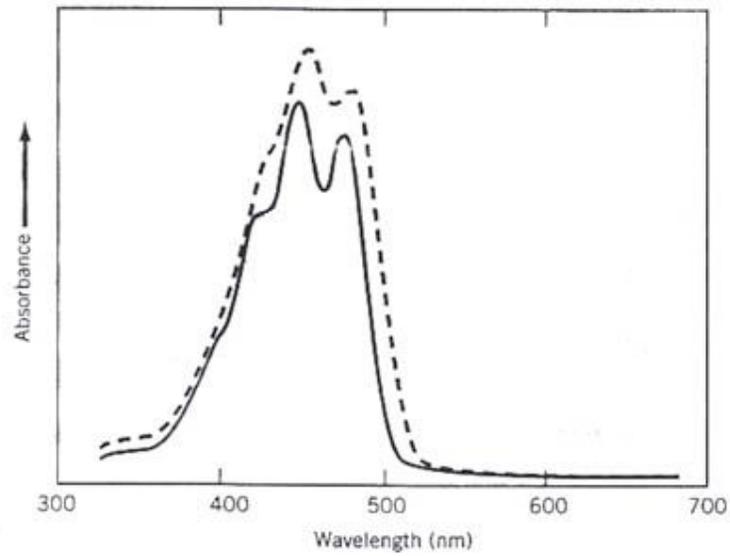
**Figura 4.17.** Cromatografía de capa fina en la especie *Copiapoa tenuíssima* para betalaínas (a) y clorofilas (b), *Echinopsis chamaecereus* “aurea” (e), *Rebutia muscula* (c) y *Rebutia heliosa* (d).



**Figura 4.18.** Espectro de absorción para betalaínas y betaxantinas. Donde A muestra los dos picos de absorción uno a los 537 nm (betacianinas) y el otro alrededor de los 480 (Betaxantinas), B muestra la fracción del pigmento rojo (betalaínas) y el espectro C se refiere al pigmento amarillo (betaxantinas). Tomado de Bilyk (1981).



**Figura 4.19.** Espectro de absorcion para clorofila a y b. Tomado de Hopkins (1999).



**Figura 4.20.** Espectro de absorcion para  $\beta$ - caroteno. Tomado de Hopkins (1999).

**Cuadro 4.12.** Principales picos de absorción (nm) de los pigmentos encontrados

Pigmento	Longitud de onda (nm)	Referencia
Betacianinas	534 y 554	Piattelli M. 1976, Simpson <i>et al.</i> , 1976
	539	Kobayashi <i>et al.</i> , 2000
	533	Santos-Díaz <i>et al.</i> , 2005
	538	Stintzing F. C. <i>et al.</i> , 2005
	537	Bilyk A. 1981
Betaxantina	474	Santos-Díaz <i>et al.</i> , 2005
	476	Stintzing F. C. <i>et al.</i> , 2005
	480	Bilyk A. 1981, Piattelli M. 1976
Carotenoides		Attridge, 1990
	400 y 500	Hopkins W. G. 1999 Salisbury y Ross, 1994
$\beta$ - caroteno	450	Hopkins W. G. 1999
	429, 452, 478	Davies B. H. 1976
Clorofila a		Hopkins W. G. 1999
	430 , 680	Salisbury y Ross, 1994
Clorofila b		Hopkins W. G. 1999
	400-460, 610-660	Salisbury y Ross, 1994
Feofitina	667 y 409	Holden M. 1976

**Cuadro 4.13.** Resultados de la cromatografía de capa fina y posibles pigmentos encontrados en la especie *Copiapoa tenuíssima*. Montecillo, México, 2006

	Longitud de onda máxima (nm)	Absorbancia	color	Rf	pigmento
1	415	1.6506	Verde	0.01875	Clorofila b
	435	1.4034			
	604	0.2468			
	660	0.7752			
2	409.9	0.6301	Verde azulado	0.03125	Clorofila a
	610	0.1064			
	664	0.3084			
3	664.9	0.0507	Amarillo	0.525	No identificado
4	532	0.01859	Café	0.6471	Betacianina
	538	0.01799			
	556	0.01652			
5	472	0.02120	Amarillo	0.58823	Betaxantina
	487	0.02028			

Las plantas de la especie *Echinopsis chamaecereus* “aurea” se caracterizan por tener sus tallos de color amarillo, el cual se debe a la presencia de carotenos. El resultado de la cromatografía en el espectro de absorción en una longitud de onda de 400 a 700nm confirmó la presencia de este pigmento en los tallos mostrándose dos picos de absorción a los 415 nm y 440 nm, ambos se encuentran dentro del espectro visible de carotenoides mostrado por Hopkins (1999), el cual se aprecia en la Figura 4.20. Estos valores también son similares a los mencionados por Davies (1976). Además se identificó la presencia de feofitina y de clorofilas (a y b), cuyos pico de absorbancia se muestran en el Cuadro 4.14.

Para el pigmento de feofitina el pico de su máxima absorbancia (664 nm) no concuerda con exactitud con ninguna referencia del Cuadro 20; sin embargo, se acerca a la absorbancias mencionadas por Holden (1976) y por el color gris que dio en la separación de pigmentos, por eso se identificó como feofitina. Mientras que los picos de máxima absorbancia para ambas clorofilas se encuentran dentro del espectro visible de clorofilas a y b mostrado por Hopkins (1999).

**Cuadro 4.14.** Resultados de la cromatografía de capa fina y posibles pigmentos encontrados en la especie *Echinopsis chamaecereus* “aurea”, Montecillo, México, 2006.

	Longitud de onda máxima (nm)	Absorbancia	Color	Rf	Pigmento
1	664.9	0.0867	Gris	0.030303	Feofitina
2	440 415	0.2343 0.2119	Amarillo claro	0.090909	$\beta$ -caroteno
3	655.1 415	0.0846 0.1272	Verde claro	0.1156789	Clorofila b
4	664.9 610 415	0.1678 0.0712 0.3566	Verde oscuro	0.127273	Clorofila a

El resultado de la cromatografía en el espectro de absorción en una longitud de onda de 400 a 700 nm en las plantas de las especies *Rebutia heliosa* y *Rebutia muscula* se presenta en las Figuras 4.17c y 4.17d. La clorofila b presentó 2 picos de absorción, el primero entre 415 – 435 nm y el segundo entre 610 - 664 nm (Cuadro 4.15 y 4.16) que entran dentro del espectro de absorción para la clorofila “b” que se muestra en la Figura 4.19, mientras que el espectro de absorción para la clorofila “a” se observó entre 610 - 664 nm lo que concuerda con la absorbancia mencionada por Hopkins (1999) y Salisbury y Ross, *et al.* (1994) para este pigmento. Sin embargo, la identificación de carotenos se dio en diferente absorbancia para cada especie, teniendo así que para *Rebutia heliosa* se mostró a los 450 nm que coincide con Hopkins (1999) y Davies (1976), identificándolo como  $\beta$ - caroteno, cuyo espectro de

absorción se muestra en la Figura 4.20, mientras que en *Rebutia muscula* mostró su pico de máxima absorbancia a los 409.9 nm, el cual entra dentro del espectro de absorción de los carotenos.

**Cuadro 4.15.** Resultados de la cromatografía de capa fina y posibles pigmentos encontrados en la especie *Rebutia muscula*. Montecillo, México, 2006.

	Longitud de onda máxima (nm)	Absorbancia	Color	Rf	Pigmento
1	415	1.2775	Verde olivo	0.029411765	Clorofila b
	435	1.4508			
	604.9	0.2009			
	655.1	0.5433			
2	409.9	1.935	Verde	0.041176471	Clorofila a
	610	0.2328			
	664.9	0.9481			
3	409.9	0.1933	Amarillo	0.123529412	$\beta$ -caroteno

**Cuadro 4.16.** Resultados de la cromatografía de capa fina y posibles pigmentos encontrados en la especie *Rebutia heliosa*. Montecillo, México, 2006.

	Longitud de onda máxima (nm)	Absorbancia	Color	Rf	Pigmento
1	415	1.4017	Verde militar	0.024242424	Clorofila b
	435	0.2246			
	604.9	0.2059			
	660	0.5501			
2	415	2.0632	Verde	0.054545455	Clorofila a
	610	0.2804			
	664.9	1.0434			
3	450	0.2826	Amarillo	0.351515152	Caroteno
	455	0.3383			

## 4.5. Imágenes digitales

### 4.5.1. Cambio de color

En el Cuadro 4.17 se muestra que el clasificador creado con 80 redes neuronales artificiales permitió identificar, en promedio, 97% de los píxeles de las imágenes que pertenecieron a los tallos de cuatro especies de cactáceas. Además, el porcentaje de píxeles del fondo de la imagen clasificados como tallo fue bajo (2 - 7 %). De esta forma fue posible segmentar la imagen para seleccionar los píxeles de la imagen que representaban al tallo e identificar posteriormente su color.

**Cuadro 4.17.** Porcentaje de clasificación correcta de píxeles que pertenecen a tallos y fondo de imágenes digitales de cuatro especies de cactáceas con un clasificador creado con redes neuronales artificiales, en donde las variables de entrada fueron los canales del modelo de color RGB.

Especie	Clasificación correcta (%)	
	Tallo	Fondo
<i>Copiapoa tenuíssima</i>	98.8	94.1
<i>Rebutia muscula</i>	99.2	93.8
<i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea”	98.3	98.6
<i>Rebutia heliosa</i>	97.6	98.2

#### 4.5.1.1. Espacio de color L a b

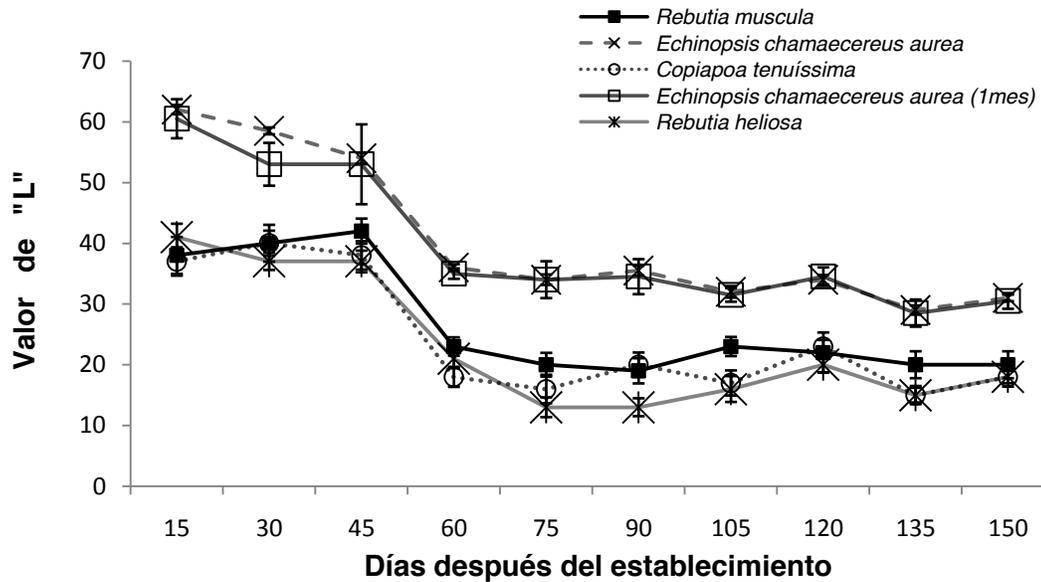
Durante los muestreos, el color de la planta fue cambiando gradualmente; para evitar que los píxeles que representaban al tallo se confundieran con los del fondo, se cambió en dos ocasiones el color del material del fondo de la caja en donde se tomaron las imágenes digitales. El color del fondo en los primeros tres muestreos reflejaba mayor luz y cuando éste fue cubierto con un material más oscuro, se observó una disminución acentuada en L de los píxeles que representaron al tallo, entre el tercero y cuarto muestreo (Figura 4.21), lo cual no se observó en los otros canales del espacio de color CIE-Lab.

Por otro lado, el comportamiento de los valores del espacio de color CIE-Lab para cada uno de los planos (vertical y horizontal) tuvo la misma tendencia. Sin embargo, las imágenes digitales del plano vertical permitieron tener mejor visión de toda la planta (tallo principal, brotes secundarios y brotes nuevos). En cambio, en las imágenes obtenidas en el plano horizontal se aprecia principalmente la región apical de los tallos. Por esta razón, se decidió tomar como referencia en la presentación de los resultados principalmente a las imágenes obtenidas en el plano vertical.

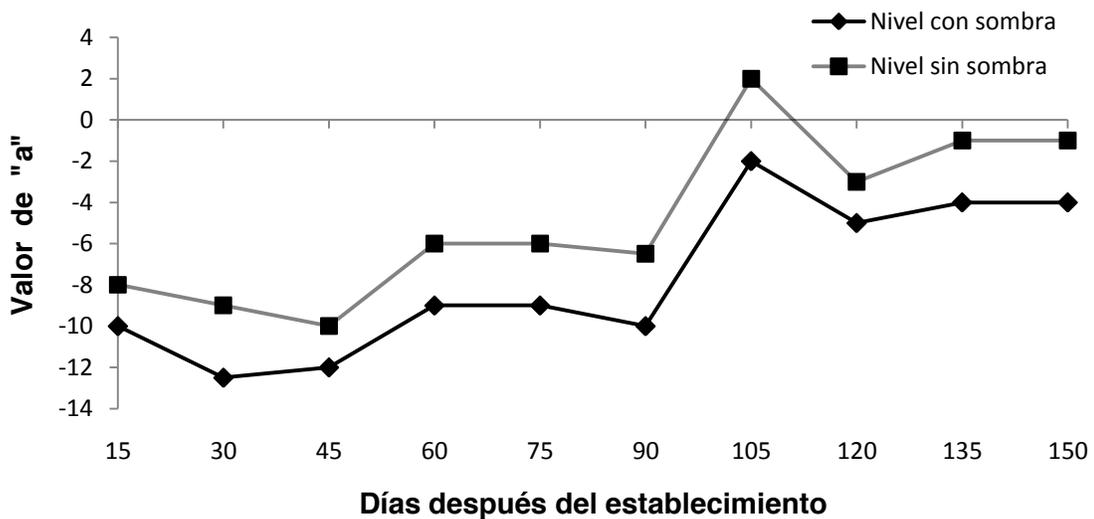
De acuerdo al análisis estadístico, no se encontraron diferencias significativas en el valor de L por efecto del sombreado, ni en la interacción del nivel de radiación con la especie (Cuadro A-7). Sin embargo, "L" fue afectado por el factor especie, donde *Echinopsis chamaecereus* "aurea" (tratamientos 3, 4, 7 y 8) fue diferente a *Rebutia heliosa* (tratamiento 9 y 10), *Copiapoa tenuíssima* (tratamiento 5 y 6) y *Rebutia muscula* (tratamiento 1 y 2) (Cuadro A-8). En la Figura 4.21 se aprecia que L de los tallos sin sombra de *Echinopsis chamaecereus* "aurea" inició alrededor de 36 y disminuyó a 30 en el último muestreo, mientras que en *Rebutia heliosa* L fue menor, de 21 a 18; esto sin considerar los tres primeros muestreos; esto indica que ambas especies tendieron a ser más oscuras (Russ, 1999; Voss y Hale, 1998; Philipp y Rath, 2002).

En el Cuadro A-7 se observa que el canal "a" fue afectado por el nivel de radiación, por la especie y por la interacción de especie con el nivel de radiación en imágenes tanto en el plano vertical como en el horizontal ( $P < 0.05$ ). En el plano horizontal, sólo se encontraron diferencias en "a" por efecto del nivel de radiación en los tallos de *Echinopsis chamaecereus* "aurea"; además, este canal permitió diferenciar estadísticamente a esta especie de las otras (Cuadro A-8). En el plano vertical, los valores de "a" de imágenes de tallos de *Echinopsis chamaecereus* "aurea" (Figuras 4.22 y 4.24) y *Rebutia heliosa* (Figura 4.23) fueron diferentes por efecto del nivel de radiación. Los tratamientos con sombra tuvieron los valores más bajos de "a", principalmente en las imágenes obtenidas en el plano vertical (Cuadro 4.18); es decir, fueron más verdes ya que este canal toma valores desde rojo (+a) a verde (-a) (Russ, 1999; Voss y Hale, 1998; Philipp y Rath, 2002). En cambio, la tendencia de

“a” a través del tiempo en todos los tratamientos, fue a incrementar su valor, es decir a ser menos verde.



**Figura 4.21.** Promedios del canal “L” del espacio de color CIE-Lab de tallos de cinco especies de cactáceas ornamental sin sombreado, obtenidos de imágenes digitales en el plano vertical. Montecillo, México, 2006.



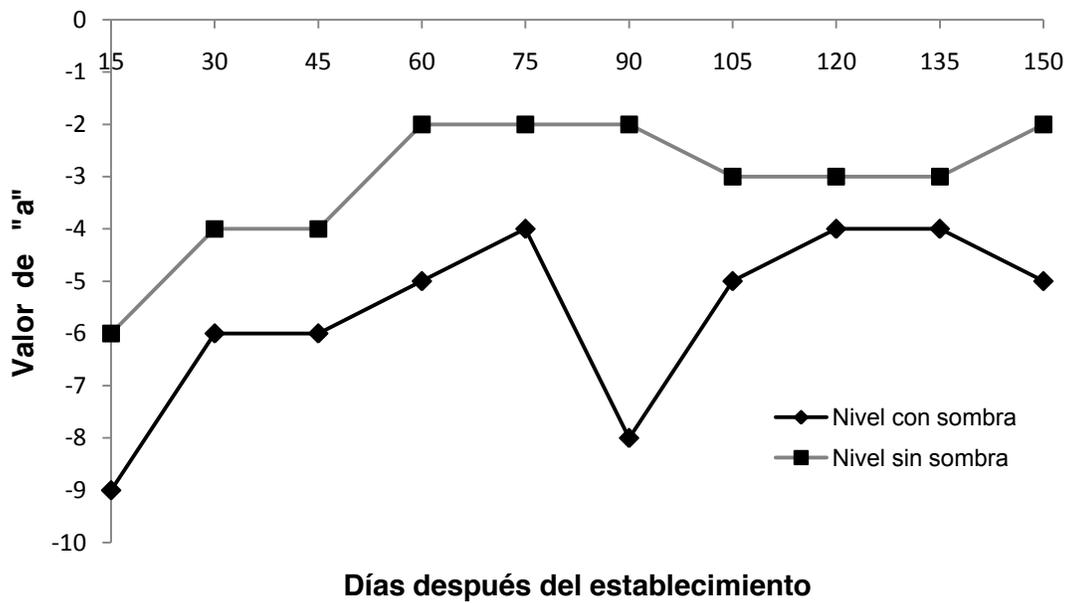
**Figura 4.22.** Efecto de los tratamientos con sombra y sin sombra en el valor de “a” del espacio de color CIE-Lab de imágenes de tallos de *Echinopsis chamaecereus* “aurea” obtenidas en el plano vertical. Montecillo, México. 2006.

**Cuadro 4.18.** Medias de cuadrados mínimos por tratamiento, de los canales del espacio de color CIE-Lab obtenidos de imágenes de tallos de cactáceas tomadas en el plano horizontal y vertical.

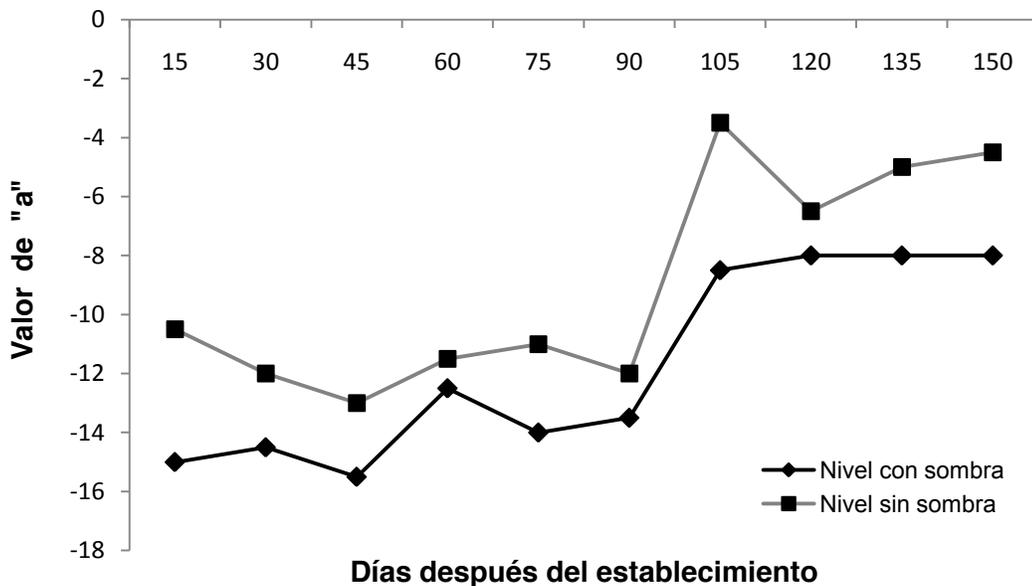
<b>Plano horizontal</b>			
<b>Tratamientos</b>	<b>Variable</b>		
	<b>L</b>	<b>a</b>	<b>b</b>
1. <i>Rebutia muscula</i> con sombra	23.79cb <sup>z</sup>	-2.619ca	7.397c
2. <i>Rebutia muscula</i> sin sombra	24.33cb	-0.952a	6.857c
3. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" con sombra	31.46a	-4.125c	24.589b
4. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" sin sombra	30.67a	-0.529a	24.986b
5. <i>Copiapoa tenuíssima</i> con sombra	27.5ba	-1.329bad	4.786c
6. <i>Copiapoa tenuíssima</i> sin sombra	24.93cb	-0.759a	3.578c
7. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" con sombra	31.16a	-6.714e	20.221a
8. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" sin sombra	29.75a	-3.243dc	21.957ab
9. <i>Rebutia heliosa</i> con sombra	21.9c	-3.357dce	4.586c
10. <i>Rebutia heliosa</i> sin sombra	21.83c	-1.886ad	3.571c
EEM <sup>1</sup>	0.8336	0.4519	0.8886
Pr>F	0.3914	0.0039	0.4531
<b>Plano vertical</b>			
<b>Tratamientos</b>	<b>Variable</b>		
	<b>L</b>	<b>a</b>	<b>b</b>
1. <i>Rebutia muscula</i> con sombra	28.369a <sup>z</sup>	-4.575bc	8.504b
2. <i>Rebutia muscula</i> sin sombra	26.37a	-3.302ab	6.476bc
3. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" con sombra	41.630b	-8.236d	34.643a
4. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" sin sombra	40.62b	-5.007c	35.1a
5. <i>Copiapoa tenuíssima</i> con sombra	24.18a	-3.329ab	4.689bc
6. <i>Copiapoa tenuíssima</i> sin sombra	24.113a	-1.987a	3.306c
7. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" con sombra	41.757b	-12.004e	32.771a
8. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" sin sombra	42.343b	-9.297d	35.190a
9. <i>Rebutia heliosa</i> con sombra	25.07a	-5.129c	7.557bc
10. <i>Rebutia heliosa</i> sin sombra	24.04a	-3.45ab	5.064bc
EEM <sup>1</sup>	1.1701	0.3487	0.8493
Pr>F	0.8369	0.0204	0.0309

<sup>1</sup>Error estándar de la media.

<sup>2</sup>Medias en la misma hilera sin una literal en común son diferentes (P<0.05; Tukey).

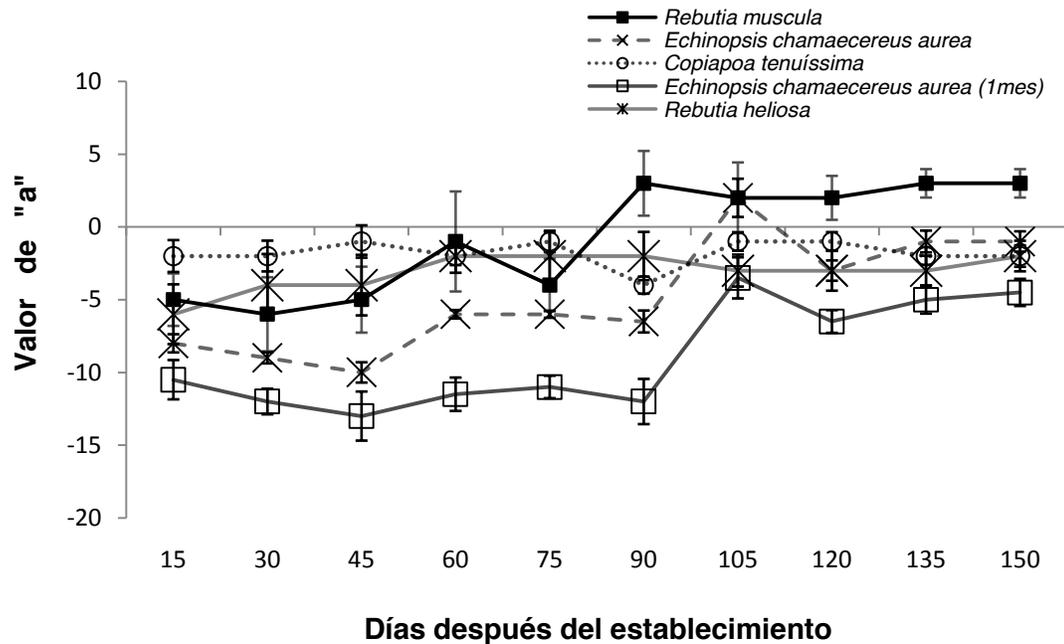


**Figura 4.23.** Efecto de los tratamientos con sombra y sin sombra en el valor de “a” del espacio de color CIE-Lab de imágenes de tallos de *Rebutia heliosa* obtenidas en el plano vertical. Montecillo, México. 2006.



**Figura 4.24.** Efecto de los tratamientos con sombra y sin sombra en el valor de “a” del espacio de color CIE-Lab, de imágenes de tallos de un mes de edad de *Echinopsis chamaecereus* “aurea”, obtenidas en el plano vertical. Montecillo, México. 2006.

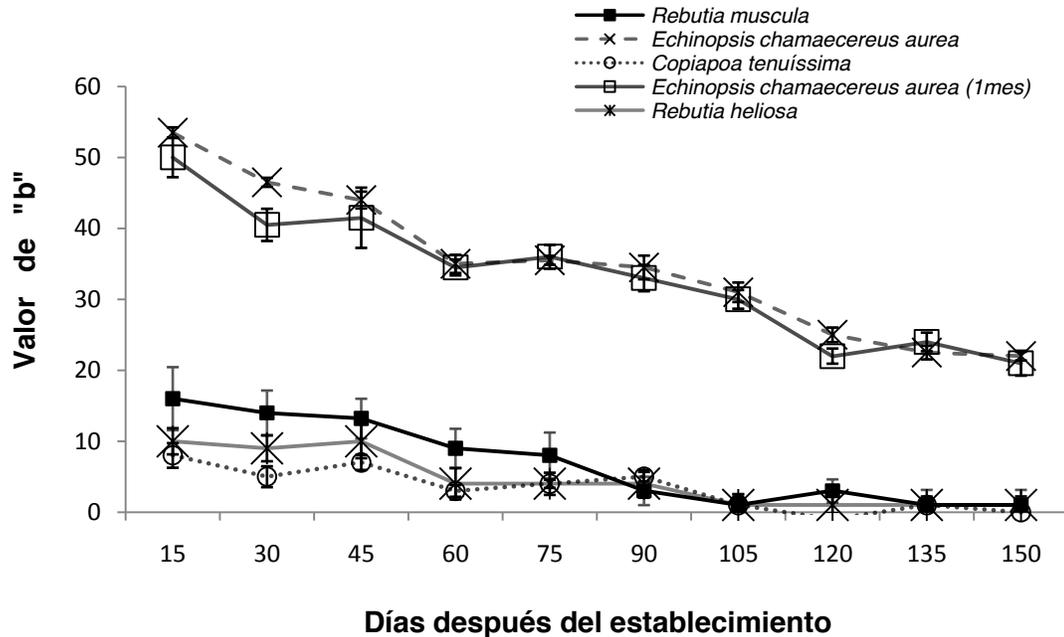
En la Figura 4.25 se observa que el valor de “a” fue diferente para cada especie, excepto para *Rebutia heliosa* y *Rebutia muscula* que fueron estadísticamente iguales con base en las fotos tomadas en el plano vertical (Cuadro A-8).



**Figura 4.25.** Comparación del valor de “a” del espacio de color L a b, de imágenes digitales en el plano vertical de cinco cactáceas ornamentales sin sombreado. Montecillo, México. 2006.

En el Cuadro A-7 se observa que el valor de “b” fue afectado en ambos planos (vertical y horizontal) por el factor especie, y sólo en las imágenes de plano vertical se identificó el efecto de la interacción entre la especie y el nivel de radiación ( $P < 0.05$ ). La variable “b” tendió a disminuir a través del tiempo de amarillo (+b) a azul (-b) (Russ, 1999; Voss y Hale, 1998; Philipp y Rath, 2002) en todas las especies siendo esto mayor en *Echinopsis chamaecereus* “aurea” (Figura 4.26)

Los valores de “b” más altos fueron para los tallos de *Echinopsis chamaecereus* “aurea”, los cuales disminuyeron de 50 a 21 a través del tiempo (Figura 4.26). En contraste, los tallos de *Copiapoa tenuissima* y *Rebutia heliosa* produjeron los valores más bajos de “b” (Cuadro 4.16 y A-10).



**Figura 4.26.** Promedios del canal "b" del espacio de color CIE-Lab, de tallos de cinco especies de cactáceas ornamentales sin sombreado, obtenidos de imágenes digitales en el plano vertical. Montecillo, México. 2006.

#### 4.5.1.2. Espacio de color HSI

En esta investigación, esta variable fue afectada por el factor especie, nivel de radiación e interacción de ambos (Cuadro A-7 y A-9), encontrando así diferencias estadísticas entre las plantas con sombra y sin sombra (Cuadro 4.19).

En la Figura 4.27 se observa que los valores de H por especie para imágenes del plano vertical fueron más estables que los valores de los canales del espacio de color CIE-Lab, ya que de acuerdo con Montonaga *et al.*, (2004) ni la cantidad de luz o la textura de la superficie medida alteran o afectan el color de imágenes digitales de objetos.

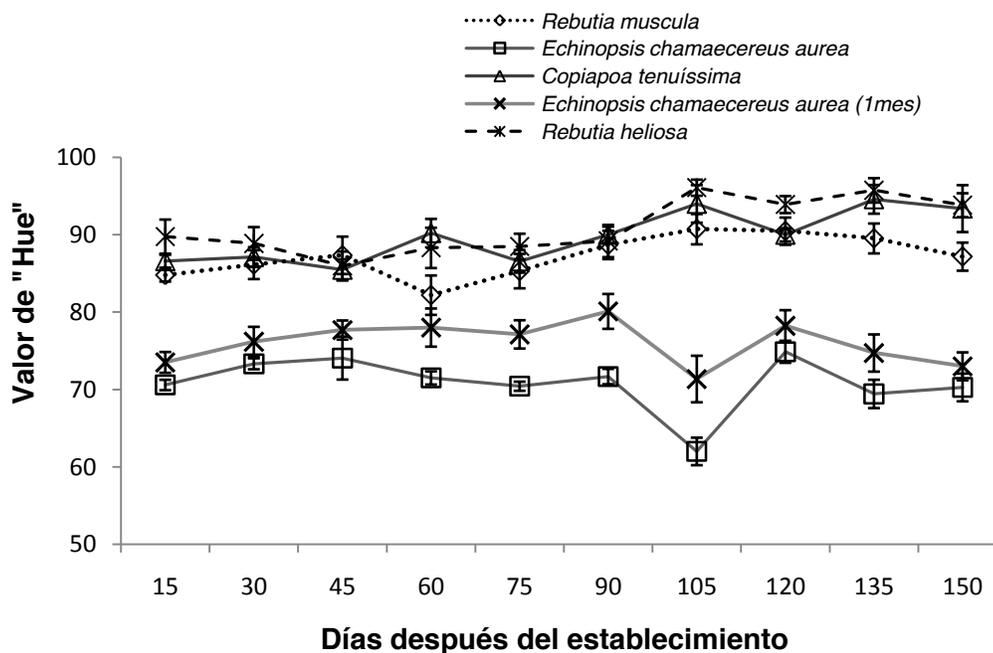
El valor de H que se presenta en la Figura 4.27 para especie, no fue el color que percibimos los humanos; mas bien se trata del promedio de color de los tallos de la planta (tallo principal y brotes nuevos) y de las espinas, teniendo así que sólo las especies de *Copiapoa tenuíssima* y *Rebutia heliosa* fueron iguales entre ellas en los dos niveles de radiación (Cuadro 4.19).

**Cuadro 4.19.** Medias de cuadrados mínimos por tratamiento, del canal H (Hue) del espacio de color HSI obtenidos de imágenes de tallos de cactáceas tomadas en el plano horizontal y vertical.

Tratamiento	Hue (H)	
	Horizontal	Vertical
1. <i>Rebutia muscula</i> con sombra	85.28a <sup>z</sup>	87.66b
2. <i>Rebutia muscula</i> sin sombra	82.40a	87.44b
3. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" con sombra	73.09a	75.2d
4. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" sin sombra	68.29a	70.874e
5. <i>Copiapoa tenuíssima</i> con sombra	86.71a	90.58a
6. <i>Copiapoa tenuíssima</i> sin sombra	86.6a	90.17a
7. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" con sombra	80.97a	80.688c
8. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" sin sombra	73.71a	76.234d
9. <i>Rebutia heliosa</i> con sombra	90.74a	90.749a
10. <i>Rebutia heliosa</i> sin sombra	142.9b	90.89a
EEM <sup>1</sup>	0.479	0.5
Pr>F	0.0416	<.0001

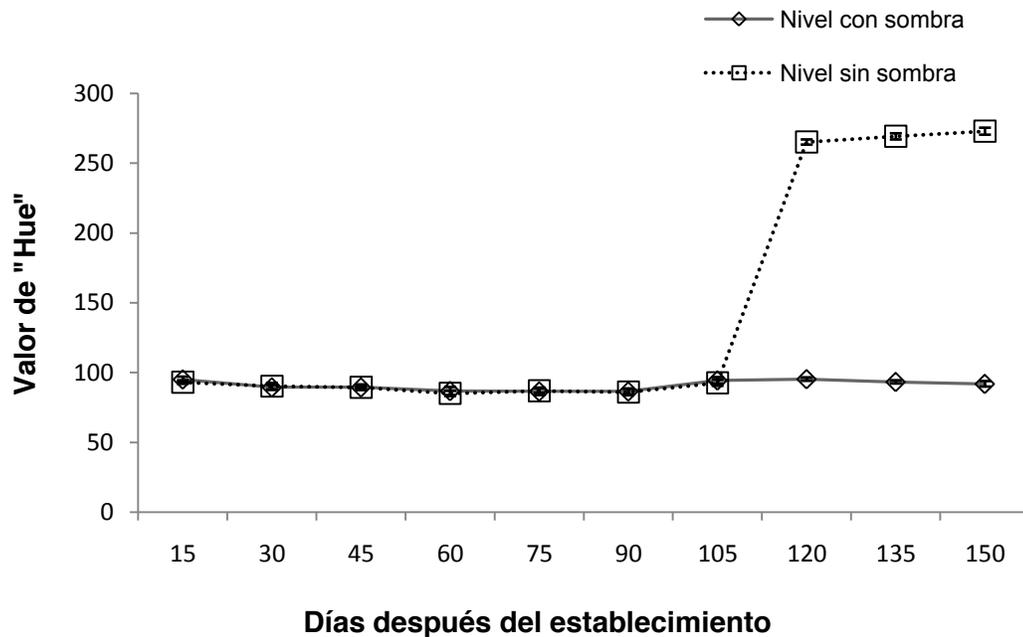
<sup>1</sup>Error estándar de la media.

<sup>z</sup>Medias en la misma hilera sin una literal en común son diferentes (P<0.05; Tukey).



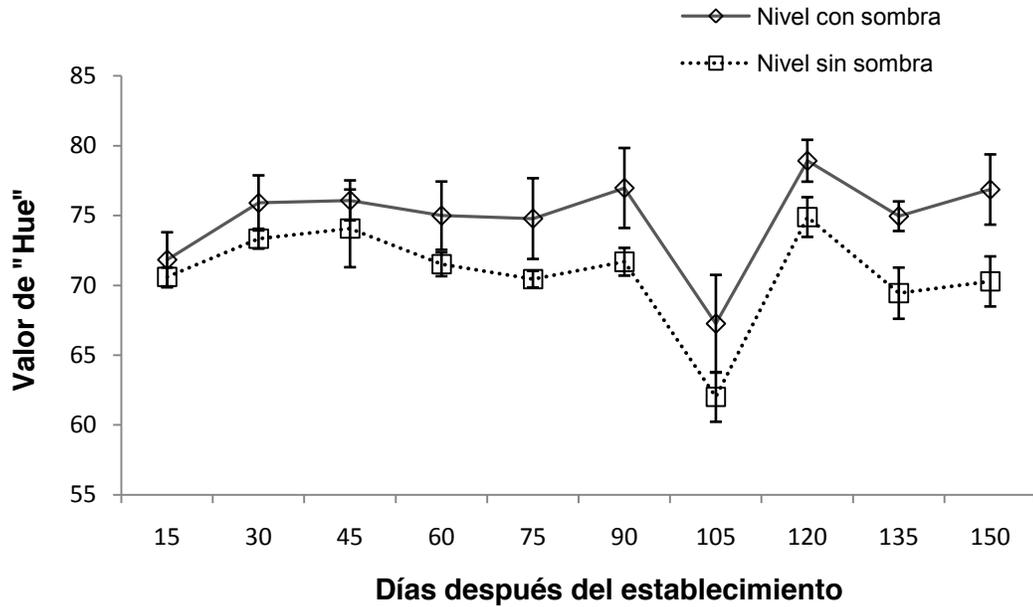
**Figura 4.27.** Promedios del canal H (Hue) del espacio de color HSI de tallos de cinco especies de cactáceas ornamentales sin sombreado, obtenidos de imágenes digitales en el plano vertical. Montecillo, México. 2006.

Sin embargo en el plano horizontal si se encontraron diferencias estadísticas para *Rebutia heliosa* por efecto del nivel de radiación, aunque cabe señalar que esto se observó hasta el octavo muestreo (Figura 4.28).

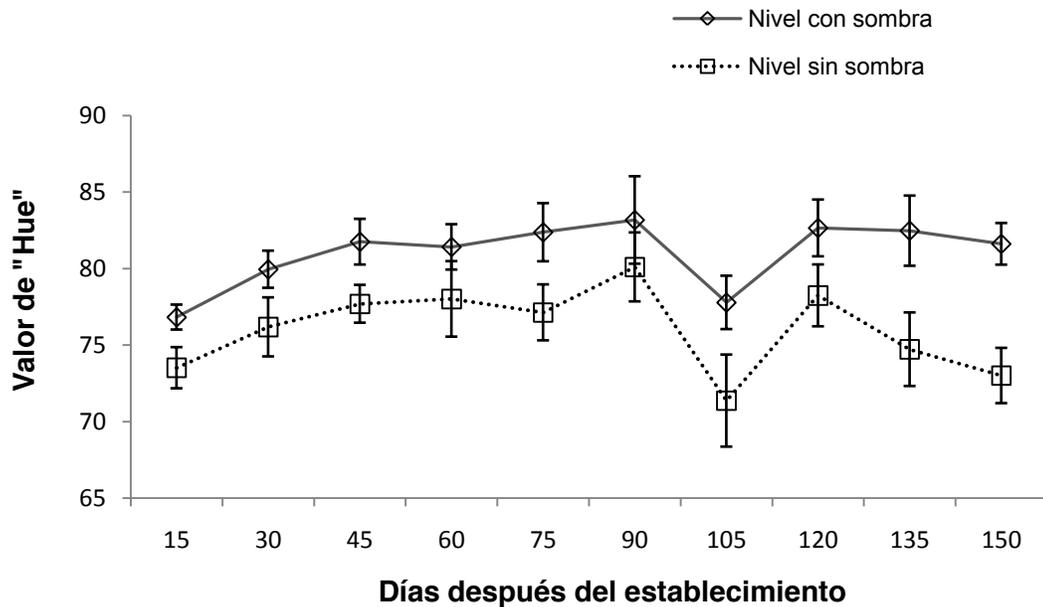


**Figura 4.28.** Efecto de los tratamientos con sombra y sin sombra en el valor de “Hue” del espacio de color HSI de imágenes de tallos de *Rebutia heliosa* obtenidas en el plano horizontal. Montecillo, México. 2006.

Mientras que en el plano vertical las plantas de *Echinopsis chamaecereus* “aurea” con sombra y sin sombra fueron estadísticamente diferentes (tratamientos 3 y 4) al igual que las plantas de *Echinopsis chamaecereus* “aurea” (un mes de edad) (tratamientos 7 y 8), lo cual se observa en las Figuras 4.29 y 4.30 respectivamente. Siendo los valor de Hue mas altos para las plantas con sombra. Por otra parte las plantas de *Rebutia muscula* fueron diferente a las demás especies pero iguales en ambos niveles de radiación.



**Figura 4.29.** Efecto de los tratamientos con sombra y sin sombra en el valor de “Hue” del espacio de color HSI de imágenes de tallos de *Echinopsis chamaecereus* “aurea” obtenidas en el plano vertical. Montecillo, México. 2006.

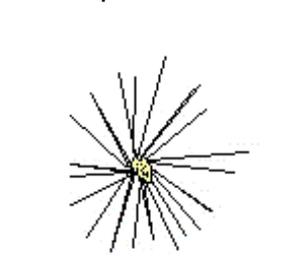


**Figura 4.30.** Efecto de los tratamientos con sombra y sin sombra en el valor de “Hue” del espacio de color HSI de imágenes de tallos de *Echinopsis chamaecereus* “aurea” (1 mes), obtenidas en el plano vertical. Montecillo, México. 2006.

En el Cuadro 4.20 se muestran algunas modificaciones visuales de las espinas y tallos por especie. Se observa que las espinas de *Echinopsis chamaecereus* “aurea” bajo sombra, se adelgazaron y tomaron un color blanco, mientras que aquellas plantas sin sombra tenían una coloración café con espinas más gruesas. Las espinas de *Copiapoa tenuíssima* bajo sombra, tendieron a crecer y cubrir más la superficie del tallo de color oscuro. En *Rebutia muscula* bajo sombra, la densidad de las espinas fue menor y éstas fueron más delgadas y alargadas, dejando en descubierto el color verde del tallo; lo mismo ocurrió en *Rebutia heliosa* ya que disminuyó la densidad de las espinas y cambió su color de café a gris claro (Cuadro 4.20). Lo anterior se debió a que una de las funciones de las espinas es proteger a la planta de altas radiaciones solares (Nobel, 1998; Nobel, 1983), por lo que en la sombra tendieron a modificarse.

A diferencia del proceso de determinación de los cambios de color debido al contenido de pigmentos en tallos mediante métodos bioquímicos, con el método basado en imágenes digitales se calculó el promedio de cada canal de los espacios de color CIE-Lab y HSI de los pixeles que pertenecen al tallo, lo cual incluyó a las espinas. Es así que los resultados son una referencia de los cambios que ocurrieron durante el desarrollo de las plantas, al tener bajos niveles de radiación siendo el valor de “a” del espacio de color CIE-Lab, la variable que mostró las diferencias entre los niveles de radiación y en el espacio de color HSI el valor de “hue”. Sin embargo estas diferencias entre plantas con sombra y sin sombra sólo se observaron en las especies de *Echinopsis chamaecereus* “aurea” (tratamiento 3, 4, 7 y 8) y *Rebutia heliosa* (tratamiento 9 y 10) mientras que las plantas con sombra y sin sombra de *Copiapoa tenuíssima* (tratamiento 5 y 6) y *Rebutia muscula* (tratamiento 1 y 2) en ninguno de los espacios de color utilizados se encontraron diferencias. Aminot y Rey (2000) coinciden al mencionar que solo el valor de “a” del espacio de color de CIE-Lab mostró las variaciones de color al estudiar la degradación de clorofila, lo cual se pueda deber a que el valor de “a” se relaciona con la pérdida o presencia del color verde, ya que este valor se encuentra en el eje de verde a rojo.

**Cuadro 4.20.** Efecto del nivel de radiación solar en las espinas de cuatro especies de cactáceas ornamentales durante un experimento en Motecillo, México. 2006.

Nivel de iluminación		Tipo de espina
Sin sombra	Con sombra	
<b><i>Rebutia heliosa</i></b>		
		
<b><i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea"</b>		Espina pectinada
		
<b><i>Rebutia muscula</i></b>		Espina radial
		
<b><i>Copiapoa tenuíssima</i></b>		Espina radial
		
		Sin espinas Presencia de fieltro

#### 4.6. Discusión general

A pesar de que existe una amplia diversidad en cactáceas, en México se prefieren otras especies ornamentales que son mundialmente conocidas y se desecha la posibilidad de utilizar las cactáceas con un enorme potencial ornamental, porque algunas de sus características son desconocidas por la mayoría de la gente, al igual que su manejo y propagación.

En general se considera que la cantidad de luz óptima es aquella bajo la cual crece y desarrolla mejor la planta y que menos o más de esa cantidad de luz afecta a la larga su crecimiento y salud. No todas las cactáceas soportan la acción directa de los rayos solares durante el día entero, algunas viven mejor y conservan mejor su apariencia protegidas con una sombra parcial; sin embargo demasiada sombra causa crecimiento exagerado y estrechamiento del diámetro apical y demasiado sol puede causar la coloración amarillenta, pardusca o blancuzca de la planta o sólo de su ápice (Bravo-Hollis y Scheinvar 1999). Sin embargo, estos resultados muestran que la respuesta de cada una de las especies aquí estudiadas tuvo un comportamiento diferente, que se describe a continuación:

*Rebutia heliosa* fue una especie que bajo condiciones de poca radiación solar, tuvo un buen crecimiento y desarrollo, ya que el número de brotes no se vio afectado drásticamente (aunque si tendieron a alargarse y estrecharse) y su crecimiento y floración fueron mejores que el de las otras especies, siendo importante subrayar que solamente las plantas con sombra florecieron. En relación a su concentración de pigmentos no se encontraron diferencias significativas al compáralas con las plantas sin sombra.

*Copiapoa tenuíssima* fue otra especie que tuvo una mayor altura y número de brotes en un ambiente sombreado, sin embargo al estar sombreada sus concentraciones de pigmentos tendieron a disminuir con lo cual perdieron su color oscuro característico del tallo y también la forma de estos, que dependiendo de gustos, son más o menos atractivos. Una desventaja de esta especie es que el periodo de floración se ve afectado, ya que se reduce.

*Rebutia muscula* mostró un mayor crecimiento en el ambiente sombreado y menor número de brotes, sin embargo, estos tendieron a alargarse haciéndola mas vistosa y llamativa, también cabe señalar que el grosor de sus espinas disminuyo, lo cual las hicieron menos agresivas; pero también disminuyo el número de flores. Con relación a su pigmentación fue menor la concentración de la clorofila “a” y “b”, y carotenos, respecto a las plantas sin sombra, por lo cual se tornaron a un verde mas claro.

*Echinopsis chamaecereus* “aurea” ambiente sombreado presentó una mayor altura y perdieron mas rápidamente su color amarillo canario, al expresarse la clorofila. El número de brotes disminuyo al igual que su periodo de floración. Sin embargo, esta especie no soporta la acción directa de los rayos solares durante el día entero.

## V. CONCLUSIONES

1. La cubierta de vidrio permitió pasar sólo de 26 al 36% de la RFA externa, de la cual del 2 al 5% paso a través de la malla sombra interna.
2. Los bajos niveles de radiación afectaron el crecimiento de las plantas cualitativamente, ya que sus brotes tendieron a alargarse y estrecharse.
3. Las especies *Echinopsis chamaecereus* “aurea” y *Rebutia muscula* tuvieron un mayor alargamiento de los tallos principales, mientras que en las especies de *Copiapoa tenuíssima* y *Rebutia heliosa* este efecto se observó más en los brotes secundarios nuevos.
4. El período de floración de las plantas con sombra de *Echinopsis chamaecereus* “aurea” y *Copiapoa tenuíssima* fue más corto, pero llegaron a tener mas flores que en los tratamientos sin sombra, mientras que *Rebutia heliosa* sólo florecieron las plantas con sombreado.
5. Los bajos niveles de radiación no afectaron el periodo de floración de la especie *Rebutia muscula*, pero si la cantidad de flores, siendo esto mayor en las plantas sin sombreado.

6. Las especies *Copiapoa tenuíssima* y *Echinopsis chamaecereus* “aurea” a través del tiempo tendieron a disminuir su concentración de clorofila “a” en ambos niveles de radiación, contrario a *Rebutia muscula* y *Rebutia heliosa* las cuales tendieron a incrementar esta concentración siendo esto mayor en las plantas sin sombra.

7. Las plantas con sombra de *Copiapoa tenuíssima*, *Rebutia heliosa* y *Rebutia muscula* mostraron una tendencia decreciente de la concentración de clorofila “b”, mientras que la especie *Echinopsis chamaecereus* “aura” tuvo un fuerte incremento a los 100 días después del establecimiento del experimento, pero disminuyó drásticamente a los 150 días.

8. Los bajos niveles de radiación disminuyeron la concentración de carotenos en *Rebutia heliosa* mientras que en *Rebutia muscula* y *Echinopsis chamaecereus* “aura” ésta no fue afectada por el nivel de radiación.

9. Los niveles de radiación no afectaron la acumulación de betalaínas en *Copiapoa tenuíssima*.

10. *Rebutia heliosa* fue una especie que bajo condiciones de poca luz, tuvo un buen crecimiento y desarrollo. En relación a su concentración de pigmentos no se encontraron diferencias por el nivel de radiación.

11. *Echinopsis chamaecereus* “aura” es una especie que necesita de una ligera sombra para tener un buen crecimiento y no pierda su color amarillo canario característico, al igual que *Copiapoa tenuíssima*.

12. Por lo anterior, se considera que las cuatro especies estudiadas presentan un alto potencial para utilizarse como plantas de interior.

## LITERATURA CITADA

- Adamsen F. J., T. A. Coffelt, J. M. Nelson, E. M. Barnes and R. C. Rice. 2000. Crop ecology. Management & quality. Method for using images from a color digital camera to estimate flower number. *Crop Sci.* 40: 704-709
- Andrade J. L., Rengifo E., Ricalde M. F., Simá J. L., Cervera J. C. and Vargas-Soto G. 2006. Light microenvironments, growth and photosynthesis for pitahaya (*hylocereus undatus*) in an agrosystem of yucatán, México. *Agrociencia* 40: 687-697.
- Attridge T. H. 1990. Light and Plant Responses. A Study of Plant Physiology and the Natural Environment. Ed. By Edward Arnold. 148p
- Baille A. and Tchamitchia. M. 1993. Solar radiation in greenhouse. (93-103pp) In: Varlet-Grancher C., Bonhomme R. and Sinoquet. H. 1993. Crop structure and light microclimate. Characterization and applications. INRA editions. Paris.
- Bidwell R G S. 2002. Fisiología Vegetal. Editorial A.G.T. California, Estados Unidos 784 p.
- Bilyk A. 1979. Extractive fractionation of betalaines. *Journal Food Science* 44 : 1249-1251
- Bilyk A. 1981. Thin layer chromatography separation of beet pigments. *Journal Food Science.* 46:298-299
- Bjorkman, O; y Demmig-Adams, B. 1995. Regulation of photosynthetic light energy capture, conversión and dissipation in leaves of higher plants. 17-47 pp. *In:* Shulze, E. D.; Caldwell, M .M. Ecophysiology of photosynthesis. Springer-verlag. Alemania.
- Björn L. O. and Vogelmann T. C. 1994. Quantification of light. *In:* Kendrick R. E. and Kronenberg. G. H. M. 1994. Photomorphogenesis in plants. 2da edition. Kluwer Academic Publishers. Netherlands. pp 17-25.
- Bolhar-Nordenkamp, H. R. 1988. Morfología del vástago y anatomía de la hoja con relación a la fotosíntesis. *In:* Técnicas en Fotosíntesis y Bioproduktividad. Coombs, J.; D. O. Hall; S. P. Long; J. M. O. Scurluck (eds.). Colegio de Posgraduados. Chapingo, México. pp. 89 – 87.
- Bonhomme R. 1993. The solar radiation: characterization and distribution in the canopy *In:* Varlet-Grancher C., Bonhomme R. and Sinoquet. H. 1993. Crop

- structure and light microclimate. Characterization and applications. INRA editions. Paris. pp17-28.
- Boodley., J.W.1998.The Commercial Greenhouse. 2<sup>nd</sup> Ed. Delmar Publishers. Albany. NY., USA. 568p
- Braverman, J. B. S. 1980. Introducción a la bioquímica de alimentos. 2da Edición. Edit. El manual moderno. México D. F. 375 p.
- Bravo H. y Scheinvar L. 1999. El interesante mundo de las cactáceas. Fondo de Cultura Económica. México, D. F. 233 p.
- Bravo H. y Sánchez M. 1991. Las cactáceas de México. Vol. II. Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F.404pp. a
- Bravo H. y Sánchez M. 1991. Las cactáceas de México. Vol. III. Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F. 643p. b
- Bravo H. 1978. Las Cactáceas de México. Vol. I. Universidad Nacional Autónoma de México. México, D.F. 743pp
- Britton N. L. and Rose J. N. 1963. The Cactaceae: Descriptions and illustrations of plants of the cactus family. Vol III and IV. Dover Publications, Inc. New York.
- Cavins T. J. and Dole J. M. 2001. Photoperiod. Juvenility. And High intensity lighting affect flowering and cut stem qualities of *Campanula* and *Lupinus*. HortScience 36(7): 1192-1196.
- Charles D. A., David R. D. and Glyn M. 1986. Modeling plant growth and development. Academic Press. Estados Unidos. 235p.
- Chartier M., Allirand J. M. and Varlet G. C. 1993. Canopy radiation balance: its components and their measurement. In: Varlet-Grancher C., Bonhomme R. and Sinoquet. H. 1993. Crop structure and light microclimate. Characterization and applications. INRA editions. Paris. pp 29-32.
- Cicala A., Fabbri A., Grazia A. D. and Tamburino.1997. Plant shading and flower induction in *Opuntia ficus-indica* (L) Mill. Acta Horticulturae 438:57-63.
- Corona N. E. y Chimal H. A. 2006. Plantas Mexicanas con potencial ornamental. Universidad Autónoma Metropolitana, unidad Xochimilco. México, D.F. 626p.
- Cui M. and Nobel P. S. 1994. Gas exchange and growth responses to elevated CO<sub>2</sub> and light levels in the CAM species *Opuntia ficus-indica*. Plant, cell and environment 17: 935-944.

- Davies B. H. 1976. Carotenoids. *In*: Goodwin T. W. Chemistry and Biochemistry of plant pigments. 2<sup>da</sup> edition, vol.II. Academic Press. pp. 38-365.
- De las Rivas, J. 2000. La luz y el Aparato Fotosintético. *In*: Fundamentos de Fisiología Vegetal. Azcón – Bieto, J.; M., Talón. Mc Graw – Hill Interamericana. Ediciones Universidad de Barcelona. Madrid, España. pp.131- 153. B.
- De las Rivas, J. 2000.Utilización de la Energía Luminosa en la Fotosíntesis. pp.. *In*: Fundamentos de Fisiología Vegetal. Azcón – Bieto, J.; M., Talón. Mc Graw – Hill Interamericana. Ediciones Universidad de Barcelona. Madrid, España. pp. 155 – 171. A.
- Dere S., Günes T.. and Sivaci R.. 1998. Spectrophotometric Determination of Chlorophyll – A, B and Total Carotenoid Contents of Some Algae Species Using Different Solvents. *Tr. J. of Botany* 22. pp 13-17.
- Domínguez, S. S. 1973. Apuntes del Curso de Fisiología Vegetal. Escuela Nacional de Agronomía, Departamento de Fitotecnia. Chapingo, México. 149 p.
- Edmond J. B., Musser A. M., Andrews F. S. 1957. Fundamentals of Horticulture. Second edition. Mc Graw-Hill. New York. 455 p.
- Faucon P. 2001. Electronic encyclopedia of Cacti and Succulents.
- Faust, J. E. 2003. Light: *In*: Ball Redbook. 17<sup>th</sup> Ed. V. II. Edited by Debbie Hamrick. Batavia, ILL, USA. pp. 71-84.
- Fetene, M., Lee H. S. and Lüttge U. 1990. Photosynthetic acclimation in a terrestrial CAM bromeliad *Bromelia humilis* Jacq. *New Phytol.* 114: 339-406.
- Font, L. and Kőrösi, F. 2005. Leaf Inclination Based Non Destructive Water Stress Indication for Vegetables. *Acta Horticulturae* 691: 99-105.
- Galicia J. A., Trejo. C.; Valdéz L. A., Rodríguez G. M. T.; Peña V. C. 2001, Intensidad de sombra y su efecto en la morfología y fisiología de nochebuena (*Euphorbia pulcherrima* Willd). *Revista Chapingo Serie Horticultura* 7(2) : 143-149.
- Gardner, F. P., Pearce R. B. and Mitchell R. L. 1990. Physiology of Crop Plants. Second printing. Iowa State University Press. In the United States of America. 327p
- Gates, D. M. 1980. Biophysical Ecology. Springer-Verlag. New York, USA. 611p.

- Geller, G. N. and Nobel, P. S. 1987. Comparative Cactus Architecture and PAR Interception. *Amer. Journal Botanica* 74(7):998-1005.
- Gibson A. C. and Nobel P. S. 1986. *The cactus primer*. Harvard University Press. 286 p.
- Gonzalez R. C. and Woods R. E. 2002. *Digital Image Processing*. Second edition. Prentice Hall. Inc. United States of America. 793 p.
- Goodwin T. W and Mercer E. I. 1983. *Batalains. Introduction to plant biochemistry*. 2<sup>da</sup> edition. Pergamon Press. Great Britan. pp. 560-592
- Guzmán U.S. and Dávila P. 2007. *Catálogo de Cactáceas Mexicanas*. UNAM, CONABIO, México. 315 p.
- Hale, M. G. and Orcutt, D. M. 1987. *The physiology of plants under Stress*. John Willey & Sons. New York. 206 p.
- Hanan J. J. 1984. *Plant environmental measurement*. Bookmakers Guild. Longmont. Colorado. 326 p.
- Hart J. W. 1988. *Light and plant growth*. Unwin Hymand Ltd. London. 204 p.
- Hartmann H. T., Kester D. E. and Davies F. T. 1990. *Plant Propagation Principles and Practices*. Prentice – Hall, Inc. New Jersey. 647 p.
- Hartley, G. and Nell, T. A. 1995. Effect of interior light and temperature on longevity of *Rhipsalidopsis*. *Acta Horticulturae*, 405:164-169.
- Hayes J. C. and Han Y. J. 1993. Comparison of Crop-cover Measuring Systems. *American Society of Agricultural Engineers* 36(6): 1727-1732.
- Hendriks L. 2001. Cultural factors affecting post-harvest quality of potted plants. *acta Hort*. 543:87-96.
- Hernández O. Y., Livera M. M. y Carrillo S. J. A. 1999. Asimilación de CO<sub>2</sub> por pitahaya *Hylocereus undatus* en condiciones de campo. *Agrociencia* 33: 165-169.
- Ho Y. S., Sanderson K. C. and Williams J. C. 1985. Effect of chemicals and photoperiod on the growth and flowering of Thanksgiving cactus. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, Vol. 110, No. 5, pp. 658-662.
- Holden M. 1976. Analytical methods. *In*: Goodwin T. W. *Chemistry and Biochemistry of plant pigments*. 2<sup>da</sup> edition, vol.II. Academic Press. London. pp. 2-32.

- Hopkins W. G. 1999. Introduction to Plant Physiology. 2<sup>da</sup> edition. John Wiley & Sons, Inc. United States of America. 512 p.
- Hörtensteiner S. 2006. Chlorophyll Degradation. During Senescence. Annu. Rev. Plant Biol. 57:55–77
- Hoxey P. 2004. Some notes on *Copiapoa humilis* and the description of a new subspecies. British Cactus & Succulent Journal 22(1): 39 (38-41; figs. 19-24).
- Hunt, D. 2006. The New Cactus Lexicon. Vol. I and Vol.II.DH Books, England.
- Inglese, P. and Brutsch, M. O. 1997. Plant shading and flower induction in *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill. Acta Horticulturae. 438: 57-64.
- Jeong M. Li, Cho C. H. and Lee J. M. 2004. Production and Breeding of Cacti for Grafting in Korea. Chronica Horticulturae. 44 (3):7-10.
- Jones, G. H. 1992. Plants and Microclimate. A Quantitative Approach to Environmental Plant Physiology. Second edition. Cambridge University Press. Cambridge, Great Britain. 428 p.
- Jones. M. B. 1988. El microclima de las plantas. *In*: Técnicas en fotosíntesis y bioproductividad. Coombs, J.; D. O. Hall; S. P. Long; J. M. O. Scurluck. (eds). Colegio de postgraduados. Chapingo. México. pp. 22-26.
- Kawashima, S. and Nakatani. 1998. An algorithm for estimating chlorophyll content in leaves using a video camera. Ann. Bot. (London) 81: 49-54.
- Kim Soon W. Lee J. S. 2002. Evaluation of Photosynthate Accumulation and distribution and radiation use efficiency in roses in relation to irradiance and night temperature. Acta Horticulturate 593: 129 – 133.
- Kobayashi N., Schmidt J., Nimtz M., Wray V. and Schliemann W. 2000. Betalains from Christmas cactus. Phytochemistry 54:419-426.
- Körner, C.H. 1991. Some often overlooked plant characteristics as determinants of plant growth: a reconsideration. Functional ecology 5: 162-173
- Lambers H., Chapin III F. S. and Pons T. L. 1998. Plant physiology ecology. Springer-Verlag. New York. 540 p.
- Lassocinski W. 1985. Chlorophyll-deficient cacti in tissue cultures. Acta Horticulturae 167:287-293.

- Lawlor D. W. 1987. Photosynthesis: metabolism, control and physiology. Longman Scientific & Technical. New York. 261 p.
- Lichtenthaler H. K. and Wellburn A. R. 1985. Determination of total carotenoids and chlorophylls A and B of leaf in different solvents. Biol. Soc. Trans. 11: 591-592
- Lin W. C. 2004. Modeling the coloration of greenhouse peppers. Acta Hort. 654: 31-34.
- Liu B. and Heins R. D. 1997. Is plant quality related to the ratio of radiant energy to thermal energy. Acta Hort. 435:171-181.
- Livera-Muñoz M, Hernández-Livera A. E, Aguirre-Plancarte K., Potrero-Andrade S. M., Sabbagh-Estrada R., Muratalla-Lúa A. 2004. Utilización de la diversidad de *Hylocereus spp.* en la producción de plantas ornamentales exóticas. Memoria XX Congreso Nacional de Fitogenética, SOMEFI. 5-9 sept. 2004. Universidad Autónoma del Estado de México. El Cerrillo, Toluca, Estado de México.
- Maas M. F. and Bakx J. E. 1997. Growth and flower development in roses as affected by light. Acta Horticulture 418: 127-134.
- Mantallana G. and Montero. J. I. C. 1995. Invernaderos. Diseño, construcción y climatización. Ediciones Mundi-Prensa. Segunda edición. Madrid, España. 209 p.
- Manthia T. L., Barbera G., Gugliuzza G. 1997. Effect of cladode shading on growth and ripening of fruits of cactus pear (*Opuntia ficus-indica* L. Miller). Acta Horticulturae 438:21-28.
- Mauseth D. J. 2006. Structure–Function Relationships in Highly Modified Shoots of Cactaceae. Annals of Botany 98: 901–926.
- McIntosh M. E. 2002. Plant size, breeding system, and limits to reproductive success in two sister species of *Ferocactus* (Cactaceae). Plant Ecology. Vol. 162 (2):273-288
- McIntosh M. E. 2002. Flowering phenology and reproductive output in two sister species of *Ferocactus* (Cactaceae). Plant Ecology. 159: 1-13.
- Meléndez-Martínez A. J., Vicario I. M. y Heredia F. J. 2004. Estabilidad de los pigmentos carotenoides en los alimentos. ALAN (Archivos Latinoamericanos de Nutrición). 54 (2):209-215.

- Mendoza F., Dejmek P. and Aguilera J. M. 2006. Calibrated color measurements of agricultural foods using image analysis. *Postharvest Biology and Technology*. 41: 285-295.
- Meyrán G. J. y Piña L. I. 1986. *Cactáceas y otras suculentas del estado de México*. Ediciones del Gobierno del Estado de México. México. 133 p.
- Miller A. and Armitage A. M. 2002. Temperature. Irradiance. Photoperiod. and Growth retardants influence greenhouse production of *Angelonia angustifolia* Benth. Angel mist series. *HortScience* 37(2):319-321.
- Motonaga Y., Kondou H., Hashimoto A. and Kameoka T. 2004. A method of making digital fruit color charts for cultivation management and quality control. *Journal of Food, Agriculture & Environment* Vol. 2(3&4): 160-166.
- Nielsen B. 2000. Identification of dynamic plant growth as a function of light quantity. *Acta horticulturae* 519: 125-131.
- Nilsen E. T., David M. O. 1996. *Physiology of Plants Under Stress Abiotic Factors*. John Wiley & Sons, Inc. Estates United. 609 p.
- Niu, G., Heins D. R., Cameron C. A. and Carlson H. W. 2001. Day and night temperatures, daily light integral, and CO<sub>2</sub> enrichment affect growth and flower development of *Campanulata carpatica*. *Scientia Horticulturae* 87: 93-105.
- Nobel P. S. 1983. Spine influences on PAR interception, stem temperature. And nocturnal acid accumulation by cacti. *Plant, Cell Environment* 6: 153-159.
- Nobel, P. S. 1991. *Physicochemical & Environmental, Plant Physiology*. Department of Organismic Biology, Ecology, and Evolution. University of California, Los Angeles. Academic Press. Second Edition. Los Angeles, California. 474 p.
- Nobel, P. S. 1998. *Los incomparables Agaves y Cactus*. Trillas. 211p.
- Norma Oficial Mexicana nom-059-ecol-2001
- Nothnagl M. and Larsen R. U. 2002. The relationship between *Chrysanthemum* flower diameter and light conditions in the greenhouse – a modeling approach. *Acta Horticulturate* 593: 179-185.
- Oldfield, S. 1997. *Cactus and succulent plants. Status survey and conservation action plan*. IUCN/SSC Cactus and Succulent Specialist Group. IUCN, Gland. Switzerland and Cambridge, U.K. 212 p.

- Onyango, C. M. and Marchant, J. A. 2003. Segmentation of row crop plants from weeds using colour and morphology. *Computers and electronics in agriculture* 39: 141-155.
- Onyango M., Marchant A. and Zwiggelaar R. 1997. Modelling uncertainty in agricultural image analysis. *Computer and Electronics in Agriculture*. 17: 295-305.
- Pantastico, B. 1979. Fisiología de la posrecolección. Manejo y Utilización de Frutas, Hortalizas Tropicales y Subtropicales. Editorial Continental. México, D. F. 663 p.
- Paulin A. 1997. La Poscosecha de las flores con base fisiológica. 2da edición. Hort técnica Lid. Santa fe de Bogota D.C. Colombia. 135 p.
- Pérez G. F. y Martínez L. J. R. 1994. Introducción a la Fisiología Vegetal. Ediciones Mundi Prensa. Madrid, España. 218 p.
- Philipp I. and Rath T. 2002. Improving plant discrimination in image processing by use of different colour space transformations. *Computer and electronics in agriculture* 35: 1-15.
- Piattelli M. 1976. Batainins. *In: Goodwin T. W. Chemistry and Biochemistry of plant pigments*. 2<sup>da</sup> edition, vol.I. Academic Press. London. pp. 560-592.
- Piattelli, M. 1981. *Biochemistry of Plants*. Ed. E. E. Conn. Academic Press Inc. (7):557-573.
- Pribyl J. y Berger Z. 1993. Plantas de interior. SUSAEETA. 224 p.
- Price T. V. and Osborne C. F. 1990. Computer Imaging and its Application to Some Problems in Agriculture and Plant Science. *Plant Sciences* 9 (3):235-266.
- Purcell L. C. 2000. Soybean canopy coverage and light interception measurements using digital imagery. *Crop Sci*. 40: 834-837.
- Raveh E., Nerd A. and Mizrahi Y. 1998. Responses of two hemiepiphytic fruit crop cacti to different degrees of shade. *Scientia Horticulturae* 73: 151-164.
- Reznig, H. 1980. Batainins. *In: Pigments in Plants*. Czygan, F. C. (ed). Gustav Fisher, Stuttgart. pp. 370-392.
- Rosenberg N. J., B. L. Blad and S. B. Verma 1983. Microclimate the biological environment. Jhon Wiley and Sons. USA. 495p.
- Russ J. C. 1999. The image processing. Handbook, 3<sup>a</sup> edition. CRC Press whit IEEE Press. 769 p.

- Salisbury. B. F. and Ross. W. C. 1994. Fisiología Vegetal. Grupo editorial Iberoamérica S.A. de C.V. México D.F. 759 p.
- Salisbury. B. F. and Ross. W. C. 2000. Fisiología de las plantas 3 (desarrollo de las plantas y fisiología ambiental). Paraninfo thomson learning. Madrid España. pp. 957-967.
- Salunkhe D. K., Bhatt N. R. and Desai B. B. 1990. Postharvest biotechnology of flowers and ornamental plants. Naya Prokash. Estados Unidos. pp 336-340.
- Santos-Díaz M. S., Velásquez-García Y. and González-Chávez M. M. 2005. Pigment production by callus of *mammillaria candida* scheidweiler (cactaceae). Agrociencia 39: 619-626.
- Seul M., O’Gorman L. and Sammon M. J. 2001. Practical Algorithms for Image Analysis: Description, examples and code. Cambridge University Press. United States of America. pp. 51-52.
- Simpson K. L., Lee T.C., Rodriguez D. B. and Chichester C. O. 1976. Metabolism in senescent and stored tissues. *In*: Goodwin T. W. Chemistry and Biochemistry of plant pigments. 2<sup>da</sup> edition, vol.I. Academic Press. London. pp. 780-834.
- Stintzing F. C. and Carle R. 2004. Functional properties of anthocyanins and betalains in plants, foods and in human nutrition. Trends in Food Science & Technology 15:19-38.
- Stintzing F. C., Herbach K. M., Mosshammer M. R., Carle R., Yi W., Sellappan S., Akoh C. C., Bunch R. and Felker P. 2005. Color, Betalain Pattern, and Antioxidant Properties of Cactus Pear (*Opuntia* spp.) Clones. Journal Agricultural and Food Chemistry 53: 442-451.
- Tadeo, F. 2000. Fisiología de las Plantas y Estrés. *In*: Fundamentos de Fisiología Vegetal. Azcón – Bieto, J. y M., Talón. Mc Graw – Hill Interamericana. Ediciones Universidad de Barcelona. Madrid, España pp. 481- 497.
- Taiz L. and Zeiger E. 2002. Plant Physiology. Third edition. Sinauer Associates, Inc., Sunderland, Massachusetts, USA. 690 pp.
- Thimijam R. W. and Heins R. D. 1983. Photometric, radiometric and quantum light units of measure: a review of procedures for inconversion. HortScience, 18(6): 818-822.
- Taylor, N.1981, "A Commentary on Copiapoa" Cact.Succj.Gr.Brit. 43 (2/3):57.

- Terrazas T and Mauseth J. D. 2002. Stem anatomy and morphology. En Nobel PS (Ed) The cacti: biology and uses. California University Press. EEUU. pp. 47-60.
- Urdiales C. 2002. El color en imagen digital: TR 02-01. Informe sobre el uso de color como descriptor para la segmentación de una imagen digital. 10 p.
- Viloria-Matos A., Corbelli-Moreno, M. J., Moreno-Alvarez y Belén D. R. 2002. Estabilidad de betalainas en pulpa de tuna (*Opuntia boldinghii* Br. et R.) sometidas a un proceso de liofilización. Rev. Fac. Agron. (LUZ). 19: 324-331
- Vonk N. C. 1995. How to obtain and maintain quality. Acta Horticulturae 405:123-131.
- Voss D. H. and Hale W. N. 1998. A Comparison of the Three Editions of the Royal Horticultural Society Colour Chart. Hort Science. 33 (1):13-17
- Wallace R. S. and Gibson A. C. 2002. Evolution and systematic. *In* Cactus Biology and uses. pp. 1-21.
- Walz F. and Horn W. 1997. The influence of light quality on gas exchange of *Dendranthema*. Acta Horticulturae 418:53-57.
- Warner, A. T., and Shank M. 1997. An evaluation of potential for fuzzy classification of multispectral data using artificial neural networks. Photogrammetric Engineering and Remote Sensing 63: 1285-1294.
- Williams R. L. and Rice. R. P. 1980. Practical Horticulture. A guide to growing indoor and outdoor plant. Prentice-Hall. Inc. United States of America. Pp. 361-380.
- Wills R. H., Lee T. H., Graham D., McGlasson W. B. and Hall. E. G. 1994. Fisiología y manipulación de frutos y hortalizas post-recolección. Editorial Acribia. Zaragoza, España. 161 p.
- Zhang J., Sokhansanj S., Wu S., Fang R., Yang W. and Winter P. 1998. A transformation technique from RGB signals to the Munsell system for color analysis of tobacco leaves. Computers and Electronics in Agriculture 19:155-156.

## APÉNDICE

**Cuadro A-1.** Nivel de significancia (probabilidad) para especies y nivel de radiación con respecto a las variables de crecimiento y desarrollo.

Fuente de variación	Número de brotes	Incremento en altura	Número de flores
Nivel de radiación	0.6127	0.016	0.1996
Especie	0.0001	<0.0001	0.0862
Nivel de radiación*Especies	0.4748	0.391	0.1914

**Cuadro A-2.** Medias de los cuadrados mínimos para las variables de crecimiento y desarrollo en las cinco especies estudiadas.

Especie	Número de brotes	Incremento en altura	Número de flores
1. <i>Copiapoa tenuíssima</i>	9.75ab <sup>z</sup>	8.00e	0.421b
2. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea"	14.76a	12.89a	0.157b
3. <i>Rebutia muscula</i>	4.64cb	10.64d	3.95a
4. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" (un mes)	9.42ab	14.49ab	0.27b
5. <i>Rebutia heliosa</i>	7.34cb	12.59ac	0.22b

EEM<sup>1</sup>

<sup>1</sup>Error estándar de la media.

<sup>2</sup>Medias en la misma columna sin una literal en común son diferentes (P<0.05; Tukey).

**Cuadro A-3.** Nivel de significancia (probabilidad) para especies y nivel de radiación con respecto a la concentración de pigmentos del tallo principal.

Fuente de variación	Clorofila "a"	Clorofila "b"	Clorofila Total	Relación a/b	Caroteno	Betalaina
Nivel de radiación	0.0034	0.7256	0.0494	0.3937	0.261	0.3202
Especie	<0.0001	<0.0001	<0.0001	0.0435	<0.0001	<0.0001
Nivel de radiación*Especies	0.0002	0.0538	0.0001	0.4451	0.005	0.4098

**Cuadro A-4.** Medias de los cuadrados mínimos para las concentraciones de pigmentos en el tallo principal de las cinco especies estudiadas.

Especie	Pigmento				
	Clorofila "a"	Clorofila "b"	Clorofila Total	Carotenos	Betalainas
1. <i>Copiapoa tenuíssima</i>	0.0085c <sup>z</sup>	0.06a	0.0657b	0b	0.0069a
2. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea"	0.0104c	0.0123b	0.0227c	0.0039b	0b
3. <i>Rebutia muscula</i>	0.0791b	0.0446a	0.1236a	0.0271a	0b
4. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea" (un mes)	0.0206c	0.0144b	0.0349c	0.0062b	0b
5. <i>Rebutia heliosa</i>	0.4982a	0.0301ab	0.0799b	0.0212a	0b

<sup>z</sup> Medias en la misma columna sin una literal en común son diferentes (P<0.05; Tukey).

**Cuadro A-5.** Nivel de significancia (probabilidad) para especies y nivel de radiación con respecto a la concentración de pigmentos de los brotes secundarios

Fuente de variación	Clorofila "a"	Clorofila "b"	Clorofila Total	Relación a/b	Carotenos	Betalainas
Nivel de radiación	0.0609	0.1266	0.0174	0.9316	0.181	0.0244
Especie	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001
Nivel de radiación*Especies	0.0003	0.0263	<0.0001	0.5346	0.0069	0.0088

**Cuadro A-6.** Medias de los cuadrados mínimos para las concentraciones de pigmentos en los brotes secundarios de tres especies estudiadas.

Especie	Pigmento				
	Clorofila "a"	Clorofila "b"	Clorofila Total	Carotenos	Betalainas
1. <i>Copiapoa tenuissima</i>	0.02101b <sup>z</sup>	0.04238a	0.0641b	0.00382b	0.01105a
2. <i>Echinopsis chamaecereus</i> "aurea"	0.0099b	0.0073b	0.0198c	0.0049b	0.0000b
3. <i>Rebutia muscula</i>	0.0709a	0.0451a	0.1164a	0.0253a	0.0000b
EEM <sup>1</sup>	0.004191	0.0027	0.00432	0.0014	0.000604

<sup>1</sup>Error estándar de la media.

<sup>z</sup>Medias en la misma columna sin una literal en común son diferentes (P<0.05; Tukey).

**Cuadro A-7.** Nivel de significancia (Pr>F) para los canales de los espacios de color Lab y Hue (HSI) en el plano horizontal y vertical.

Plano horizontal				
Fuente de variación	Variable			
	L	a	b	H
Nivel de radiación	0.108	<0.0001	0.8234	<0.0257
Especie	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0141
Nivel de radiación*Especie	0.3914	0.0039	0.4531	<0.0199
Plano vertical				
Fuente de variación	Variable			
	L	a	b	H
Nivel de radiación	0.3453	<0.0001	0.2638	0.3042
Especie	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001
Nivel de radiación*Especie	0.8369	0.0204	0.0309	<0.0001

**Cuadro A-8.** Medias de los cuadrados mínimos para el espacio de color L a b, de las cinco especies estudiadas.

<b>Plano horizontal</b>			
<b>Especie</b>	<b>Variable</b>		
	<b>L</b>	<b>a</b>	<b>b</b>
1. <i>Copiapoa tenuíssima</i>	26.215 b <sup>z</sup>	-1.0436 a	4.1817 d
2. <i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea”	31.066 a	-2.3269 b	24.7876 a
3. <i>Rebutia muscula</i>	24.0635 bc	-1.7859 ab	7.127 c
4. <i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea” (un mes)	30.4522 a	-4.9786 c	21.0893 b
5. <i>Rebutia heliosa</i>	21.8643 c	-2.6214 b	4.0786 d
EEM <sup>1</sup>	0.5895	0.3196	0.6284

<b>Plano vertical</b>			
<b>Especie</b>	<b>Variable</b>		
	<b>L</b>	<b>a</b>	<b>b</b>
1. <i>Copiapoa tenuíssima</i>	24.1485 b <sup>z</sup>	-2.6576 a	3.9979 c
2. <i>Echinopsis chamaecereus</i>	41.1259 a	-6.6214 c	34.8714 a
3. <i>Rebutia muscula</i>	27.3711 b	-3.9385 b	7.4902 b
4. <i>Echinopsis chamaecereus</i> (un mes)	42.05 a	-10.6506 d	33.9808 a
5. <i>Rebutia heliosa</i>	24.5571 b	-4.2893 b	6.3107 bc
EEM <sup>1</sup>	0.8274	0.2466	0.6006

<sup>1</sup>Error estándar de la media.

<sup>2</sup>Medias en la misma columna sin una literal en común son diferentes (P<0.05; Tukey).

**Cuadro A-9.** Medias de los cuadrados mínimos para el valor de Hue (H) del espacio de color H S I, de las cinco especies estudiadas.

<b>Especie</b>	<b>Hue (H)</b>	
	<b>Plano horizontal</b>	<b>Plano vertical</b>
1. <i>Copiapoa tenuíssima</i>	86.65b <sup>z</sup>	90.446a
2. <i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea”	70.687c	73.0384d
3. <i>Rebutia muscula</i>	83.8448b	87.5526b
4. <i>Echinopsis chamaecereus</i> “aurea” (un mes)	77.3404bc	78.4609c
5. <i>Rebutia heliosa</i>	116.81a	90.8192a
EEM <sup>1</sup>	0.3389	0.3524

<sup>1</sup>Error estándar de la media.

<sup>2</sup>Medias en la misma columna sin una literal en común son diferentes (P<0.05; Tukey).