

Ing. Esp.  
Gloria Flor  
Mata Donjuan

Estimación del contenido de nitrógeno en cultivos  
bajo invernadero en diferentes condiciones de  
iluminación usando el espacio de color LSM.

2012



Universidad Autónoma de Querétaro  
Facultad de Ingeniería

**Estimación del contenido de nitrógeno en  
cultivos bajo invernadero en diferentes  
condiciones de iluminación usando el espacio  
de color LSM.**

Tesis

Que como parte de los requisitos para obtener el grado de

Maestro  
en Ciencias, línea terminal Biosistemas

Presenta

Ing. Esp. Gloria Flor Mata Donjuan

Santiago de Querétaro, Enero 2012

- Escudo y letras doradas
- Pastas duras color negro, tamaño carta



Universidad Autónoma de Querétaro  
Facultad de Ingeniería  
Maestría en Ciencias

## Estimación del contenido de nitrógeno en cultivos bajo invernadero en diferentes condiciones de iluminación usando el espacio de color LSM.

### TESIS

Que como parte de los requisitos para obtener el grado de

Maestro en Ciencias, línea terminal Biosistemas

#### Presenta:

Ing. Esp. Gloria Flor Mata Donjuan

#### Dirigido por:

M. en C. Adán Mercado Luna

#### SINODALES

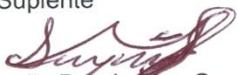
M. en C. Adán Mercado Luna  
Presidente

Dr. Enrique Rico García  
Secretario

M. en C. Aurora Femat Díaz  
Vocal

Dr. Ramón Gerardo Guevara González  
Suplente

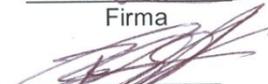
M. en C. Oscar Alatorre Jácome  
Suplente

  
Dr. Aurelio Domínguez González  
Director de la Facultad

  
Firma

  
Firma

  
Firma

  
Firma

  
Firma

  
Dr. Inés Torres Pacheco  
Director de Investigación y  
Posgrado

Centro Universitario  
Querétaro, Qro.  
Fecha: Enero 2012  
México

## RESUMEN

El objetivo del estudio, fue estimar el contenido de nitrógeno (N) en cultivos bajo invernadero en diferentes condiciones de iluminación. Para esto se usó el espacio de color LSM (luminancia, saturación, matiz), que se caracteriza por ser un espacio de color diseñado para el procesamiento de imágenes, siendo también cuantitativo a diferencia de otros espacios de color en coordenadas polares. El estudio se dividió en tres fases. Fase uno: se evaluó, si alguno de los componentes del espacio de color LSM y la combinación saturación-matiz, esta correlacionado con el contenido de N en plántula de jitomate, usando imágenes digitales. Fase dos: se evaluó el efecto de la luz, en imágenes de plantas: chile, jitomate y liliium, evaluando los mismos componentes en el espacio de color LSM, que la en fase uno. Fase tres: se evaluó el contenido de N en lechuga, usando el matiz en las imágenes adquiridas. El matiz fue el componente mejor correlacionado con el contenido de N en jitomate, y el menos afectado por las diferentes condiciones de luz evaluadas en chile, jitomate y liliium. También se midió clorofila con el SPAD 501 y N total. Los valores obtenidos de estos métodos se correlacionaron con el método propuesto usando el matiz. En la fase uno, se observó, que el matiz es el componente mejor correlacionado con el contenido de N, obteniendo un modelo lineal ( $R^2 = 0.86$ ). En la fase dos, también el matiz fue encontrado menos susceptible a las variaciones de luz. En la fase tres, se obtuvo ( $R^2 = 0.87$ ) en la correlación entre N y valores de matiz. Los componentes fueron analizados por regresión lineal y ANOVA ( $p < 0.01$ ) en jitomate y ( $p < 0.1$ ) en los demás cultivos. Los resultados muestran que el componente matiz sí es afectado por algunas incidencias de luz, aún así tiene mejor correlación con el contenido de N en los cultivos evaluados, que la saturación, luminancia, RGB y para el SPAD-502, en algunas ocasiones. Por lo tanto usar el matiz en el espacio de color LSM, puede ser una herramienta económica y apropiada en la estimación de N en diferentes cultivos.

**(Palabras clave:** estimación de nitrógeno, matiz, espacio de color LSM, luz, cultivos, imágenes)

## SUMMARY

The goal of this research was to estimate nitrogen (N) content in greenhouse crops at different light conditions using the color space IHLS (improved, hue, luminance saturation). The color space IHLS was designed for image processing and is quantitative unlike other color spaces in polar coordinates. The research was divided in three phases. Phase one was used to assess, by using digital images, if any component in color space IHLS and hue-saturation combination was correlated to N content in tomato seedling. In phase two, an assessment of effect of light on different plants images was done; crops used in this phase were chili, tomato and lily. The same components were evaluated in the color space IHLS as in phase one. In phase three the N content in lettuce was measured using the hue on the images acquired. The hue was the component that correlated best to the N content in tomato and was less affected by different light conditions with ANOVA ( $p < 0.01$ ) in tomato and ( $p < 0.1$ ) in lily and chili. Moreover the chlorophyll and total N content was measured in lettuce. In phase one was observed that hue correlates best to the N content in tomato, obtaining a lineal model ( $R^2 = 0.86$ ). In phase two, hue was also found to be the component less susceptible to light variations. In phase three a good correlation between N content and hue values was found ( $R^2 = 0.87$ ). The results show that the hue component is affected by light conditions but has a better correlation with N content in the crops evaluated than saturation, luminance, RGB and for SPAD-502 in any occasions. Therefore measuring hue using color space IHLS can be appropriate and economic tool to measure N content in different crops.

**(Key words:** nitrogen estimation, hue, color space IHLS, light, crops, images).

**A Dios y mi madre María, por haberme dado la sabiduría y fortaleza para que fuera posible alcanzar este triunfo. Gracias a ellos he llegado más lejos de lo que pude soñar desde niña. Por proveerme de todo lo necesario. Por poner luces en mi camino cuando ya no veía la salida.**

**A mis padres, que con todo su amor, confianza y sacrificios, siempre me apoyaron en todo momento. Por su comprensión, paciencia y porque nunca dejaron de elevar sus oraciones al todo omnipotente.**

**A mis hermanas Edith y Esmeralda, porque siempre me motivaron a seguir adelante.**

## AGRADECIMIENTOS

Agradezco primeramente al Dr. Gilberto Herrera, por haberme dado la oportunidad de trabajar en un proyecto tan anhelado en mis sueños, la floricultura. Gracias a él he hecho realidad muchos sueños que parecían muy alejados.

Agradezco también muy especialmente al maestro Adán Mercado, por todo su apoyo invaluable, por enseñarme a buscar la solución a los problemas en vez de ver la dificultad de los mismos. Por hacerme ver las cosas más sencillas. Por compartirme sus conocimientos con gran claridad y practicidad.

También un agradecimiento especial a quienes colaboraron conmigo en este trabajo, maestra Aurora, Dr. Enrique, Dr. Ramón, maestro Oscar. Gracias por sus grandes e importantes aportaciones a este trabajo.

Gracias también a Ángel y Manuel por su valiosa colaboración en el desarrollo del cultivo de lechuga, lo mismo también para con Arturo en el cultivo de liliun.

Gracias a la Dra. MArieke por su apoyo en la revisión del resumen en ingles y sus aportaciones.

Gracias a todos mis compañeros de maestría, así como también a los de la especialidad y trabajadores del campus de Amazcala por su apoyo de una forma u otra en este trabajo.

Gracias a mis amigas y amigos en San Luis Potosí, Mayra, Susana, Rosa, Jesús, Pablo, Mauricio, Marisol, Cleo, por su apoyo en la distancia de una forma u otra, pero sobre todo un gran apoyo moral. Aquí en Querétaro a Paty, Lupita, Guadalupe, Reynaldo, por apoyarme en momentos difíciles.

También quiero expresar un profundo agradecimiento a Alejandro, sin él, esto hubiera sido más complicado. Por brindarme su apoyo incondicional, su comprensión, su cariño en todo momento. Por animarme cuando me desmotivaba.

Por aguantar mis malos momentos durante este trabajo.

Yo se que hubo más personas que seguramente de una forma u otra contribuyeron con poco o mucho en este trabajo y doy mis agradecimientos. Es difícil nombrarlos a todos.

GRACIAS.

## INDICE

<b>Contenido</b>	<b>Página</b>
Resumen	i
Summary	ii
Dedicatorias	iii
Agradecimientos	iv
Índice	vi
Índice de cuadros	viii
Índice de figuras	ix
<b>I. INTRODUCCIÓN</b>	<b>1</b>
1.1. Hipótesis	4
1.1.1. Hipótesis general	4
1.1.2. Hipótesis particular	4
1.2. Objetivos	5
1.2.1. Objetivo general	5
1.2.2. Objetivos particular	5
<b>II. REVISION DE LITERATURA</b>	<b>6</b>
2.1. Comportamiento de la luz en plantas y sus efectos	6
2.2. Uso del procesamiento de imágenes en la agricultura	8
2.2.1. Diagnóstico nutrimental en plantas mediante análisis de imágenes	9
2.3. Procesamiento de imágenes	10
2.3.1. Fundamentos de color	11

2.3.1.1. La luz	11
2.3.2. Espacios de color	12
2.3.2.1. HSI	13
2.3.2.2. RGB	14
2.3.2.3. LSM	15
2.3.3. Espacio Euclidiano	17
2.3.4. Segmentación de imágenes	17
2.3.4.1. Segmentación de imágenes con técnicas de detección de discontinuidades	18
2.3.4.2. Segmentación de imágenes con técnicas de similitud entre regiones	20
2.3.4.3. Segmentación de imágenes con técnicas de umbrales	21
III. METODOLOGIA	22
3.1. Área de estudio	22
3.2. Metodología general del estudio	22
3.2.1. Métodos utilizados en el procesamiento de imágenes	23
3.2.1.1. Segmentación de la imagen de color	23
3.2.1.2. Formas propuestas en la estimación de N	25
3.2.1.2.1. Estimación de nitrógeno basado en histogramas	26
3.2.1.2.2. Estimación de N usando fusión de saturación-matiz	27
3.3. Fases en la estimación de N aplicando las formas propuestas y evaluando las diferentes condiciones de luz	27
3.3.1. Fase 1: Estimación de N en plantas de jitomate	28
3.3.2. Fase 2: Experimentos bajo diferentes condiciones de luz en la adquisición de imágenes	29
3.3.2.1. Adquisición de imágenes	29

3.3.2.1.1. Adquisición de imágenes en hojas de chile y jitomate considerando diferentes alturas	30
3.3.2.1.2. Adquisición de imágenes en liliium	30
3.3.3. Fase 3: Estimación de N en lechuga	31
3.5. Análisis estadístico	34
3.5.1. Jitomate	34
3.5.2. Hojas de chile, jitomate y plantas de liliium	34
3.5.2. Lechuga	35
IV. RESULTADOS Y DISCUSION	36
4.1. Fase 1: Estimación de nitrógeno en plantas de jitomate	36
4.1.1. Matiz	36
4.1.2. Luminancia, saturación y fusión de saturación-matiz	37
4.2. Fase 2: Experimentos bajo diferentes condiciones de luz en la adquisición de imágenes	38
4.2.1. Adquisición de imágenes en hojas de chile y jitomate considerando diferentes alturas	38
4.2.2. Adquisición de imágenes en liliium	43
4.2.3. Fase 3: Estimación de N en lechuga	46
4.3. Conclusión	51
LITERATURA CITADA	53
APENDICE	58

## INDICE DE CUADROS

<b>Cuadro</b>		<b>Página</b>
3.3.3.a	Partes por millón de N tratamiento 2 y 3.	<b>33</b>
3.3.3.b.	Toma de imágenes en plantas de lechuga por tratamiento y condición de luz, sumando un total de 360 imágenes procesadas.	<b>33</b>
3.3.3.c.	Número de plantas enviadas al laboratorio por muestra y tratamiento.	<b>33</b>
4.1.1.	Rangos de valores en matiz y contenido de N por tratamiento en cultivo de jitomate.	<b>37</b>
4.2.3.a.	Rangos de valores en matiz y contenido de N por tratamiento en cultivo de lechuga.	<b>50</b>
4.2.3.b.	Valores de correlación de cada uno de los componentes del espacio de color RGB.	<b>50</b>
4.2.3.c.	ANOVA de los componentes red, green, blue en el espacio de color RGB por condición de luz en la toma de imágenes.	<b>51</b>

## INDICE DE FIGURAS

<b>Figura</b>		<b>Página</b>
2.1.a.	Signatura espectral de la vegetación sana.	7
2.1.b.	Efectos del las ondas del espectro visible y cercano infrarrojo en los tejidos de la hoja.	7
2.3.1.1.a.	Longitud de onda que comprende el rango visible del espectro electromagnético.	11
2.3.1.1.b.	Dispersión cromática dentro de la longitud de onda que comprende el rango visible del espectro electromagnético.	12
2.3.2.1.	Modelo de color HSI.	13
2.3.2.2.	Espacio de color RGB.	15
2.3.2.3.	Plano acromático del espacio de color LSM.	16
2.3.4.1.a.	Ejemplo de máscara usada para detección de puntos en una imagen.	18
2.3.4.1.b.	Ejemplo de máscara usada para detección de líneas.	19
2.3.4.1.c.	Ejemplo de máscara usada en detección de bordes.	20
3.1.	Ubicación de Amazcala, El Marques, Qro. (Fuente: 2010 Google e INEGI).	22
3.2.	Esquema de la metodología general del estudio.	23
3.2.1.1.a.	Representación de cada uno de los componentes en el espacio de color LSM.	24
3.2.1.1.b.	a) Segmentación de imagen usando la propiedad del espacio de color LSM donde el verde esta en un rango de $120 \pm 60$ y saturación mayor a 20. b) aplicación filtro de la mediana.	25
3.2.1.2.1.	Histograma de: Luminancia (L), Saturación (S) y matiz (H).	26
3.3.1.	a) Imagen tomada, b) imagen segmentada.	28
3.3.2.1.	Luxómetro usado en la medición de luz incidente en la toma de la imagen.	29
3.3.2.1.1.	Estructura usada en la toma de imágenes en hojas de chile y jitomate para evaluar el efecto de tres alturas diferentes.	30
3.3.2.1.2.	Ejemplo de la adquisición de imágenes en plantas de liliun.	31

3.3.3.	a) Cultivo de lechuga en hidroponía, b) Medición de clorofila, intensidad de luz en fotocandelas y toma de imagen en plantas de lechuga.	32
3.3.3.c.	Mediciones en cuarto oscuro con lámpara fluorescente de 100 watts.	34
4.1.1.a.	Modelo lineal de matiz y N.	36
4.1.1.b.	Estimación de los niveles de N usando el componente matiz y valores de laboratorio ( $p \leq 0.01$ ).	37
4.2.1.a.	Hoja de chile: fotocandelas, matiz, saturación, luminancia y saturación-matiz, Hora de toma: 12:45 – 12:57 pm.	40
4.2.1.b.	Hoja de jitomate: fotocandelas, matiz, saturación, luminancia y saturación-matiz, Hora de toma: 13:07– 13:22 pm.	41
4.2.1.c.	Histograma de hoja de jitomate cuando pasa una nube, b) Histograma de misma hoja de jitomate pero sin nube durante la toma de imagen.	42
4.2.2.a.	ANOVA en liliun de: Condiciones de luz, matiz, saturación, Luminancia y saturación-matiz. toma 1, Hora de toma: 6:00 pm.	44
4.2.2.b.	ANOVA en liliun de: Condiciones de luz, matiz, saturación, Luminancia y saturación-matiz. toma 1, Hora de toma: 9:00 – 10:00 am.	45
4.2.3.a.	ANOVAs nitrógeno total, clorofila y matiz.	47
4.2.3.b.	Correlación valores estimados de Matiz en tomas de imágenes en invernadero vs N total.	48
4.2.3.c.	Correlación Matiz en tomas de imágenes en cuarto oscuro vs N total.	48
4.2.3.d.	Correlación Clorofila de medición en invernadero (Inv). vs N.	49
4.2.3.e.	Correlación Clorofila en cuarto oscuro (C.O.) vs N.	49

## I. INTRODUCCION

La creciente demanda de productos agrícolas es consecuencia del incremento de la población mundial y el crecimiento económico. Sin embargo esto ha provocado un alto riesgo de contaminación para los suministros del agua (Yongyoot *et al.*, 2011). Así también, esta demanda de productos agrícolas, ha requerido cuidar de los requerimientos en la nutrición, debido a que la calidad del producto a obtener, depende en gran parte de los niveles de fertilización. Por ejemplo en lechuga, si se exceden los niveles de fertilización de N en la fase de crecimiento, origina un crecimiento desordenado, con hojas excesivamente grandes y frágiles que dificulta el manejo (Aruani *et al.*, 2008), así como también estas altas concentraciones causan daños en la salud de las personas (Lastra *et al.*, 2009). Además, hacer un uso eficiente de los elementos químicos en la nutrición, disminuye la contaminación al medio ambiente y reduce costos de producción (Badr and El-Yazied, 2007; Wiwart *et al.*, 2009).

El nitrato ( $\text{NO}_3^-$ -N), que es una fuente esencial de nitrógeno para el crecimiento de las plantas, es ahora también considerado una fuente potencial de contaminación por la Agencia de protección ambiental de E.U. Por lo tanto es importante para los agricultores y para el medio ambiente, que las dosis de fertilización de nitrógeno sean correctas, para el desarrollo adecuado de los cultivos. Recomendaciones de las reglas de decisión en la fertilización, dicen que la dosis de nitrógeno a aplicar debe ser en función de la información disponible en el momento (Antoniadou y Wallach, 2000).

Otro problema que enfrentan los productores, entre ellos los horticultores para poder consolidarse como exportadores, es la falta de tecnología, recursos y conocimiento. Esto porque la evaluación de sistemas de producción agrícola es tiempo consumido y además laborioso, lo que significa hacer mediciones manuales de los cultivos, apoyándose de personal para hacer los registros (Mendoza *et al.*, 2005), donde en su gran mayoría usan reglas graduadas, cintas métricas, balanzas analíticas, entre otros (Pérez, 2005). Esto propicia falta de precisión en la mediciones manuales, obtención de información subjetiva al hacer diagnósticos de forma visual, costos extras para el empleo de más personal y

tiempo invertido (Parsons et al., 2009). Por lo tanto, la falta de competencia ante nuestros vecinos países del Norte con TLC en cuanto a productos agrícolas, por un lado es los altos costos de insumos lo que trae por consecuencia una baja producción, y por otro lado la falta de tecnología en nuestros campos mexicanos que permita producir más en menos espacios.

Cabe mencionar que en cualquier cultivo agrícola es de vital importancia detectar a tiempo cualquier tipo de problema que afecte el desarrollo deseable de las plantas. Es trascendente cuidar su crecimiento, manteniendo el cultivo en observación continua, ya que cualquier desorden o problema que afecte el desarrollo, tendrá consecuencias en la calidad del producto final, trayendo también pérdidas económicas a los productores y muchas veces siendo difícil llevar esta observación de forma directa, ya sea por falta de mano de obra o recursos, o bien por ser difícil determinar visualmente la deficiencia de algún nutriente. Por lo tanto, uno de los factores que contribuye a una buena calidad, es la fertilización apropiada para producir plantas de alta calidad. Y para poder hacer una fertilización adecuada se debe cuantificar los nutrientes absorbidos por las plantas en los distintos estados de crecimiento del cultivo (Ortega *et al.*, 2006).

La evolución actual de la tecnología agrícola sirve para mejorar los procesos de producción. El objetivo de esa evolución es reducir el consumo de insumos agrícolas y elevar la calidad de los procesos implementados. Uno de los elementos decisivos para mejoras de futuros desarrollos, es la innovación de técnicas en los campos agrícolas (Hashimoto *et al.*, 2000).

Dentro de estas innovaciones en los campos agrícolas, se ha aplicado el procesamiento de imágenes. Por tal medio se han hecho diversos trabajos aplicados a las mejoras de cosechas de frutos (Kondo *et al.*, 2009), mediciones de índices foliares (Meyer y Camargo, 2008), área foliar (Rico-García *et al.*, 2009; Femat-Díaz *et al.* 2011 ), detección de daños en granos de arroz (Kubota *et al.*, 2009), conteo de flores en plantas de hornato (Adamsen *et al.*, 2000; Parsons *et al.*, 2009), mediciones en área de dosel en plantas (Mata-Donjuan, 2010), diagnósticos de nutrientes en cultivos (Mercado-Luna *et al.*, 2010; Pagola *et al.* 2009; Wiwart *et al.*, 2009).

Otros estudios realizados en plantas con métodos no destructivos son: mediciones de la densidad de biomasa a través de láser (Detlef et al., 2008) o determinación de dosel por medio de métodos ópticos (Reyniers et al., 2004; Dammer, 2005), medición de volumen en arboles por medio de un escáner LIDAR montado en un tractor (Rosell et al., 2009).

Desafortunadamente la tecnología que existe en el mercado para uso en los campos agrícolas, en su gran mayoría es extranjera (Holandesa, japonesa, etc.) y por lo tanto de costos elevados. Por ejemplo: un medidor de clorofila en plantas con medición instantánea (Medidor Minolta SPAD 502 Plus) tiene un precio de 3.793,70 € y con Data Logger para registro de datos y su posterior vaciado a la computadora (Medidor Minolta SPAD 502DL Plus) cuesta 4.950,10 € (infoagro.com/instrumentos\_medida, 2012); Fotómetro para el análisis de nutrientes en el suelo de NPK + NH<sub>3</sub> + Ca + Mg + S, 1.188,26 € (infoagro.com/instrumentos\_medida, 2012). Por lo tanto, al adquirir estos tipos de tecnologías, como durante su uso para capacitación técnica o fallas que se presentan y tener que traer técnicos desde el país de origen de la tecnología, incrementan más los costos. Por lo tanto generar nuestras propias herramientas bajaría los costos de producción y además nos permiten diagnosticar a tiempo y tener mediciones confiables y así obtener un desarrollo equilibrado en nuestros cultivos.

En estos y otros estudios relacionados con procesamiento de imágenes, se hizo uso de espacios de color (HSI y RGB) para medir la relación con el contenido de nitrógeno y clorofila, obteniendo resultados aceptables del análisis de las imágenes al compararlos con los resultados obtenidos por el SPAD y laboratorio. Sin embargo queda campo por estudiar en estos análisis de imágenes, puesto que las características de la luz en estos análisis no se evalúan, y esta puede ser un factor que afecte los resultados en el análisis de imagen. Además los espacios de color usados en estos análisis, no fueron diseñados para procesamiento de imágenes. Estos espacios de color fueron diseñados para configuración de imágenes o videos en dispositivos gráficos, lo que hace de estos espacios de color

sean cualitativos y no cuantitativos como se requiere en procesamiento de imágenes (Hambury y Serra, 2003). En el caso del RGB, este es sensible a los cambios de intensidad de luz. Por otra parte habría que evaluar si esos modelos ya propuestos son aplicables para cualquier otro cultivo.

Para poder tener un control en la mejora de la calidad de los productos agrícolas es necesario tener herramientas que nos permitan medir su desarrollo en una forma sencilla, confiable, rentable y oportuna. Atender la necesidad de nitrógeno es de gran importancia, pues como ya se mencionó antes, si la cantidad puesta es menor o mayor a la requerida, se afecta la calidad del fruto. Además este elemento en exceso provoca desordenes en la salud humana y medio ambiente, principalmente en el agua de los mantos acuíferos (Marin *et al.*, 2011; Yongyoot *et al.*, 2011).

Por lo anterior en este trabajo se propone el uso del espacio de color LSM (luminancia, saturación y matiz) como una herramienta rápida, económica y confiable, para la evaluación de N en diferentes cultivos bajo invernadero, en diferentes condiciones de luz.

## **1.1. Hipótesis**

### **1.1.1. Hipótesis general**

Es posible estimar el contenido de nitrógeno en cultivos bajo invernadero por medio del análisis de una imagen digital, en diferentes condiciones de luz.

### **1.1.2. Hipótesis particular**

Al menos un componente del espacio de color LSM, está correlacionado con el contenido de N, en cultivos bajo invernadero, y no es afectado por la condición de luz.

## **1.2. Objetivos**

### **1.2.1. Objetivo general**

Desarrollar un método no invasivo vía procesamiento digital de imágenes, para estimar el contenido de N en cultivos usando el espacio de color LSM, bajo diferentes condiciones de iluminación.

### **1.2.2. Objetivo particular**

- Correlacionar estadísticamente los valores obtenidos de cada componente con el método propuesto y los valores obtenidos del laboratorio, para determinar la confiabilidad del método propuesto.

## II. REVISION DE LITERATURA

Dentro de este estudio se hace uso de conocimientos teóricos como prácticos. Entre estos están las teorías sobre la percepción del color, comportamiento de la luz en las plantas y sus efectos, procesamiento de imágenes y su aplicación a áreas agrícolas como: uso de espacios de color para medir fertilización, segmentación de imágenes en plantas, entre otros.

### 2.1. Comportamiento de la luz en las plantas y sus efectos

El comportamiento típico de la vegetación vigorosa muestra una reducida reflectancia en las bandas visibles, con un máximo relativo en la porción verde del espectro (en torno a  $.55 \mu\text{m}$ ). Por el contrario, en el infrarrojo cercano presenta una elevada reflectancia, reduciéndose paulatinamente hacia el infrarrojo medio. Estas características espectrales se relacionan, principalmente, con la acción de los pigmentos foto-sintéticos y del agua que almacenan las hojas. En concreto, la baja reflectancia en la porción visible del espectro se debe al efecto absorbente de los pigmentos de la hoja principalmente las clorofilas, xantofilas y carotenos (65, 29, y 6% respectivamente), aunque la proporción puede variar mucho (Gates *et al.*, 1965). Todos ellos absorben en la banda del espectro situada en torno a los  $0.455 \mu\text{m}$ , mientras que la clorofila presenta una segunda banda de absorción en torno a los  $0.645 \mu\text{m}$ . Entre ambas porciones del espectro aparece una banda media alrededor de los  $0.55 \mu\text{m}$ , en donde el efecto absorbente es menor. Por esta causa aparece un pico relativo de reflectancia, que coincide con la banda verde del espectro visible, y causa el color con el que nuestros ojos perciben la vegetación vigorosa (Figura 2.1.a).

Cuando se aproxima la caída otoñal de las hojas, la clorofila ejerce una menor influencia, lo que explica su mayor reflectancia en la banda roja y, su color amarillento (verde mas rojo). En algunas especies resulta destacada la acción de otro pigmento, la antocianina, buen reflector de la porción roja del espectro, que causa ese color en épocas de senescencia.

En cuanto a la elevada reflectancia en el infrarrojo cercano, parece deberse a la estructura celular interna de la hoja. La capa esponjosa del mesófilo, con sus

cavidades de aire internas (Figura 2.1.b), ejerce un papel protagonista, al difundir y dispersar la mayor parte de la radiación incidente en esta banda del espectro (Harris, 1987). Por ello la hoja sana ofrece una alta reflectancia en el infrarrojo cercano (entre 0.7 y 1.3  $\mu\text{m}$ ), en claro contraste con la baja reflectancia que ofrece en el espectro visible, especialmente con la banda roja (Chuvieco, 1990).

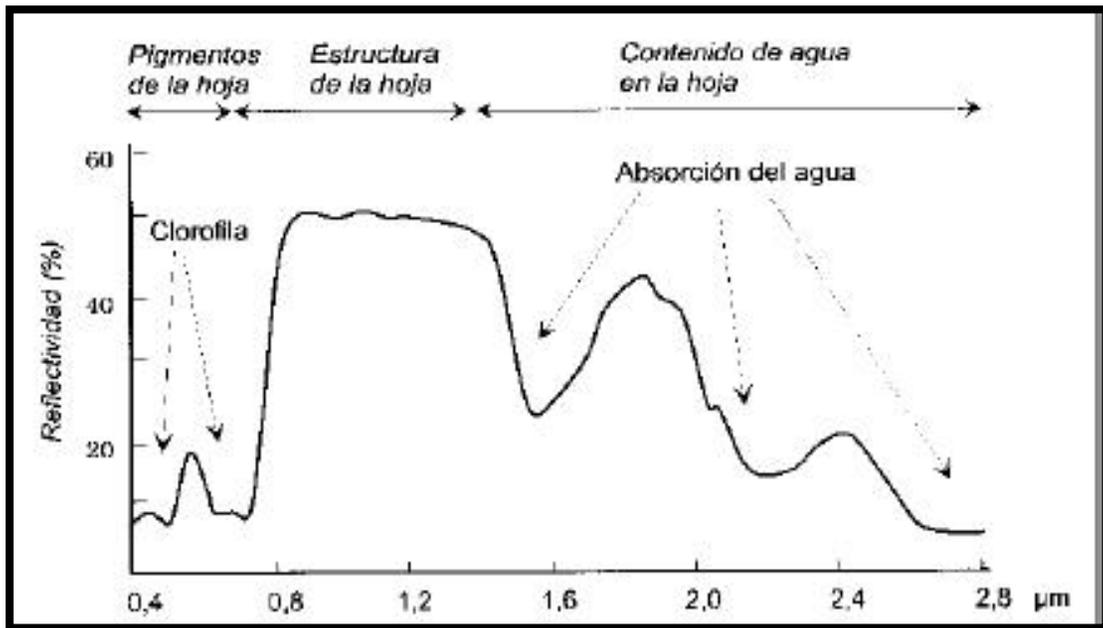


Figura 2.1.a. Signatura espectral de la vegetación sana.

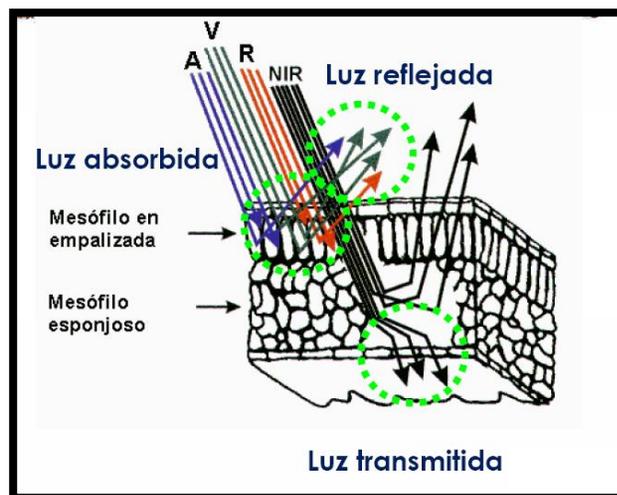


Figura 2.1.b. Efectos de las ondas del espectro visible y cercano infrarrojo en los tejidos de la hoja.

## 2.2. Uso del procesamiento de imágenes en la agricultura

Las formas más comunes y que se caracterizan por ser métodos destructivos o invasivos para la medición de área foliar, biomasa o altura en su gran mayoría son: para medir altura desde la base de la maceta al ápice más alto por medio de reglas graduadas, área de hojas y brácteas por medio de integradores foliares, número de tallos secundarios y su longitud con vernier, peso en balanzas analíticas de ramas, hojas y brácteas secas por medio de estufa con aire forzado (Pérez *et al.*, 2008 y Callejas *et al.*, 2009).

Recientemente se han hecho estudios para poder hacer estas mediciones de manera que no sean destructivas. Entre algunos de estos estudios, que se han implementado están: para cosechas de frutos en cultivos, adaptación de un robot en Japón, para el corte de jitomate en racimos usando procesamiento de imágenes en el reconocimiento de tallos principales, frutos, péndulos del fruto y medición de diámetro en tallos y fruto para determinar el fruto a cortar. Estas imágenes fueron de tomas estereoscópicas y durante la noche para que no afectara la luz solar (Kondo *et al.*, 2009).

En el desarrollo de herramientas de monitoreo, se implementó un sistema para la germinación de semillas, se reporta un software para medir la elongación en diferentes plantas de hornato. Para ello se utilizó también el procesamiento de imágenes usando luz de diodos infrarrojos para la toma de la imagen con una cámara y para su procesamiento, las imágenes se cargaron una a una en el software desarrollado en visual 2005, que se basó en el reconocimiento de patrones (Shimizu *et al.*, 2008), y la estimación de píxeles (Shimizu, 2009).

Parsons (2009), propuso un método de medición para plantas de hornato usando imágenes estereoscópicas. Con este probó medir cobertura y uniformidad de hojas y flores, altura y forma del dosel, color de hojas y flores en plantas de ciclamen, viola y clavel. Durante el análisis se hizo uso de redes neuronales.

Como se puede observar estos trabajos mencionados anteriormente, no solo se hace uso del procesamiento de imágenes, si no que se auxilian de otros instrumentos como diodos infrarrojos para la toma de fotos o dos cámaras para la toma de las imágenes estereoscópicas, lo cual puede dificultar a un productor para sus análisis por el costo elevado y el manejo.

Otro uso del procesamiento de imágenes aplicado a cultivos, es la verificación de color en imágenes de plantas, para la segmentación automática por (Meyer y Camargo, 2008). El objetivo de este trabajo fue describir un índice de color en la vegetación, utilizando el espacio de color RGB (red, green, blue), con un umbral automático para determinar su exactitud. Las imágenes adquiridas en este trabajo, fueron de plantas con diferentes tipos de fondos de suelo. Ellos encontraron que calculando el exceso de verde menos el exceso de rojo, obtenían imágenes de plantas con follaje verde muy bien segmentadas.

### **2.2.1. Diagnóstico nutrimental en plantas mediante análisis de imágenes**

La detección de cambios de color en hojas de plantas para la estimación del contenido de nutrientes en los cultivos, ha sido otra de las aplicaciones del análisis de imágenes. En la estimación de nitrógeno en plantas mediante esta técnica, se han hecho varios estudios; entre ellos están la evaluación de este elemento en cebada usando índices de color basados en el espacio de color RGB y comparando estos índices con las mediciones de SPAD-502 (Pagola *et al.*, 2009). Brizuela-Amador (2007), usó índices espectrales en el diagnóstico de N en maíz, usando un espectrómetro para obtener estos índices y comparando estos índices con los valores de clorofila y el comportamiento de los componentes del espacio de color RGB.

Otro estudio reciente es la medición de este mismo elemento en plántula de jitomate usando el modelo RGB en el análisis de color y comparando los resultados con los obtenidos por el SPAD-502 y análisis de laboratorio (Mercado-Luna *et al.*, 2010).

Un estudio hecho y en el cuál se buscaba ver el efecto de la luz en la segmentación de imagen usando espacios de color, fue llevada a cabo por Ruiz-Ruiz *et al.* (2009), donde en cultivos de girasol, analizó tono y saturación contra el análisis de tono en el modelo HSI, encontrando que la cantidad de luz no afectó estos espacios para el proceso de segmentación, más no se hizo para estimación de nutrientes en el cultivo.

### 2.3. Procesamiento de imágenes

Una de las formas de llevar un monitoreo o determinar el estado vegetativo de una planta es por medio de procesamiento de imágenes (Pérez, 2005).

El procesamiento de imágenes es un conjunto de técnicas que permite modificar una imagen digital, con el objetivo de mejorar la calidad o facilitar la búsqueda de información (Domínguez, 1996). Una imagen digital se compone de un número finito de elementos, cada uno con un lugar y valor específico. Estos elementos son llamados píxeles. Desde el punto de vista físico, una imagen puede considerarse como un objeto plano. Si se trata de una imagen monocroma (blanco y negro), se puede representar como una función continua  $f(x, y)$  donde  $(x, y)$  son sus coordenadas y el valor de  $f$ , es proporcional a la intensidad luminosa (nivel de gris) en ese punto. Para obtener una imagen que pueda ser tratada por la computadora es necesario digitalizarla, esto consiste en la descomposición de la imagen en una matriz de  $M \times N$  puntos (píxeles), donde cada pixel tiene un valor proporcional a su nivel de gris. Los modernos sistemas de proceso digital de imágenes suelen trabajar con 256 niveles de gris. El número de niveles de gris y las dimensiones de la matriz condicionan la capacidad de resolución de la imagen digital.

En el caso de imágenes digitales en color, la intensidad puede verse como un vector tridimensional cuyas componentes son las intensidades en las tres bandas espectrales: rojo, verde y azul. Para cada una de las bandas se utilizan 8 bits, 24 bits en total, lo que da más de 16 millones de posibles combinaciones de colores (García-Zaragoza, 2009; Pratt, 2007).

Algunas de las aplicaciones del procesamiento de imagen son: mejora de la imagen, detección de bordes, detección e identificación de la posición, conteo, medición de tamaño y forma determinada de objetos. Uno de los retos es el análisis de objetos en movimiento. El análisis de imágenes en movimiento tiene aplicaciones en diversas áreas tales como seguridad militar, detección de tráfico en carretera, control de estacionamiento, entre otros (Peker y Zengin, 2010).

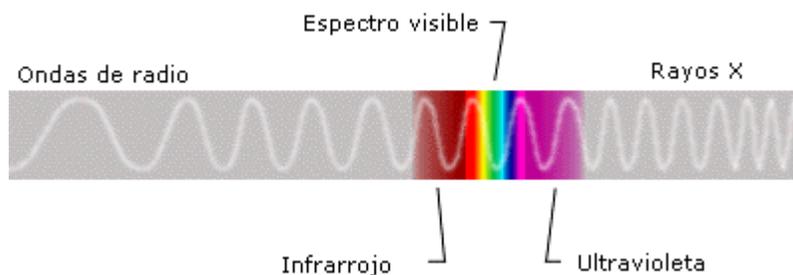
### 2.3.1. Fundamentos de color

El color no es una propiedad intrínseca de los objetos. Un objeto percibido con un determinado color responde por una parte a las propiedades de luz incidente en el objeto, en segundo lugar a las propiedades químicas de la materia de la que están formados los cuerpos y por último el sistema visual humano, que es el que determina la sensación cromática final percibida por nuestro cerebro, según las ondas de luz transmitida o reflejadas por el objeto que han penetrado en el ojo humano (Ortiz-Zamora, 2002).

#### 2.3.1.1 La luz

La definición científica de luz es: la radiación que emiten algunos cuerpos, por incandescencia o luminiscencia, iluminando a los objetos y haciendo que sean visibles. También se puede definir como el conjunto de radiaciones capaces de estimular el órgano visual (Ortiz-Zamora, 2002).

La luz como fenómeno físico corresponde a una energía electromagnética en el rango de los 380-780 nm aproximadamente (Figura 2.2.2.a y Figura 2.2.2.b), lo cual se percibe como los diferentes colores dentro del espectro. En este rango de longitud de las radiaciones electromagnéticas es donde el ojo humano es sensible. La luz que se refleja de los objetos excita unas células llamadas conos que se poseen en la retina, y estos son sensibles a la luz roja, azul o verde (Gonzalez y Woods, 2002).



Fuente: (Ortiz, 2002)

Figura 2.3.1.1.a. Longitud de onda que comprende el rango visible del espectro electromagnético.

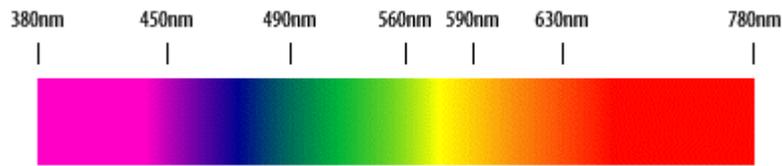


Figura 2.3.1.1.b Dispersión cromática dentro de la longitud de onda que comprende el rango visible del espectro electromagnético.

Los conos son los sensores en los ojos, responsables del color de la visión. Se han establecido que existen entre 6 y 7 millones de conos en el ojo humano y que pueden ser divididos en tres categorías de sensibilidad, correspondiente al rojo, azul y verde. Aproximadamente 65% de todos los conos son sensibles a la luz roja, 33% a la luz verde y solamente el 2% a la luz azul, sin embargo de todos ellos, el porcentaje de los azules son más sensitivos.

Ya desde el siglo XVII, varios científicos tenían evidencias de que la luz era una especie de movimiento ondulatorio de frecuencia, longitud de onda y velocidad de propagación determinada (Ortiz-Zamora, 2002). James C. Maxwell en 1873 demostró que la luz era una forma de ondas electromagnéticas de alta frecuencia. Posteriormente este científico y otros investigadores comprobaron que las ondas electromagnéticas mostraban todos los fenómenos característicos de las ondas de luz. Mediante la teoría ondulatoria se sabe que cada color es en realidad una onda electromagnética de frecuencia o longitud de onda determinada.

### 2.3.2. Espacios de color

El procesamiento y análisis de imágenes de color ha llegado a tener una importante área de estudio y aplicación.

El propósito de un modelo de color (también llamado espacio de color o sistema de color) es facilitar las especificaciones de color en algunas formas estándar o formas aceptadas. En esencia, un modelo de color es una especificación de un sistema de coordenadas y un sub-espacio donde cada color es representado por un punto en el sistema (González y Woods, 2002). Existen diferentes representaciones de los espacios de color, cuadrangulares (RGB), lineales (L1I2I3,

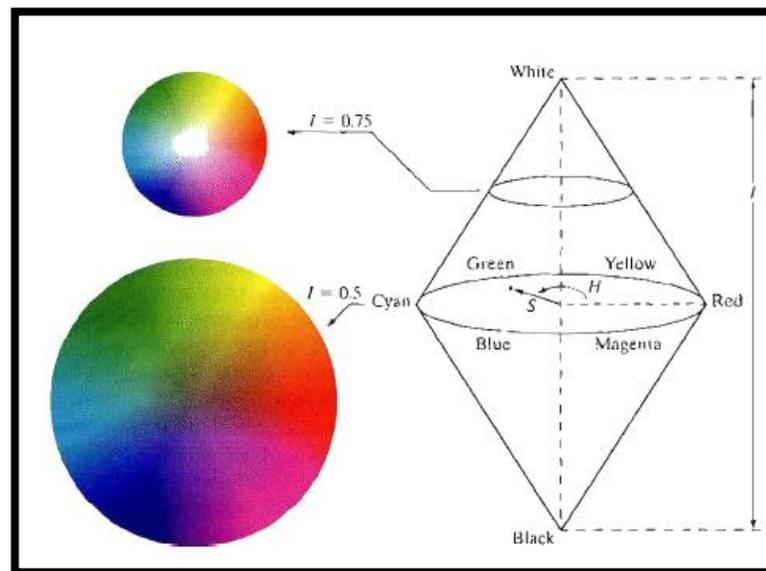
YIQ, YCC) y no lineales, como los de forma cilíndricos o 3D-polares (HLS, HSV, HSI) o de otras formas como es el caso del Lab view.

La representación del espacio de color RGB en coordenadas polares (tono, saturación y brillo) puede simplificar las tareas al revelar información o características no visibles en representaciones de coordenadas rectangulares como el RGB (Hambury, 2003).

### 2.3.2.1. HSI

El HSI es un modelo de color en forma de cono (Figura 2.2.2.1), en el cual sus siglas significan tono, saturación e intensidad (hue, saturation, intensity). H es un atributo del color que describe el color puro. Se representa como un grado de ángulo cuyos valores posibles van de 0 a 360°, donde cada grado es un color. S es la descripción de la pureza del color mezclado con la luz blanca. I es el brillo del color.

El modelo tiene una representación de los colores de la misma manera que la interpretan los humanos. Este modelo también trabaja las escalas de grises.



Fuente: Gonzalez e Woods (2002)

Figura 2.3.2.1. Modelo de color HSI.

Para obtener los valores de H, S e I, del modelo RGB se usan las siguientes ecuaciones:

Si

$0 < (R, G, B) < 1$  entonces

$$H = \frac{\cos^{-1}\left\{\frac{1}{2}[(R-G)+(R-B)]\right\}}{[(R-G)^2+(R-B)*(G-B)]^{\frac{1}{2}}} \quad (1)$$

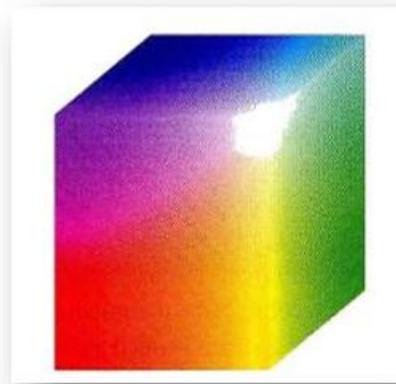
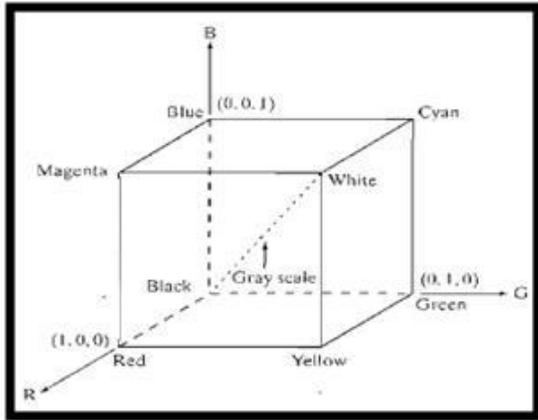
$$S = 1 - \left(\frac{3}{(R+G+B)}\right) * (\min(R, G, B)) \quad (2)$$

$$I = \frac{(R+G+B)}{3} \quad (3)$$

Los valores RGB deben ser normalizados en el rango de 0-1 y el ángulo es medido con respecto al eje del color rojo en el espacio de HSI. El tono (H), puede ser normalizado en el rango de 0-1 dividiendo entre 360 todos los valores obtenidos de la ecuación de H. Los otros dos componentes de HSI están en este rango si los valores de RGB están en el intervalo de 0-1. (González y Woods, 2002).

### 2.3.2.2. RGB

En este modelo cada color aparece en una banda de tres colores: rojo (R), verde (G) y azul (B). Este modelo es basado en un sistema de coordenadas cartesianas (Figura 2.4.2.2). El espacio donde estos tres colores se mezclan forman otros tres colores que son: cian, magenta y amarillo. El color negro es el origen y blanco es el extremo contrario del origen (González y Woods, 2002).



Fuente: González y Woods (2002)

Figura 2.3.2.2. Espacio de color RGB.

### 2.3.2.3. LSM

Las representaciones de coordenadas polares en sistemas de color frecuentemente usadas, no son adecuadas para el análisis de imágenes. La razón principal es una expansión de formas naturales (cono o bi-cono) de esos espacios de color dentro de un forma cilíndrica y dividiendo cada valor de saturación por la máxima saturación posible para el brillo asociado. Mientras la forma cilíndrica es conveniente para especificaciones o aplicaciones de color, esta es completamente inadecuada para análisis y procesamiento de imágenes por las siguientes razones (Hambury y Serra, 2003):

- Los colores que aparecen casi acromáticos, pueden recibir altos valores de saturación.
- La saturación normalizada depende de una función del brillo y por lo tanto esas dos componentes no son independientes.
- La comparación entre valores de saturación es menos significativa, ya que cada valor de saturación es normalizado por un diferente factor.

Para que un sistema de color 3D-polar sea adecuado para procesamiento y análisis de imágenes debe cumplir normas. Hambury y Serra (2003) proponen el

uso de las normas  $L1$ ,  $L2$  y  $max-min$ . Por lo tanto el espacio de color LSM se planteó basado en estas normas. Este se caracteriza por la independencia entre la luminancia y la saturación.

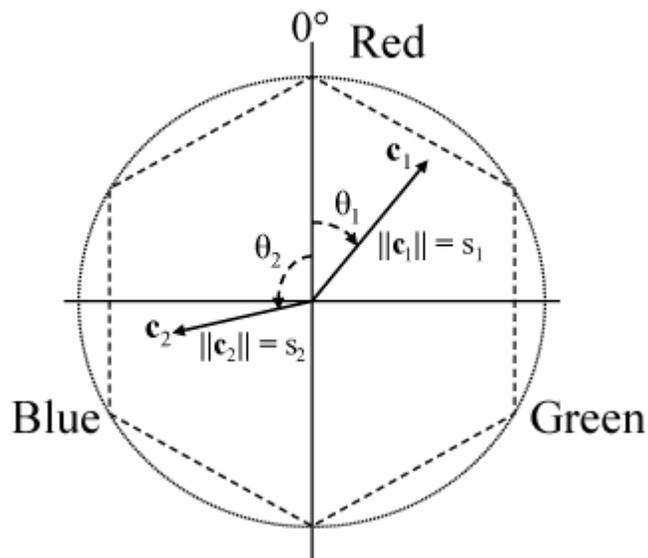
Tres requisitos son necesarios para la representación de 3D-Polar con esta característica de independencia entre los componentes saturación y luminancia.

- 1- Dos colores distintos los cuales tienen la misma proyección dentro del plano cromático, tienen los mismos parámetros cromáticos.
- 2- La intensidad de los parámetros asociados con un vector de color  $c$  (brillo) y con su proyección  $c_p$  (saturación) deberían ser normas.
- 3- Cada sistema para la representación de color de imágenes debería ser reversible con respecto al estándar RGB.

Dentro de las principales ventajas de los de espacios 3D-polar que cumplen los requisitos anteriores son:

1. Los colores acromáticos o cercanos a los acromáticos siempre tienen un bajo valor saturación.
2. La saturación y el brillo son coordenadas independientes
3. Comparaciones entre valores de saturación son significativos debido a la normalización de la saturación habiendo sido removido.

La representación acromática del espacio LSM se muestra en la Figura 2.3.2.3.



Fuente: Wildenauer *et al.*, (2006)

Figura 2.3.2.3. Plano acromático del espacio de color LSM.

De acuerdo a Angulo y Serra (2005), la forma de conversión del espacio RGB a LSM es la siguiente:

$$H = \begin{cases} 360 - H' & \text{si } B > G \\ H' & \text{en otro caso.} \end{cases} \quad (4)$$

$$H' = \arccos \left[ \frac{R - 0.5G - 0.5B}{R^2 + G^2 + B^2 - RG - RB - BG} \right] \quad (5)$$

$$l = 0.213 * r + 0.715 * g + 0.072 * b \quad (6)$$

$$s = \max(r, g, b) - \min(r, g, b) \quad (7)$$

### 2.3.3. Espacio Euclidiano

El espacio euclidiano en procesamiento de imágenes, es la diferencia en color entre dos puntos en un espacio de color. Su cálculo en el espacio de color LSM, es el siguiente:

$$\Delta E = ((M_1 - M)^2 + (S_1 - S_2)^2 + (L_1 - L)^2)^{\frac{1}{2}} \quad (8)$$

Donde  $M_1$ ,  $S_1$ ,  $L_1$  son los valores del punto 1 y  $M_2$ ,  $S_2$ ,  $L_2$  del punto 2 de los cuales se hace el cálculo de distancia en color (Wiwart *et al.*, 2009).

### 2.3.4. Segmentación de imágenes

La segmentación de imágenes es el primer paso en el análisis de una imagen. Este proceso es un componente esencial de análisis de imágenes y reconocimiento de patrones (Cheng *et al.*, 2001). Este paso esencial consiste en subdividir una imagen en sus regiones u objetos constituyentes. Las características de las imágenes son de gran importancia al separar dichas regiones con propiedades comunes. Esto sirve para etiquetar cada una de ellas para su tratamiento. Existen diversas técnicas para la segmentación de imágenes. Generalmente los algoritmos son basados en una de las dos propiedades básicas de los valores de intensidad: discontinuidad y similitud. En la primera categoría, el enfoque es partir una imagen basada en cambios bruscos en intensidad tal como

bordes en una imagen. El principal enfoque en la segunda categoría está basado en partir una imagen dentro de regiones que son similares de acuerdo criterios predefinidos (Gonzales y Woods, 2002; Pratt, 2007).

### 2.3.4.1. Segmentación de imágenes con técnicas de detección de discontinuidades

Estas técnicas son frecuentemente usadas en la detección de tres tipos básicos de discontinuidades en imágenes digitales, usando niveles de gris. Estos tipos son puntos, líneas y bordes. La forma más común de encontrar una discontinuidad, es pasando una máscara a través de la imagen. Este procedimiento involucra, cálculo de sumas de productos de los coeficientes del nivel de gris contenidos en la región que abarca la máscara. La respuesta de la máscara a algún punto en la imagen es dada por la ecuación 9.

$$R = W_1X_1 + W_2X_2 + \dots + W_nX_n \sum_{i=1}^n W_iZ_i \quad (9)$$

Donde  $Z_i$  es el nivel de gris del pixel asociado con el coeficiente de la máscara  $W_i$ . La respuesta de la máscara es definida con respecto a su centro de localización.

Para la detección de puntos aislados en una imagen, se usa una máscara como la mostrada en la Figura 2.3.4.1. Se dice que un punto ha sido detectado en la localización en la cual la máscara es centrada si  $|R| \geq T$ , donde  $T$  es un umbral no negativo y  $R$  es dado por la ecuación 9. Esta formulación mide el peso diferente entre el centro del punto y sus vecinos. La idea es que un punto aislado, podría ser diferente de sus alrededores, usando este tipo de máscara. (González y Woods, 2002).

$$\begin{matrix} -1 & -1 & -1 \\ -1 & 8 & -1 \\ -1 & -1 & -1 \end{matrix}$$

Figura 2.3.4.1.a. Ejemplo de máscara usada para detección de puntos en una imagen.

Para la detección de líneas se consideran las máscaras de la Figura 2.3.3.1.b., aplicando la ecuación 9. Si se desea encontrar o detectar las líneas en una imagen, en una dirección definida por una máscara dada, simplemente se corre la máscara a través de la imagen umbralizando el valor absoluto del resultado.

-1	-1	-1	-1	-1	2	2	-1	-1	-1	2	-1				
2	2	2	-1	2	-1	-1	2	-1	-1	2	-1				
-1	-1	-1	2	-1	-1	-1	-1	2	-1	2	-1				
Horizontal				+45 <sup>0</sup>				-45 <sup>0</sup>				Vertical			

Figura 2.3.4.1.b. Ejemplo de máscara usada para detección de líneas.

Para la detección de bordes se hace uso de derivadas. Esto debido a que un borde se forma al haber una transición de oscuro a claro o viceversa. Esto al graficarlo se representa como una rampa, en vez de hacerlo como un cambio brusco de intensidad. La primera derivada es cero en todas las regiones de intensidad constante y tiene un valor constante en toda la transición de intensidad. La segunda derivada, en cambio, es cero en todos los puntos excepto en el comienzo y final de una transición de intensidad. Por tanto, un cambio de intensidad se manifiesta como un cambio brusco en la primera derivada y presenta un paso por cero, es decir, se produce un cambio de signo en su valor en la segunda derivada. Por lo tanto la primera derivada puede utilizarse para detectar la presencia de un borde.

Existen operadores ya definidos para la detección de bordes aplicando esta observación. Entre ellos están los operadores gradientes.

El gradiente de una imagen  $f(x,y)$  en un punto  $(x,y)$  se define como un vector bidimensional dado por la ecuación 10:

$$G[f(x, y)] = \begin{pmatrix} G_x \\ G_y \end{pmatrix} = \begin{pmatrix} \frac{\partial f(x,y)}{\partial x} \\ \frac{\partial f(x,y)}{\partial y} \end{pmatrix} \quad (10)$$

Donde el vector  $G$  apunta en la dirección de variación máxima de  $f$  en el punto  $(x,y)$  por unidad de distancia con la magnitud y dirección dadas por ecuación 11:

$$|G| = \sqrt{G_x^2 + G_y^2} \quad \Phi(x, y) = \tan^{-1} \frac{G_y}{G_x} \quad (11)$$

Estas derivadas pueden ser implementadas en una imagen, usando las máscaras que se muestran en la Figura 2.3.4.1.c (Gonzales y Woods, 2002; Pajares *et al.*, 2004).

-1	0	0	-1	-1	-2	-1	-1	0	2
0	1	1	0	0	0	0	-2	0	2
0	1	1	0	1	2	1	-1	0	1
Roberts									
-1	-1	-1	-1	0	1				
0	0	0	-1	0	1				
1	1	1	-1	0	1				
Prewitt									
						Sobel			

Figura 2.3.4.1.c. Ejemplo de máscara usada en detección de bordes.

### 2.3.4.2. Segmentación de imágenes con técnicas de similitud entre regiones

Una de las técnicas en este tipo de segmentación, es la región de crecimiento. Este es un procedimiento que agrupa píxeles o subregiones dentro de una región más grande, basada en criterios predefinidos. El fundamento básico es iniciar con un punto llamado semilla, ir buscando puntos vecinos con propiedades similares a la semilla. Esto se encuentra definiendo un rango específico de niveles de color gris (Gonzales y Woods, 2002).

### 2.3.4.3. Segmentación de imágenes con técnicas de umbrales.

Una forma de separar los objetos del fondo en una imagen, consiste en seleccionar un umbral  $T$  que separe esos objetos. Entonces cualquier punto  $(x, y)$  para el que se cumpla que

$$I(x, y) > T \quad (12)$$

Se le etiqueta como objeto; en otro caso, como fondo.

En general, un método de umbral se puede ver como una operación en la que se hace un test de cada pixel con respecto a una función  $T$  de la forma

$$T = T(x, y, p(x, y), I(x, y)) \quad (13)$$

Donde  $I(x, y)$  es el nivel de gris de punto  $(x, y)$  y  $p(x, y)$  denota cualquier propiedad local de ese punto (por ejemplo el nivel de gris en un vecindario centrado en  $(x, y)$ ). El método de umbral dará lugar a otra imagen  $B(x, y)$  definida por

$$B(x, y) = \begin{cases} 1 & \text{si } I(x, y) > T \\ 0 & \text{si } I(x, y) \leq T \end{cases} \quad (14)$$

En este caso un pixel con etiqueta 1 de la imagen  $B$  corresponderá a objetos, mientras que un pixel con etiqueta 0 corresponderá al fondo.

Cuando  $T$  dependa solo del nivel de gris  $I(x, y)$  se denomina umbral global. Si  $T$  depende tanto del nivel de gris  $I(x, y)$  como de la propiedad local  $p(x, y)$ , el umbral se denomina local. Si además,  $T$  depende de las coordenadas espaciales  $x$  e  $y$ , el umbral se denomina dinámico (Gonzales y Woods, 2002).

### III. METODOLOGIA

#### 3.1. Área de estudio

El estudio se realizó en el Campus Amazcala de la Facultad de Ingeniería de la Universidad Autónoma de Querétaro. El poblado de Amazcala pertenece al municipio del Marqués, Querétaro (ver Figura 3.1), el cual se localiza en el sector suroeste del estado, entre los 20° 31' y 20° 58' de latitud norte. Su longitud se encuentra entre los 100° 09' y los 100° 24' del oeste a 1850 m sobre el nivel del mar. Colinda al oeste con el municipio de Querétaro, al norte con el estado de Guanajuato, al este con el municipio de Colón y al sur con los municipios de Huimilpan y Pedro Escobedo. Las carreteras disponibles para llegar al poblado de Amazcala son la carretera 57, la carretera a Chichimequillas y México libre. La temperatura media oscila entre los 18°C y los 30°C.



Figura 3.1 Ubicación de Amazcala, El Marques, Qro. (Fuente: 2010 Google e INEGI).

#### 3.2. Metodología general del estudio

La metodología general del estudio fue como se muestra en la Figura 3.2. Se hizo la evaluación de nitrógeno en plantas de jitomate y lechuga por medio de un método estándar, para validar los resultados obtenidos con la metodología propuesta, usando procesamiento de imágenes. También se hizo la evaluación del efecto de diferentes condiciones de luz en los resultados obtenidos por el método

propuesto, esto en plantas de liliun, chile, jitomate y lechuga. Los resultados obtenidos de ambos métodos se sometieron a análisis estadísticos para determinar la confiabilidad del método.

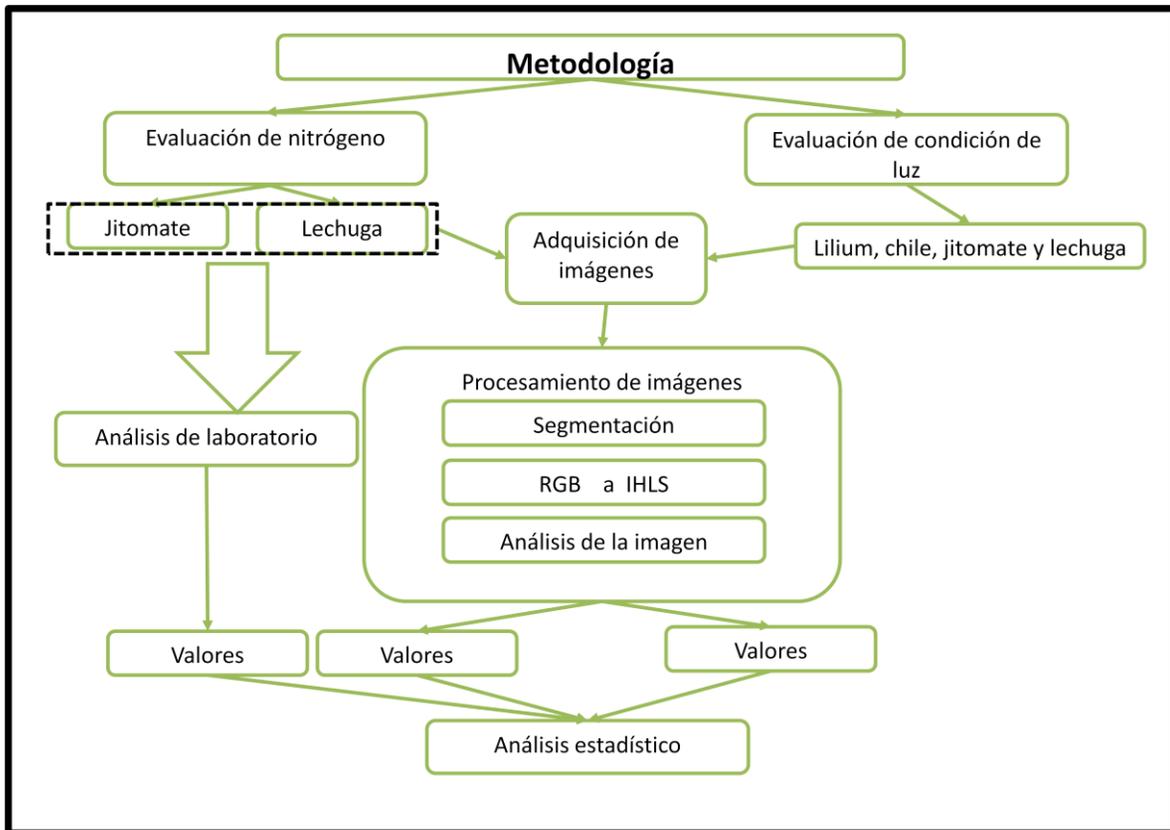


Figura 3.2. Esquema de la metodología general del estudio.

### 3.2.1. Métodos utilizados en el procesamiento de imágenes

El software desarrollado para el procesamiento de la imagen, se hizo en el lenguaje de programación Visual C++ 6.0. Los métodos usados en el procesamiento de imágenes son:

#### 3.2.1.1. Segmentación de la imagen de color

La elección de un espacio y representación adecuada para el color sigue siendo un reto para el procesado y análisis de las imágenes de color (Angulo y Serra, 2005).

Para las imágenes a nivel de gris, una técnica clásica y simple de segmentación es la que usa los agrupamientos de clusters del histograma, lo cual

permite una clasificación o umbralización de los píxeles en regiones homogéneas (Fu, 1981). Este método ha buscado generalizar a las imágenes de color, tomando en cuenta que la segmentación de las imágenes cromáticas, implica la elección de un espacio de representación para el color. Dentro de las características que se deben elegir para la selección del espacio de color, son: que debe estar basada en distancias o normas para los vectores de los puntos del espacio de representación y que debe tener una independencia entre los componentes cromáticos y acromáticos.

Para este trabajo se eligió el modelo LSM (luminancia, saturación y matiz) que cumple con estas normas. De esta manera una vez obtenidas las imágenes, es necesario convertirlas del formato RGB (red, green, blue) a LSM (luminancia, saturación, matiz) esto de acuerdo a Hambury y Serra (2003), lo cual se obtuvo usando las ecuaciones 4, 5, 6 y 7.

De estas transformaciones los rangos obtenidos para cada uno de los componentes  $L$ ,  $S$ ,  $M$  son:  $M$  de 0 a 360,  $L$  de 0 a 255 y  $S$  de 0 a 255.

La representación de cada uno de estos espacios en la imagen se ve como se muestra en las figuras 3.2.1.1.a. a), b), c) y d).

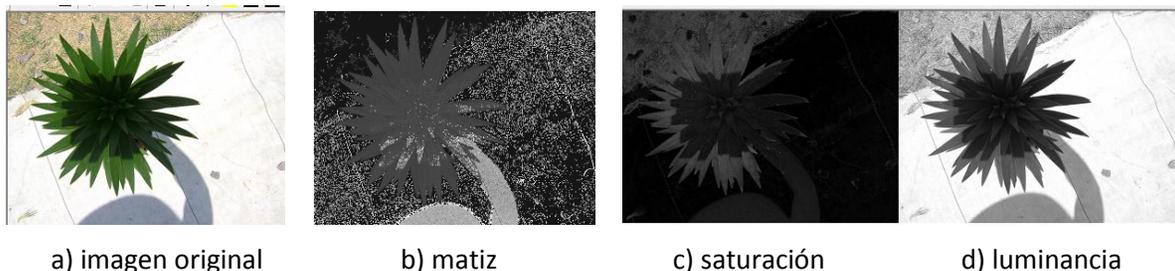


Figura 3.2.1.1.a Representación de cada uno de los componentes en el espacio de color LSM.

Una vez convertida la imagen en el espacio de color LSM, se procedió a hacer la segmentación. Primero se evaluó cada uno de los píxeles usando el componente matiz. Se tomó el valor del matiz en el píxel y a este se restó al valor 120 (este valor corresponde al color verde en este espacio de color). Si la diferencia entre estos dos valores es mayor a 60, y considerando la teoría de este espacio de color donde si la saturación es baja (menor de 20 para este caso), significa

que el pixel no corresponde a la planta y se toma como parte del fondo pasandose a un valor de cero (negro), de lo contrario se deja igual (Figura 3.2.1.1.b).



a)

b)

Figura 3.2.1.1.b. a) Segmentación de imagen usando la propiedad del espacio de color LSM donde el verde esta en un rango de  $120 \pm 60$  y saturación mayor a 20. b) aplicación filtro de la mediana.

Sin embargo como se puede apreciar en la imagen (Figura 3.2.1.1.b. a)), aun queda ruido que no pertenece a la planta. Para esto se aplicó el filtro de la mediana (Figura 3.2.1.1.b. b). Este es un procedimiento útil para reducir el ruido impulsivo y del tipo “sal y pimienta”, muchas veces presente en la imágenes. El filtro de la mediana utiliza los valores de los pixeles contenidos en una vecindad, para determinar el nuevo valor del pixel de interés. El procedimiento para ello, consiste en clasificar todos los pixeles incluidos en la ventana en orden creciente y sustituir el pixel ubicado en el centro de la venciad por el pixel mediano. Para ello se recomienda utilizar una secuencia de N impar de pixeles vecinos, para el cálculo del pixel mediano (Pajares *et al.*, 2004).

### 3.2.1.2. Formas propuestos en la estimación de N

Una vez la imagen segmentada, se hizo la estimación de N, que fue basada en tres histogramas de los componentes del espacio de color LSM (luminancia, saturación, matiz) y en la fusión de saturación-matiz.

### 3.2.1.2.1. Estimación de nitrógeno basado en histogramas

Un histograma fue hecho para cada componente (luminancia, saturación ,matiz) en el espacio de color LSM (Figura 3.2.1.2.1.). La frecuencia de cada valor del componente se multiplicó entre si, y esta multiplicación se sumó en cada componente. El resultado de la suma se dividió entre los pixeles correspondientes de la planta (ecuaciones 15, 16 y 17).

$$\text{Promedio de matiz: } ah = \frac{\sum_{i=0}^{i<360} f_h * i}{tp} \quad (15)$$

$$\text{Promedio de luminancia: } al = \frac{\sum_{i=0}^{i<255} f_l * i}{tp} \quad (16)$$

$$\text{Promedio de saturación: } as = \frac{\sum_{i=0}^{i<255} f_s * i}{tp} \quad (17)$$

Donde:

$f_h$  = frecuencia de cada valor en matiz

$f_l$  = frecuencia de cada valor en luminancia

$f_s$  = frecuencia de cada valor en saturación

$t_p$  = total de pixeles correspondientes a la planta en la imagen

$ah$  = promedio de matiz en planta

$al$  = promedio de luminancia en planta

$as$  = promedio de saturación en planta

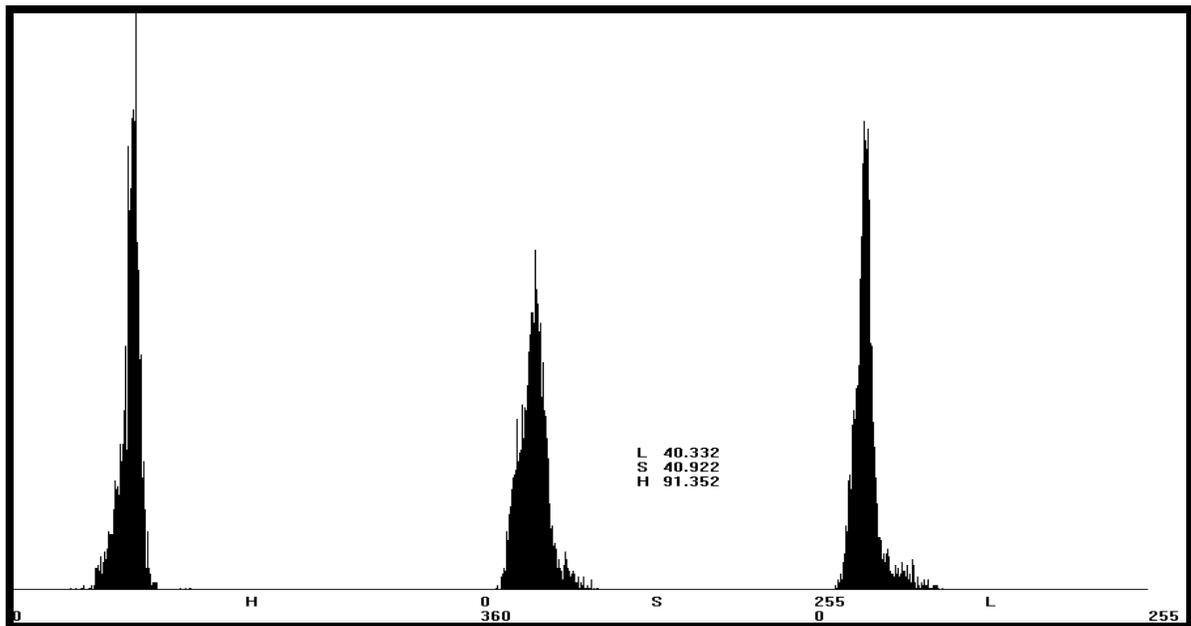


Figura 3.2.1.2.1. Histograma de: Luminancia (L), Saturación (S) y matiz (H).

### 3.2.1.2.2. Estimación de N usando fusión de saturación-matiz

Para cada pixel de la planta en la imagen, se calculó la saturación y matiz de acuerdo a las fórmulas 7 y 5 respectivamente. Los valores obtenidos se trataron como se muestra en la ecuación 18.

Fusión saturación-matiz:

$$ash = \frac{\sum_{i=0}^{i<mxn} \sqrt{(s*cosH)^2 + (s*sinH)^2}}{tp} \quad (18)$$

donde:

*ash* = promedio de saturación y matiz en imagen de planta  
*t<sub>p</sub>* = total de pixeles correspondientes a la imagen de planta  
*n* = renglones en la imagen  
*m* = columnas en la imagen  
*s* = saturacion  
*H* = matiz en grados angulares

### 3.3. Fases en la estimación de N aplicando las formas propuestas y evaluando las diferentes condiciones de luz

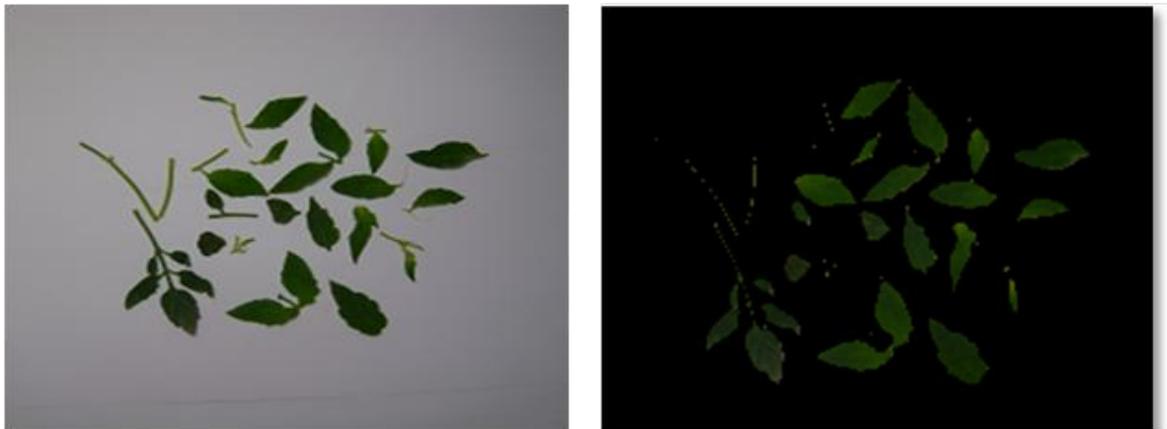
Para evaluar las formas propuestas anteriormente, usando el espacio de color LSM, el estudio se dividió en tres fases. La primera etapa o fase fue en plántula de jitomate, para evaluar si existía correlación del contenido de nitrógeno con los valores de al menos alguno de los componentes de este espacio de color. En la segunda etapa se evaluó el efecto de la luz en los valores de los mismos componentes del espacio de color, aplicado en tres cultivos diferentes variando la altura. En la tercera etapa se hizo nuevamente la estimación de N en un cultivo de lechuga, evaluando en este caso el componente matiz y considerando solo dos condiciones de iluminación, que fueron las condiciones más óptimas, de acuerdo a lo evaluado en la fase 2.

### 3.3.1 Fase 1: Estimación de N en plantas de jitomate

La primera prueba que se realizó, fue la relación de nitrógeno en plantas de jitomate con los componentes del espacio de color LSM. Esta prueba tuvo como objetivo verificar o evaluar que realmente alguna de las formas propuestas usando el espacio de color LSM, aplicara para la estimación de N.

Las imágenes usadas para la medición, fueron tomadas de la investigación de Mercado-Luna *et al.*, (2010). En este trabajo se establecieron cinco tratamientos de nitrógeno: 0, 4, 8, 12 y 16 me/L, con seis repeticiones cada uno en el cultivo mencionado. Se tomaron 10 imágenes de cada repetición, obteniendo un total de 300 imágenes para la evaluación del estudio. Se envió una muestra representativa de seis plantas por cada tratamiento para la estimación de nitrógeno en laboratorio.

Las imágenes fueron tomadas dentro de un cuarto oscuro con una fuente de luz (lámpara de 100 watts), a una altura de cuarenta centímetros de la base. El fondo de la base fue de color blanco (Figura 3.3.1.). La cámara utilizada en la adquisición de imágenes, fue una SONY ciber-shot modelo DSC-W 120 con 7.2 megapíxeles de resolución.



a)

b)

Figura 3.3.1. a) Imagen tomada, b) imagen segmentada.

### 3.3.2 Fase 2: Experimentos bajo diferentes condiciones de luz en la adquisición de imágenes

Una vez que se comprobó que al menos una de los componentes del espacio de color LSM, tiene correlación con el contenido de nitrógeno en una condición de luz, se procedió a evaluar el efecto de la luz en diferente toma de imágenes y de tres cultivos diferentes (chile, jitomate y liliun), bajo diferentes condiciones de iluminación.

#### 3.3.2.1 Adquisición de imágenes

Para la toma de imágenes se uso una cámara Sony 7.2 mega pixeles cyber-shot, en el modo ajuste automático sin flash y se archivaron en formato JPEG. Para su procesamiento se convirtieron a formato BMP. En cada toma de imagen, se hizo la medición puntual de la incidencia de luz en fotocandelas, con un luxómetro marca extech modelo 401036 (Figura 3.3.2.1.). Esto para comprobar la variación de luz en cada una de las tomas de la imagen.

Las imágenes se tomaron en cuatro condiciones de luz diferentes, cuyos rangos de valores se observan en Figuras 4.2.1.a, b, c y Figura 4.2.2.b.

- cuarto oscuro iluminado con una lámpara fluorescente de 100 watts
- luz directa de sol
- invernadero con malla y plástico
- invernadero con plástico.

A cada planta u hoja se le tomó foto en cada condición de luz.

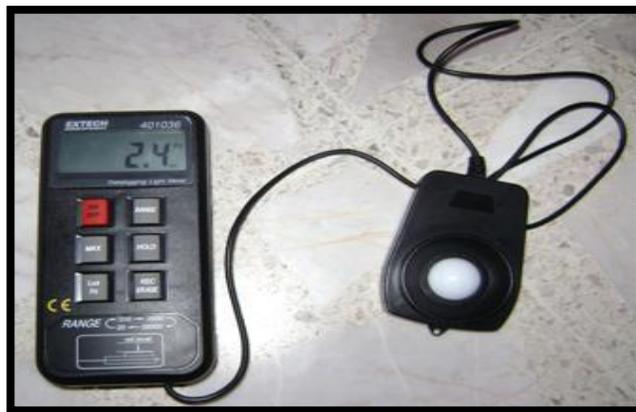


Figura 3.3.2.1. Luxómetro usado en la medición de luz incidente en la toma de la imagen.

### 3.3.2.1.1 Adquisición de imágenes en hojas de chile y jitomate considerando diferentes alturas

Para este experimento se usaron dos hojas, una de chile y una segunda de jitomate, utilizando una base como se muestra en la Figura 3.3.2.1.1. para la adquisición de imágenes, donde se establecieron 3 diferentes alturas que fueron: 20, 40 y 60 cm. Por cada altura se tomaron 6 réplicas de la misma hoja, obteniendo un total de 72 imágenes por cada hoja.

Las imágenes tomadas se procesaron aplicando las metodologías propuestas en la sección 3.2.1.2.



Figura 3.3.2.1.1. Estructura usada en la toma de imágenes en hojas de chile y jitomate para evaluar el efecto de tres alturas diferentes.

### 3.3.2.1.2 Adquisición de imágenes en liliium

Para este experimento, no se midió la altura ni la posición de la toma de la imagen. La toma se hizo del lado de la planta como se muestra en la Figura 3.3.2.1.2. Esto se hizo para observar si afecta la posición de la toma de la imagen en los valores de los componentes evaluados y así evitar que el método sea destructivo e invasivo. Para este cultivo se hicieron dos tomas, en dos momentos

diferentes (9:00 am y 06:00 pm) en Julio del 2011, obteniendo un total de 240 imágenes de este cultivo (120 en cada toma, 30 plantas de muestra en cada toma).

Las imágenes tomadas se procesaron aplicando las metodologías propuestas en la sección 3.2.1.2.



Figura 3.3.2.1.2 Ejemplo de la adquisición de imágenes en plantas de lilium.

### 3.3.3 Fase 3: Estimación de N en lechuga

Una vez que se probó que el componente matiz en el espacio de color LSM, es el más correlacionado con el contenido de N en plantas de jitomate; y que se probó el comportamiento de este mismo en diferentes condiciones de luz, se procedió a realizar una segunda prueba en la estimación de N en un cultivo de lechuga, con la finalidad de observar la relación y comportamiento del matiz y contenido de nitrógeno en diferentes condiciones de luz.

Esta prueba se hizo, como se mencionó antes, en un cultivo de lechuga (*Lactuca sativa L.*), variedad “acropolis”, puestas en agua en forma de chinampa (Figura 3.3.3. a), dentro de un invernadero con cubierta de plástico. Para esto se usaron tres tratamientos con 20 unidades experimentales de lechuga en cada uno, sumando un total de 60 unidades experimentales. El tratamiento uno se caracterizó por ser solo agua, el tratamiento dos por tener una concentración de

50% de N y el tratamiento tres con un 100% de N, como se observa en la Cuadro 3.3.3.a.

Estas concentraciones se diluyeron en agua, misma donde se pusieron las unidades de lechuga experimentales. Las plantas estuvieron ahí por tres semanas. Posteriormente a este tiempo, se procedió a tomar las imágenes. Esta toma de imágenes se hizo en dos condiciones de luz: dentro del invernadero y en cuarto oscuro con una lámpara fluorescente de 100 watts (Figura 3.3.3.c). La adquisición de imágenes se hizo a una altura de 50 cm de la base obteniendo tres réplicas de la misma planta (Cuadro 3.3.3.b). Se usó la misma cámara usada en la toma de fotos de chile, jitomate y liliium (sección 3.3.2.1). Al mismo tiempo que se hizo la toma de la imagen, se midió clorofila, con un medidor de clorofila SPAD, tomando la lectura promedio de tres hojas jóvenes. También se midió la luz incidente con un luxómetro, mismo que se uso en las mediciones de chile, jitomate y liliium (sección 3.3.2.1).



Figura 3.3.3. a) Cultivo de lechuga en hidroponía, b) Medición de clorofila, intensidad de luz en fotocandelas y toma de imagen en plantas de lechuga.

Las imágenes adquiridas se procesaron usando el software desarrollado para obtener el matiz en el espacio de color LSM (sección 3.2.1.), y esta vez se hizo también el cálculo de los componentes del RGB (rojo, verde y azul), aplicando

la misma metodología que para el cálculo de los componentes LSM (sección 3.2.1.2.1.), para demostrar su variabilidad en las diferentes condiciones de luz con este espacio de color.

Cuadro 3.3.3.a. Partes por millón de N tratamiento 2 y 3.

Macronutrientes	100 % N (ppm)	50 % N (ppm)
N	180	90
P	31	31
S	272	394
K	257	257
Ca	158	158
Mg	42	42

De las 60 muestras, se tomaron seis plantas de cada tratamiento para enviarse a análisis de laboratorio. En una muestra se juntaron dos plantas del mismo tratamiento, sumando tres muestras para análisis por tratamiento y obteniendo un total de nueve muestras enviadas (Cuadro 3.3.3.c). El laboratorio responsable de este proceso fue “Fundación produce de Querétaro”.

Cuadro 3.3.3.b. Toma de imágenes en plantas de lechuga por tratamiento y condición de luz, sumando un total de 360 imágenes procesadas.

Tratamiento	Imágenes en invernadero	Imágenes en cuarto obscuro
T1	3 réplicas * 20 imágenes	3 réplicas * 20 imágenes
T2	3 réplicas * 20 imágenes	3 réplicas * 20 imágenes
T3	3 réplicas * 20 imágenes	3 réplicas * 20 imágenes

Cuadro 3.3.3.c. Número de plantas enviadas al laboratorio por muestra y tratamiento.

Número de muestra	Tratamientos		
	1 (agua)	2 (50 % N)	3 (100 % N)
1	2	2	2
2	2	2	2
3	2	2	2



Figura 3.3.3.c. Mediciones en cuarto oscuro con una lámpara fluorescente de 100 watts.

### **3.5. Analisis estadístico**

Para el analisis de los datos se utilizó el paquete estadístico Origin V. 8.

#### **3.5.1. Jitomate**

Con los datos obtenidos del contenido de nitrógeno total en el laboratorio y los valores obtenidos de cada uno de los componentes en el espacio de color LSM, se hizo una correlación por medio de un modelo lineal, sin aplicar ningun procedimiento de ajuste en los datos. Esto para ninguno de los cultivos. Estos mismos valores de los componentes del espacio de color y la combinación saturación-matiz, así como los valores del contenido total de nitrógeno se analizaron tambien individualmente, bajo un analisis de varianza (ANOVA).

Para obtener las diferencias significativas entre los tratamientos, estos se sometieron a una prueba de Tuckey, con un intervalo de confianza de ( $p=0.01$ ).

#### **3.5.2. Hojas de chile, jitomate y plantas de lilium**

En este analisis, ademas de los valores de cada uno de los componentes en el espacio de color LSM y la combinación saturación-matiz, se consideró también cuatro doncidiones de luz diferentes.

Se realizó un análisis de varianza (ANOVA) para los valores de la incidencia de luz medidos en fotocandelas. Se realizó también una ANOVA para cada uno de los componentes del espacio de color y su combinación saturación-matiz con los valores obtenidos en la toma de imágenes por cultivo en las cuatro condiciones de luz. Para el caso de las hojas de chile y jitomate, se tomó como valor, el promedio de las cuatro tomas en cada condición de luz y altura de la adquisición de imagen.

### **3.5.2. Lechuga**

Con los datos obtenidos del contenido de nitrógeno total en el laboratorio y los valores obtenidos del componente matiz en el espacio de color LSM, se hizo una correlación usando un modelo lineal sin aplicar ningún procedimiento de ajuste en los datos. Los mismos valores del matiz, así como los valores del contenido total de nitrógeno se analizaron también individualmente, bajo un análisis de varianza (ANOVA).

Cabe mencionar que el valor del matiz se obtuvo del promedio de las tomas de las tres imágenes por planta en cada una de las dos condiciones de luz.

Las diferencias significativas entre los tres tratamientos fueron analizadas con la prueba de Tuckey con un intervalo de confianza de ( $p=0.1$ ).

## IV. RESULTADOS Y DISCUSION

### 4.1. Fase 1: Estimación de nitrógeno en plantas de jitomate

#### 4.1.1. Matiz

El rango de valores obtenidos del matiz, en los cinco tratamientos fue entre 50 y 90, valores correspondientes al color verde en el espacio de color LSM. El componente maíz tiene una correlación de  $R^2 = 0.86$  con respecto al contenido de nitrógeno de los valores obtenidos en el laboratorio. En esta correlación se observa un agrupamiento con el tratamiento uno, a diferencia de los demás tratamientos. Con esto se puede decir que a una cantidad mínima de nitrógeno en jitomate, la plántula tiene una respuesta favorable en el desarrollo (Figura 4.1.1.a). El cuadro 4.1.1. muestra los rangos de los valores obtenidos por tratamiento tanto en contenido de nitrógeno como en los valores obtenidos del componente matiz.

Se realizó una ANOVA para valores de laboratorio y otro para valores del matiz. En ambos ANOVAs se puede observar que no hay diferencias significativas entre las medias de los tratamientos N: 8 me/L y 12 me/L (Figura 4.1.1.b), pero si diferencias significativas entre las medias de estos dos tratamientos (8 me/L y 12 me/L) con respecto a las medias de los otros tratamientos de 0 me/L, 4 me/L y 16 me/L (Figura 4.1.1.b).

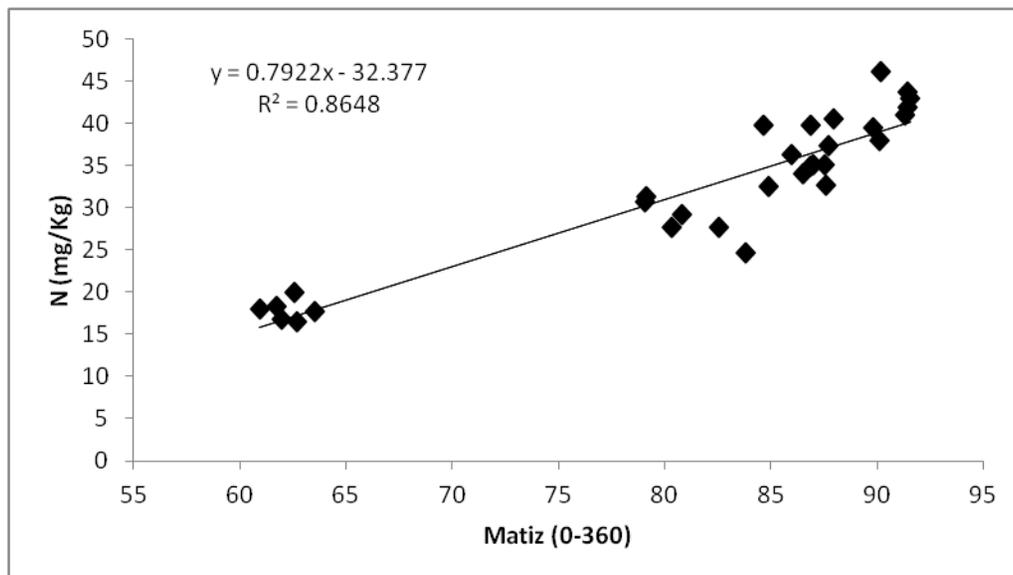


Figura 4.1.1.a. Modelo lineal de matiz y N.

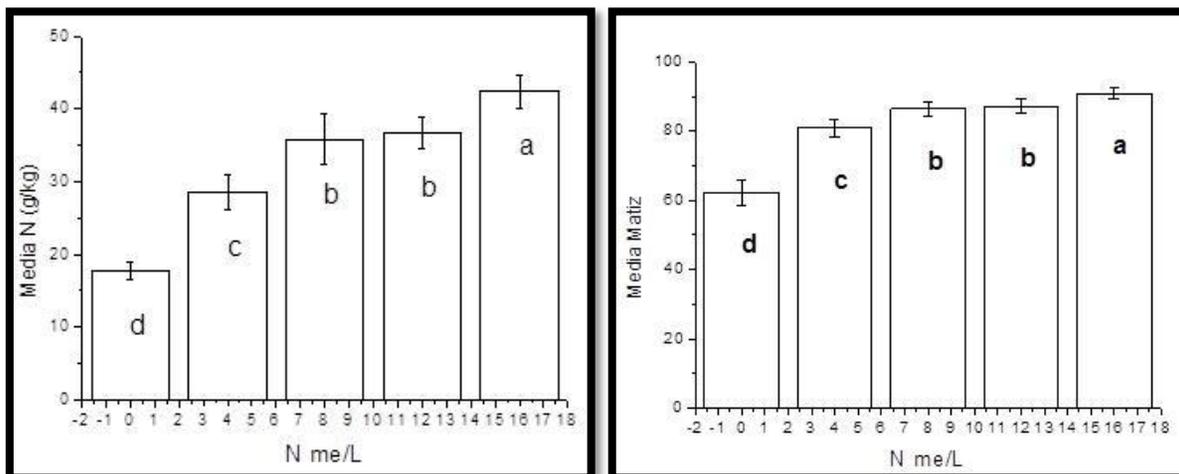


Figura 4.1.1.b. Estimación de los niveles de N usando el componente matiz y valores de laboratorio ( $p \leq 0.01$ ).

Cuadro 4.1.1. Rangos de valores en matiz y contenido de N por tratamiento en cultivo de jitomate.

Tratamiento N	Rango del contenido N total mg/Kg	Rango de valores en matiz
1 (0 me/L)	16-20	60-63
2 (4 me/L)	24-31	79-83
3 (8 me/L)	32-40	84-88
4 (12 me/L)	33-39	85-90
5 (16 me/L)	39-46	89-92

#### 4.1.2. Luminancia, saturación y fusión de saturación-matiz

Para estos componentes y combinación de saturación-matiz, no se encontró resultados favorables. Las correlaciones son bajas (luminancia  $R^2 = 0.65$ , saturación  $R^2 = 0.18$  y saturación-matiz  $R^2 = 0.29$ ). Para estos componentes y su combinación (saturación-matiz) no son adecuados para la estimación de nitrógeno.

Resultados similares fueron encontrados por Mercado-Luna (2010). El encontró que el componente rojo en el espacio de color RGB tiene una relación de  $R^2 = 0.82$ . Ese resultado concuerda con el resultado obtenido por el matiz en el presente trabajo. Estos valores del matiz, están en el rango de los valores del

color verde en LSM, ( $\text{verde}=120 \pm 60$ ), donde el valor del verde entre más bajo sea, representa una deficiencia de N. De la correlación encontrada en el estudio, el tono es aproximadamente 0.4% más alto que el encontrado por Mercado-Luna (2010). Otro estudio hecho fue por *Pagola et al.*, (2009) en la medición de N en cebada. El encontró que usando el espacio de color RGB para obtener un índice de verde y haciendo mediciones con un SPAD-502 para medir clorofila, los valores obtenidos del RGB son iguales o mejores que las mediciones de SPAD. Pero estos estudios fueron hechos en RGB y este espacio es susceptible a los cambios de luz, por lo tanto da menos confiabilidad en los resultados.

## **4.2 Fase 2: Experimentos bajo diferentes condiciones de luz en la adquisición de imágenes**

### **4.2.1. Adquisición de imágenes en hojas de chile y jitomate considerando diferentes alturas**

La primera prueba para evaluar el efecto de altura y condiciones de luz, se hizo en hojas de chile. En la Figura 4.2.1.a. a), el ANOVA de la medición de la incidencia de luz en fotocandelas durante la toma de la imagen, muestra una diferencia significativa marcada por cada una de las condiciones de luz, donde se observa que la luz directa del sol, tiene mayores valores de incidencia, corroborando que efectivamente las condiciones de luz son diferentes.

En la Figura 4.2.1.a. b), se observa que hay una diferencia significativa en la toma de imágenes en luz directa del sol para el componente matiz. Según (Ortiz-Zamora, 2002), quien menciona que la CIE (Comisión Internacional de Iluminación) clasifica la luz diurna en cinco iluminantes, para una distribución espectral constante para la medida del color. Uno de ellos es la luz directa del sol (iluminante B), lo que hace una marcada diferencia entre las otras tres condiciones de luz evaluadas.

En las Figuras 4.2.1. c), d) y e) se puede observar que no hay diferencias significativas a excepción de la saturación que tiene un comportamiento similar al matiz, en la condición de luz directa, solo que la saturación muestra, que en esta

condición es menor la saturación. Sin embargo, en cada una de estos tres ANOVAs hay un rango amplio en la varianza, lo que no favorece los resultados.

Una segunda prueba, para evaluar el efecto de altura y condiciones de luz, se hizo en hojas de jitomate. Se observaron resultados muy similares a los de la Figura 4.2.1.a. en cuanto a luminancia y saturación-matiz (Figura 4.2.1.b. a), d) y e)). En el matiz (Figura 4.2.1.b. b)), se puede observar, que hay diferencias significativas en las tomas de imágenes de luz directa del sol y las tomas hechas en invernadero de malla con plástico. Cabe mencionar que durante la toma de imágenes en esta última condición, pasó una nube, esto hizo que los valores de matiz en estas imágenes, tendieran a subir considerablemente hasta valores de 150, lo que el matiz, tendió hacer azul o violeta (que es el color que sigue del azul, en el espacio de color LSM). Con esto se comprueba lo mencionado por Pagola *et al.* (2009), donde menciona que la luz puede afectar los valores de los componentes en el RGB para la estimación de N en cebada.

Otro de los cinco iluminantes, en que la CIE clasifica la luz, es el iluminante D, que se caracteriza por una mezcla de luz solar y cielo nublado (con presencia ultravioleta). Lo que explica este fenómeno de elevación de valores en el matiz mientras estuvo la nube.

En la saturación (Figura 4.2.1.b. c), se observa que hay diferencias significativas entre cada una de las condiciones y nuevamente la saturación tiende a ser más baja en la condición de la luz directa del sol, igual que en la planta de chile.

En la Figura 4.2.1.c. a) y b) se observan dos histogramas de las imágenes tomadas a una misma hoja (de jitomate). Pero la primera Figura (a) corresponde a una imagen tomada durante el paso de una nube y la segunda Figura (b) a la imagen tomada en el momento en que no había nubes.

El primer histograma (de izquierda a derecha), en cada una de las figuras corresponde al matiz, el segundo a la saturación y el tercero a la luminancia.

En el histograma del matiz de la figura (a), se observa como los valores obtenidos se centran hacia la derecha (donde se localiza el color azul y violeta en el espacio de color LSM), lo que indica un incremento de los valores del matiz en

comparación de los valores obtenidos de la misma hoja, pero en condiciones de luz sin presencia de nubes.

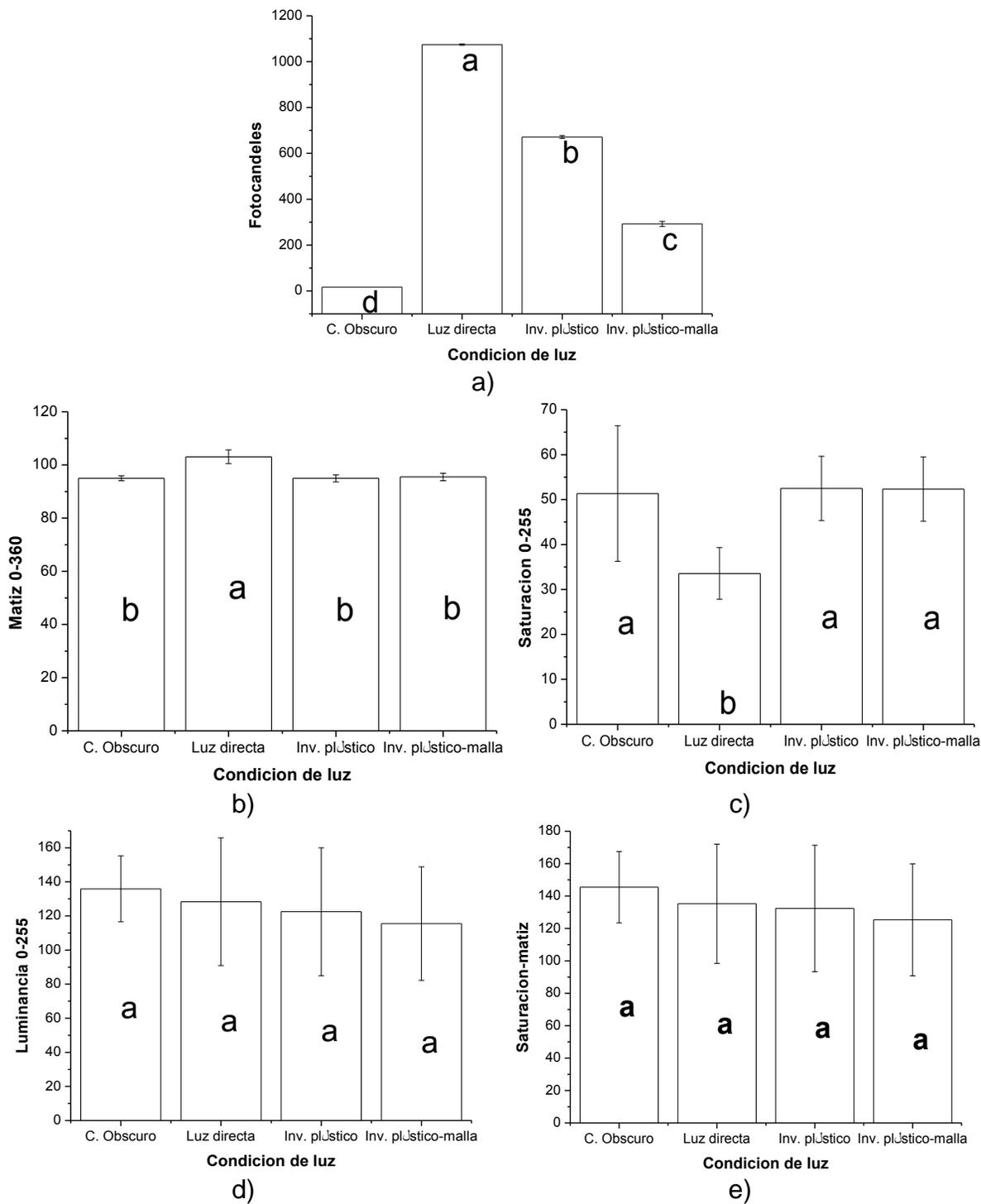
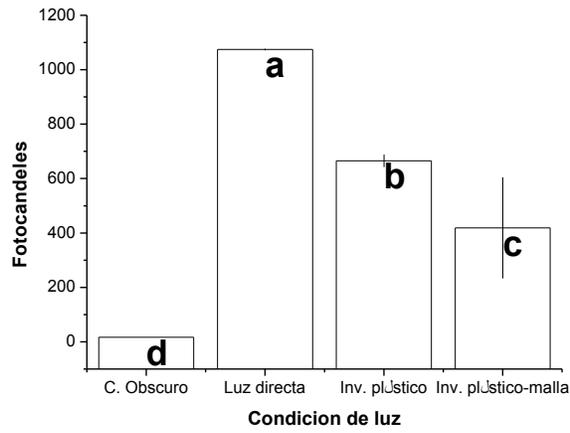
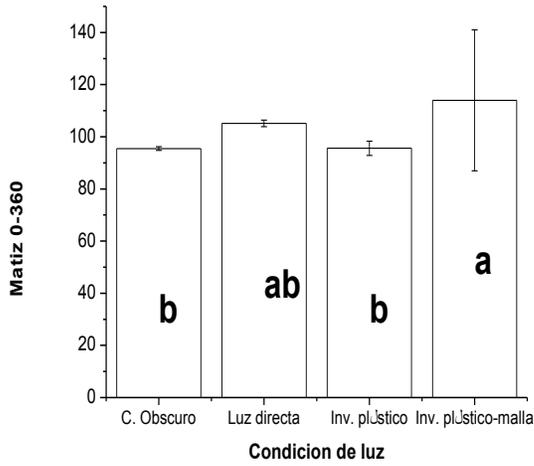


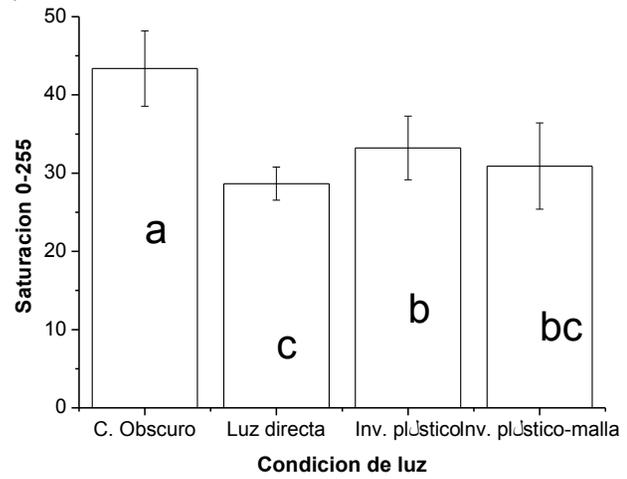
Figura 4.2.1.a. Hoja de chile: fococandelas, matiz, saturación, luminancia y saturación-matiz, Hora de toma: 12:45 – 12:57 pm.



a)

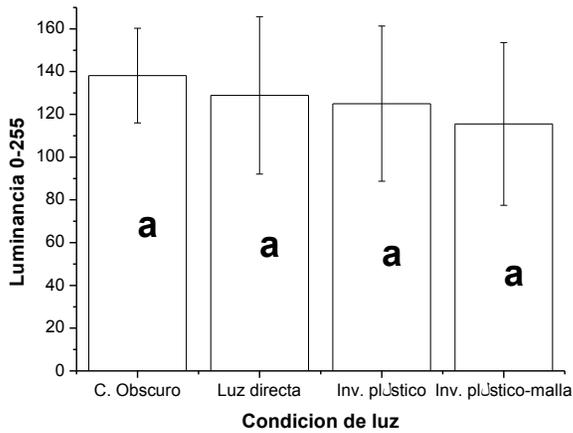


b)

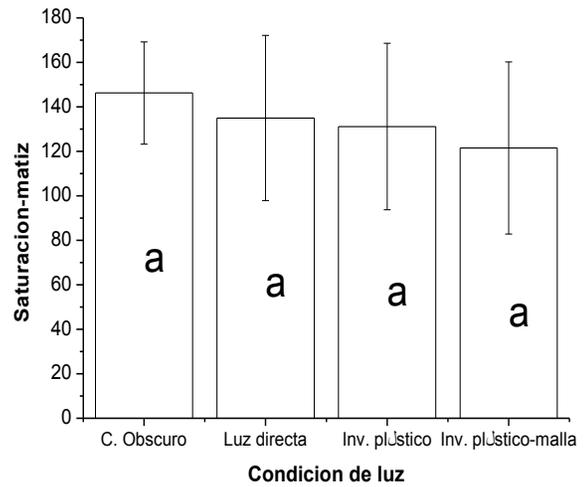


Condición de luz

c)

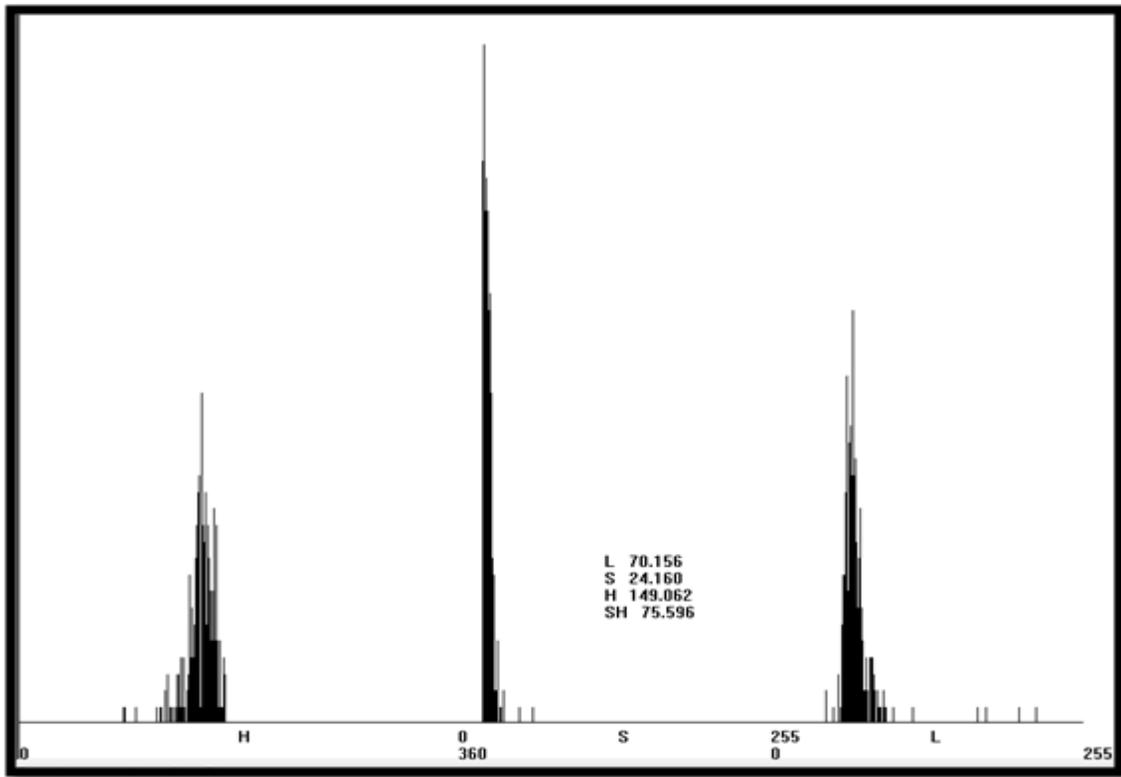


d)

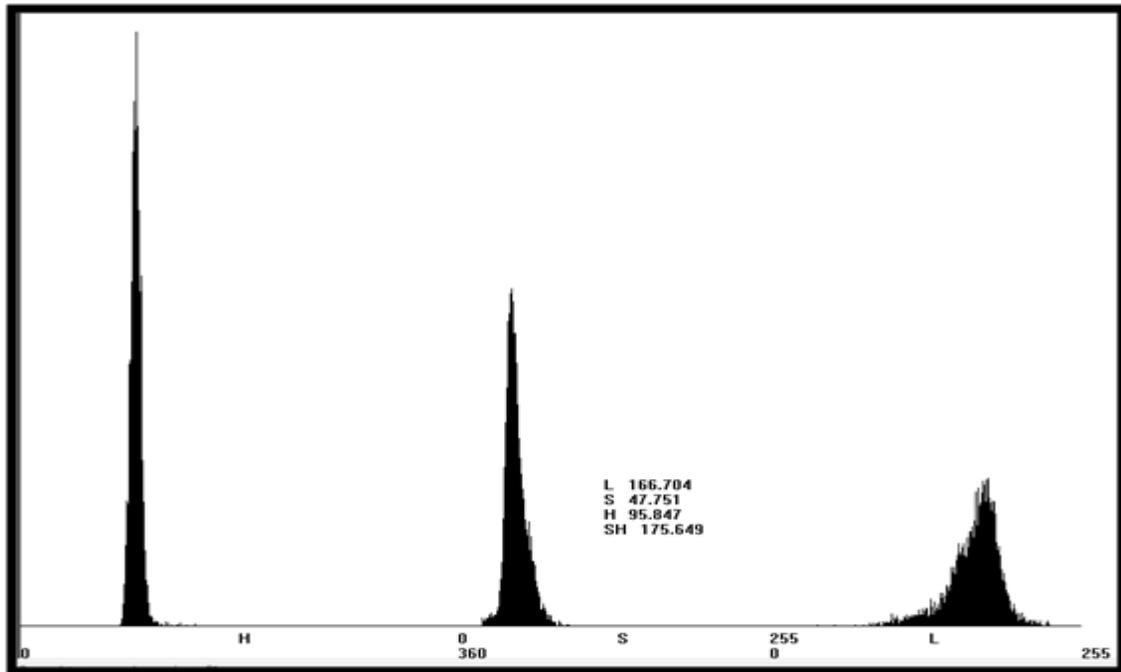


e)

Figura 4.2.1.b. Hoja de jitomate: fotocandelas a), matiz b), saturación c), luminancia d) y saturación-matiz e), Hora de toma: 13:07 – 13:22 pm.



a)



b)

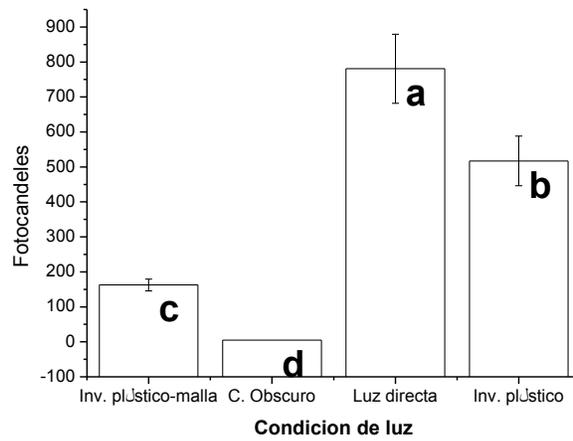
Figura 4.2.1.c. Histograma de hoja de jitomate cuando pasa una nube a), Histograma de misma hoja de jitomate pero sin presencia de nubes durante la toma de imagen b).

#### 4.2.2. Adquisición de imágenes en liliium

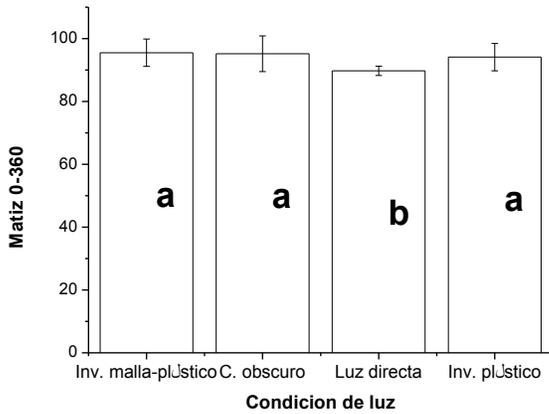
En la Figura 4.2.2.a. a), el ANOVA de la medición de la incidencia de luz en fotocandelas durante la toma de imágenes, muestra los mismos niveles de significancia en cada condición de luz, que los niveles mostrados en los ANOVAs de las Figuras 4.2.1.a. a) y 4.2.1.b. a). Esto prueba que efectivamente la toma de imágenes en cada condición de luz, fue con diferente intensidad de luz.

En la Figura 4.2.2.b. b), se observa que hay una diferencia significativa en la toma de imágenes en luz directa del sol, para el componente matiz lo mismo que sucede en la Figura 4.2.1.a. pero en sentido opuesto, ya que en la imagen de chile, el matiz en esta condición es más alto que los valores de las otras tres condiciones de luz. En cambio el valor de matiz obtenido en imágenes de liliium es menor que en las otras tres condiciones de luz. En este caso la cutícula de hoja de chile es pubescente y la de las hojas de liliium son cerosas. Chuvieco (2002), menciona que como la morfología de la hoja en cada planta es diferente, esto puede modificar las curvas de reflectancia. Los resultados en la Figura 2.1.a. y Figura 2.1.b., se atribuyen a esta teoría.

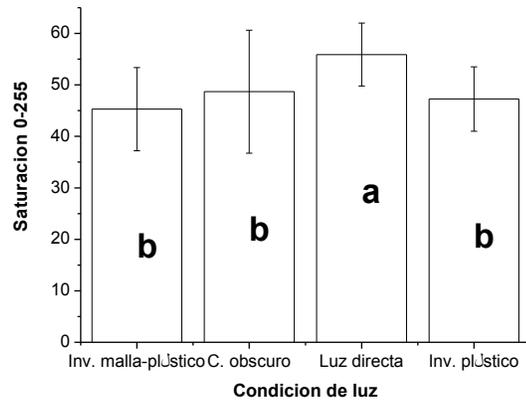
En la Figura 4.2.2.c), para el componente saturación, muestra la misma tendencia que el matiz, sin embargo hay una varianza amplia que no favorece los resultados. Además en caso contrario a los niveles de significancia, mostrados en los ANOVAs de matiz en las hojas de chile y jitomate, la saturación en la condición de luz directa del sol, baja. Para los otros dos componentes que son luminancia y la combinación de saturación-matiz existen diferencias significativas en cada uno de las condiciones de luz. Esto se atribuye a que estos componentes poseen información acromática del color, en cambio el matiz posee la información cromática (Hambury, 2003) y las respuestas diferentes de estos ANOVAs en chile, jitomate y liliium a la morfología de la hoja, lo que hace responda de forma diferente a la incidencia de luz en la absorción, difracción y reflexión (Chuvieco, 2002), como se mencionó antes, las hojas tanto de chile como jitomate, son pubescentes en su cutícula, a diferencia de las hojas de liliium que son cerosas, lo que hace que las hojas pubescentes, absorban mayor cantidad de luz, y las cerosas la reflejen (Figura 2.1.b.).



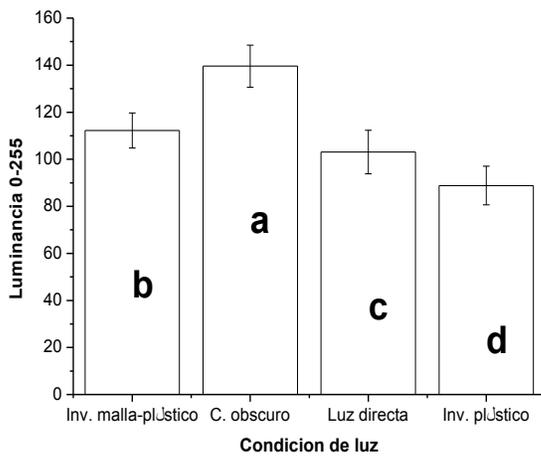
a)



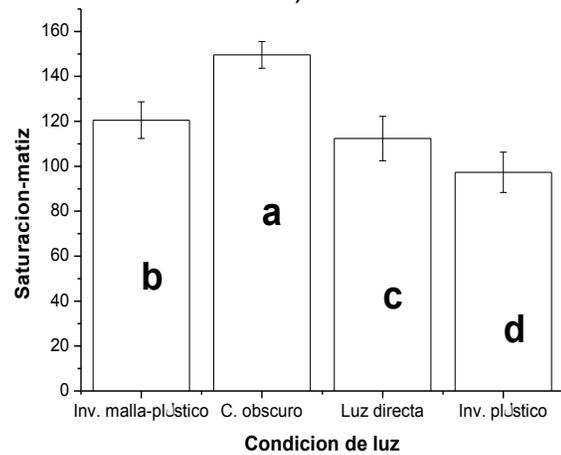
b)



c)



d)



e)

Figura 4.2.2.a. ANOVA en lilium de: Condiciones de luz a), matiz b), saturación c), Luminancia d) y saturación-matiz e). toma 1, Hora de toma: 6:00 pm.

Para la segunda toma de imágenes en lilium (Figura 4.2.2.b), la diferencia con la primera toma es que esta se hizo por la tarde y la segunda por la mañana. El comportamiento de los valores obtenidos en cada uno de los componentes y la

combinación de saturación-matiz, son los mismos que los valores obtenidos de la primera toma de imágenes en lilium por la tarde.

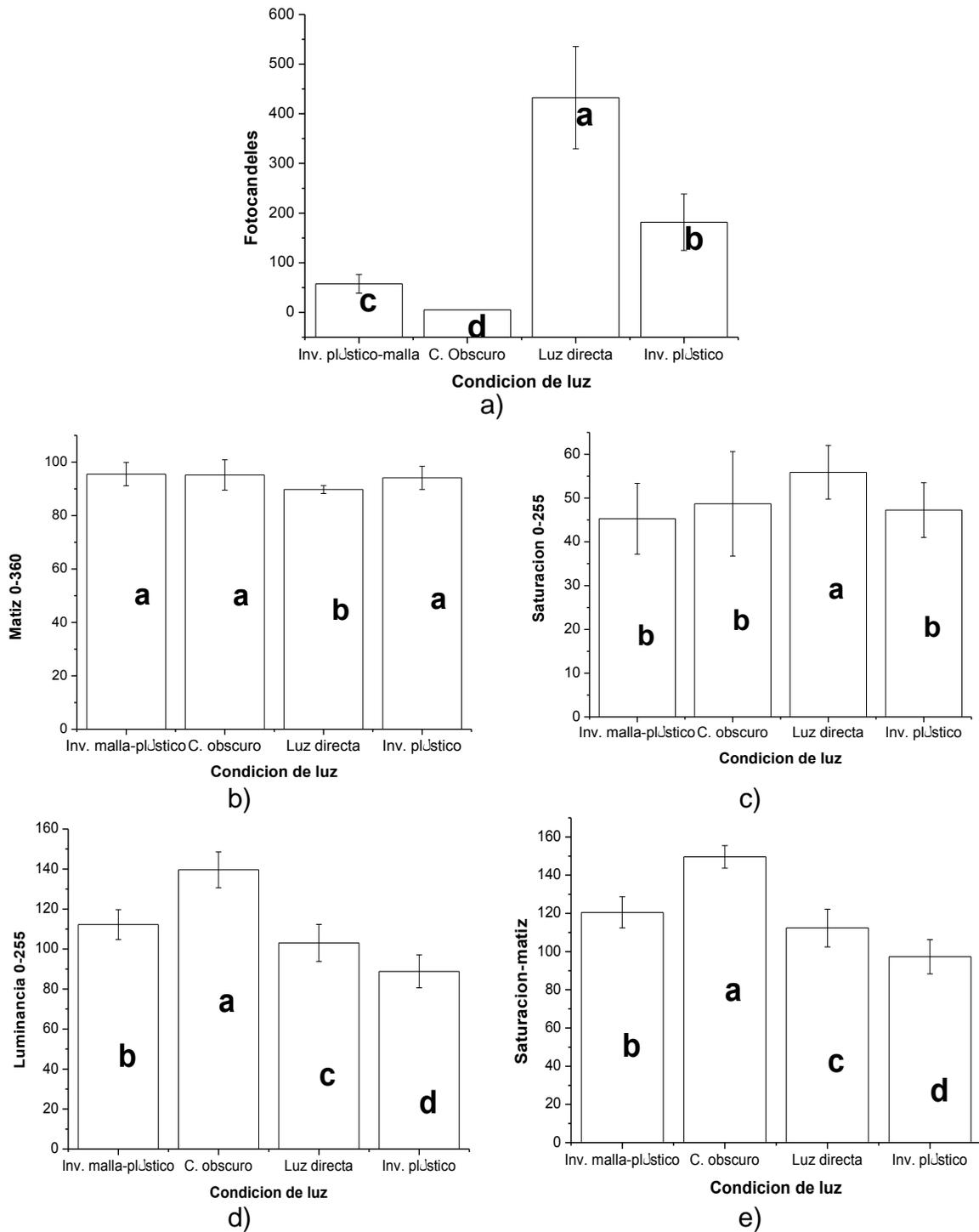


Figura 4.2.2.b. ANOVA en lilium de: Condiciones de luz a), matiz b), saturación c), Luminancia d) y saturación-matiz e). toma 1, Hora de toma: 9:00 – 10:00 am.

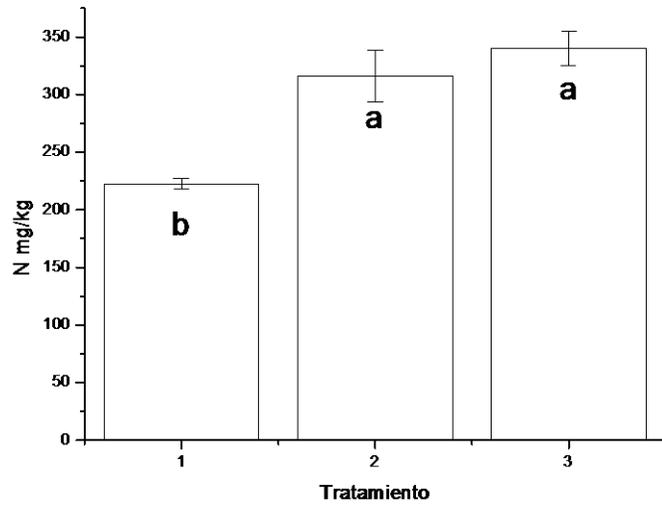
### 4.2.3. Fase 3: Estimación de N en lechuga

Dentro de los resultados obtenidos de esta prueba en lechuga, son nitrógeno total por medio del análisis de laboratorio (método estándar), los cuales se muestran en la Figura 4.2.3.a. a) por medio de un ANOVA, en el cual se observa que entre el tratamiento dos y tres no hubo diferencias significativas y que estos dos tratamientos con el tratamiento uno, si tienen diferencias significativas. También se realizaron ANOVAs de las mediciones de clorofila tanto de la medición dentro del invernadero como la medición hecha de las mismas plantas en el cuarto oscuro (Figura 4.2.3.a. b) y c)). En estos ANOVAs se puede observar el mismo comportamiento en ambos lugares de la medición que el resultado del análisis de laboratorio. Es decir los tratamiento dos y tres son significativamente iguales entre si y ambos diferentes con el tratamiento uno.

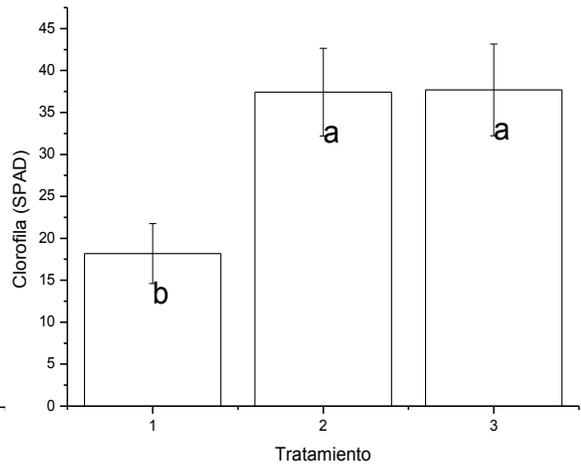
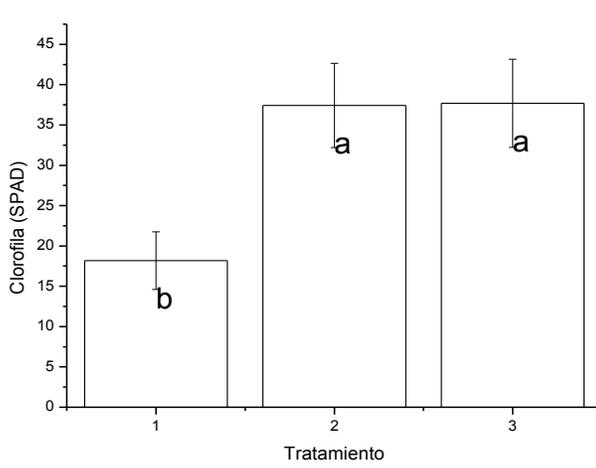
La figura 4.2.3.a. d) y e) muestran los ANOVAs obtenidos de los valores de matiz de las imágenes tomadas tanto dentro del invernadero como las tomadas en el cuarto oscuro. Estos ANOVAs muestran al igual que los ANOVAs de N total y clorofila, que no hay diferencias significativas entre los tratamientos dos y tres, pero si estos dos con el tratamiento uno.

La Figura 4.2.3.b. y Figura 4.2.3.c. muestran la correlación que hay entre las nueve muestras enviadas al laboratorio y los valores obtenidos del matiz en las mismas muestras tanto de las imágenes adquiridas dentro del invernadero como de las imágenes adquiridas en el cuarto oscuro. Se observa que la correlación en ambas estimaciones es la misma de 0.87, lo cual significa un resultado aceptable en la metodología propuesta usando el componente matiz para la estimación de nitrógeno en lechuga.

La Figura 4.2.3.d y Figura 4.2.3.e muestran la correlación entre las mediciones de clorofila tanto dentro del invernadero como en el cuarto oscuro con el contenido de nitrógeno total. En estas correlaciones se observa una ligera diferencia entre estas correlaciones de las mediciones hechas en el invernadero y en el cuarto oscuro,  $R^2=0.82$  y  $R^2=0.88$  respectivamente, teniendo mejor correlación la medición hecha en el cuarto oscuro.

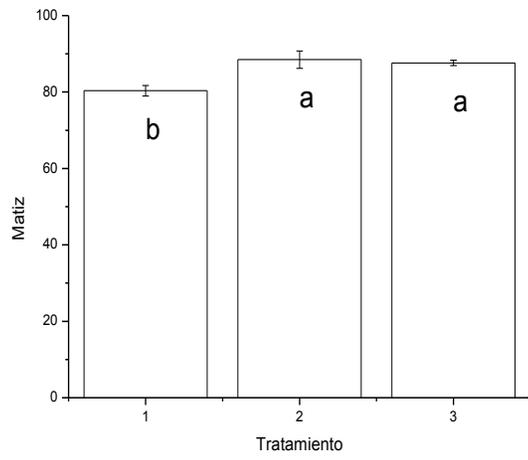
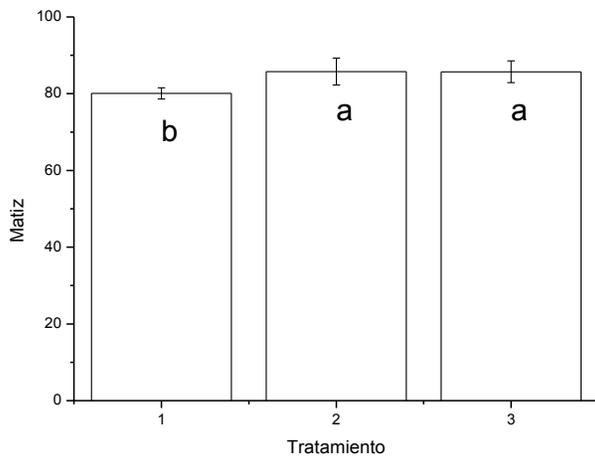


a) N total en lechuga



b) Contenido de clorofila en lechuga de la medición en invernadero

c) Contenido de clorofila en lechuga de la medición en cuarto oscuro



d) Matiz inv. en lechuga

e) Matiz C.O. en lechuga

Figura 4.2.3.a. ANOVAs de valores de matiz, clorofila, nitrógeno total en lechuga.

Estas diferencia de correlación, se le atribuye al momento de las mediciones, debido a que en condiciones de alta radiación solar, se incrementa la absorción de NO<sub>3</sub> (Aruani *et al.*, 2008; Lastra *et al.*, 2009; Salinas-Soto, 2010). Sin embargo los análisis estadísticos muestran que no hay diferencias significativas entre el invernadero y cuarto oscuro en la medición de clorofila.

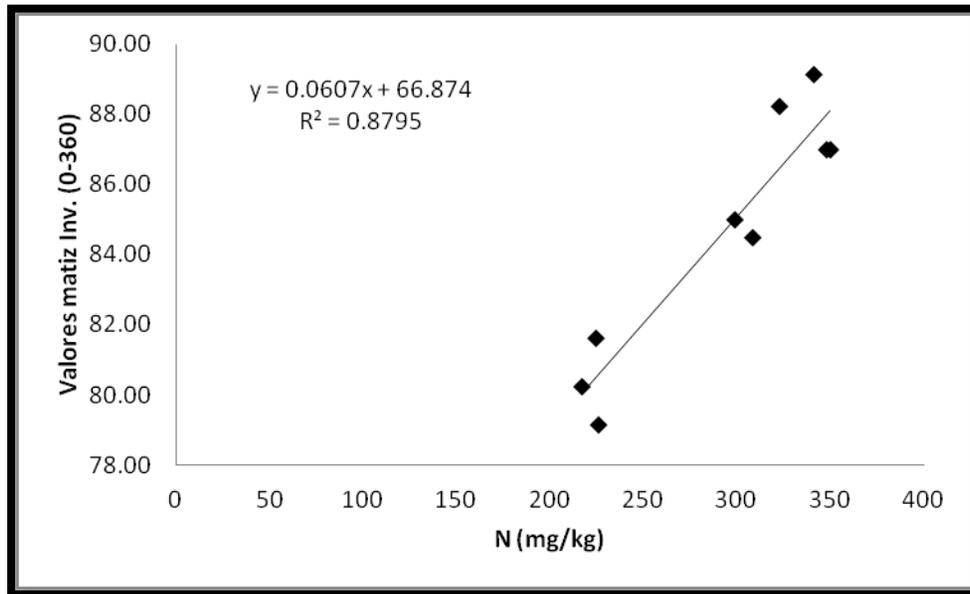


Figura 4.2.3.b. Correlación lineal de valores estimados de Matiz en tomas de imágenes en invernadero vs N total.

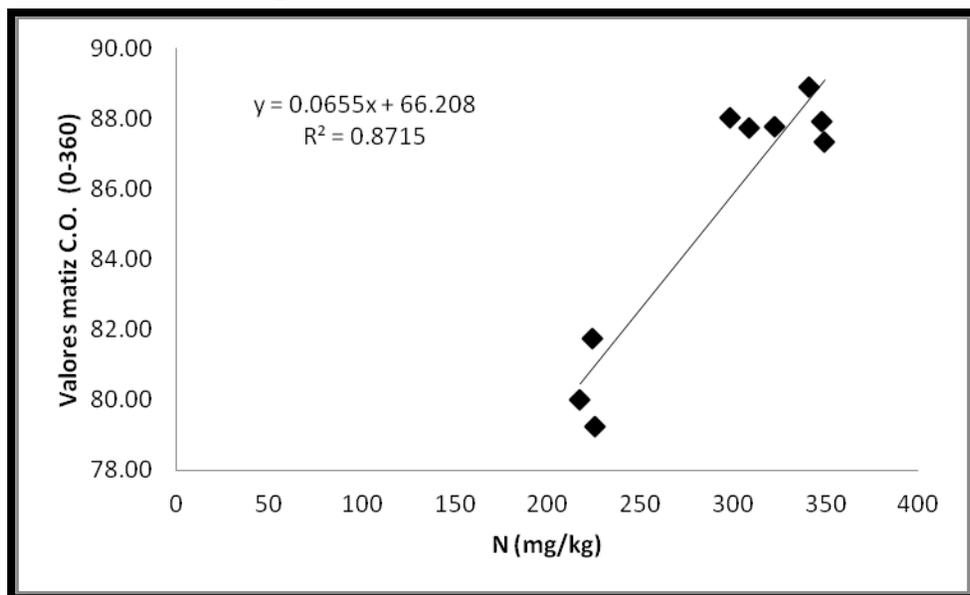


Figura 4.2.3.c. Correlación lineal de valores Matiz en tomas de imágenes en cuarto oscuro vs N total.

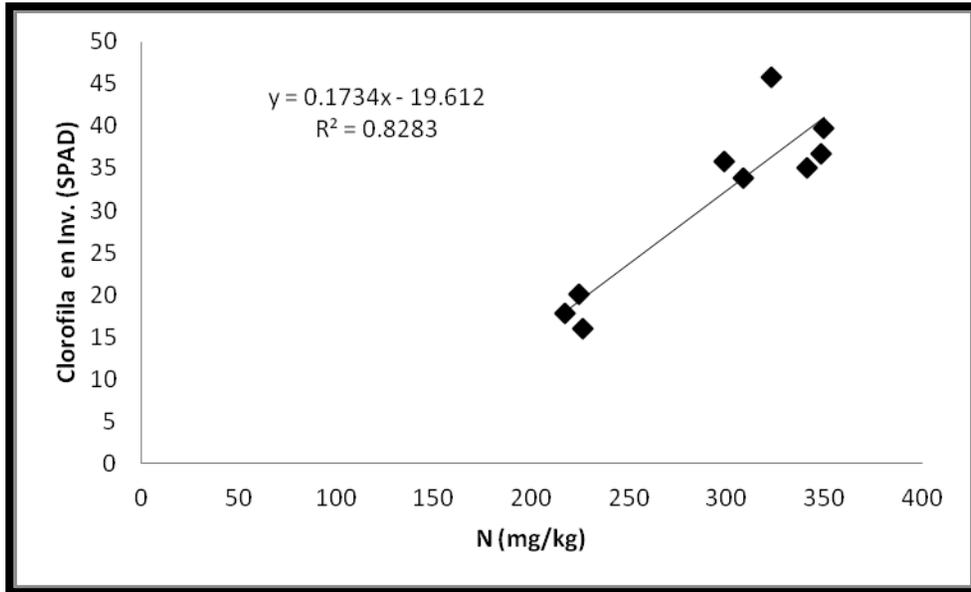


Figura 4.2.3.d. Correlación Clorofila de medición en invernadero (Inv). vs N.

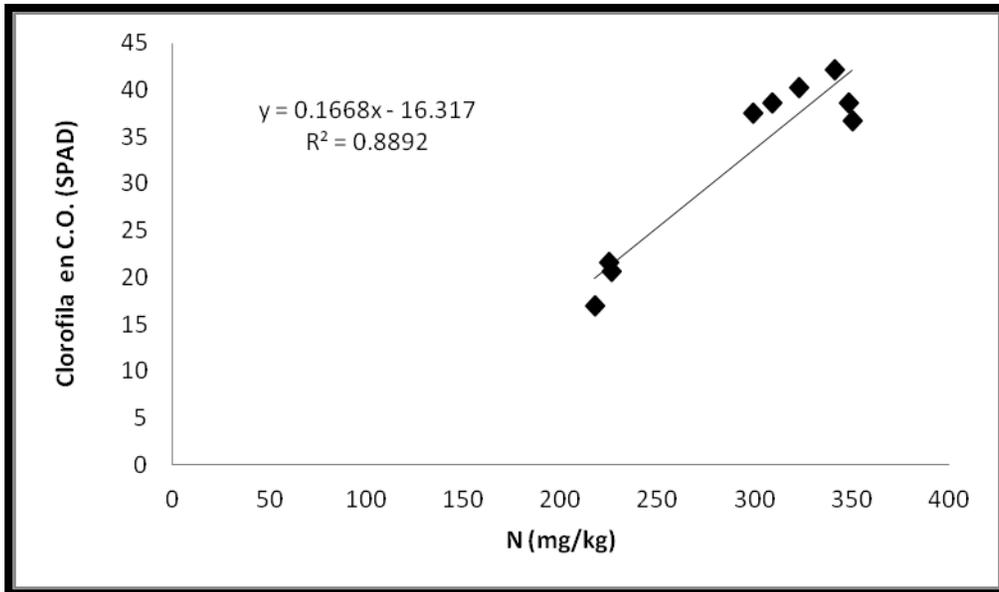


Figura 4.2.3.e. Correlación lineal de valores de Clorofila en cuarto oscuro (C.O.) vs N.

Los rangos de valores obtenidos en el matiz, para el contenido de nitrógeno se muestran en el cuadro 4.2.3.a.

Cuadro 4.2.3.a. Rangos de valores en matiz y contenido de N por tratamiento en cultivo de lechuga.

Tratamiento N	Rango de valores en matiz	Contenido N total mg/Kg
1 (0 ppm)	77- 83	217.4 – 226.0
2 (90 ppm)	84 - 89	298.7 – 341.0
3 (180 ppm)	84 - 89	322.8 – 349.7

En cuanto al RGB, el Cuadro 4.2.3.c. muestra los ANOVAs realizados en cada uno de los componentes R, G y B por cada una de las dos condiciones de luz, donde se tomaron las imágenes. Los valores obtenidos de cada uno de los componentes R, G y B, en la toma de imágenes dentro del invernadero, muestran que hay diferencias significativas entre los tres tratamientos (columna “Sig. 0.1”) C, A y B, en cambio en la toma de imágenes dentro del cuarto oscuro, los valores muestran que únicamente el tratamiento dos y tres son significativamente iguales, y estos diferentes al tratamiento uno. Esto para cada uno de los tres componentes con las letras B, A y A en tratamiento uno, dos y tres respectivamente y en cada uno de los componentes. Resultados similares a los obtenidos en el matiz, clorofila y contenido total de nitrógeno en materia fresca. También se hizo una correlación lineal del contenido de nitrógeno con cada uno de los componentes del RGB, obteniendo los resultados mostrados en el cuadro 4.2.3.b.

Cuadro 4.2.3.b. Valores de correlación de cada uno de los componentes del espacio de color RGB.

Componente	Valor de correlación	
	Invernadero	C.O.
R	0.81	0.51
G	0.81	0.74
B	0.87	0.86

Cuadro 4.2.3.c. ANOVA de los componentes RED, GREEN, BLUE en el espacio de color RGB por condición de luz en la toma de imágenes.

Componente	T	Invernadero			C.O.		
		M	D.E	Sig.0.1	M	D.E	Sig.0.1
RED	1	72.2	4.8	C	70.9	6.6	B
	2	87.6	4.6	A	79.6	6.1	A
	3	78.8	7.1	B	80.9	7.2	A
GREEN	1	96.3	5.0	C	97.7	7.9	B
	2	118.1	6.5	A	121.3	7.2	A
	3	106.8	7.5	B	119.1	8.3	A
BLUE	1	25.9	2.3	C	21.5	8.0	B
	2	49.0	7.4	A	34.2	5.0	A
	3	42.6	8.1	B	36.2	7.2	A

T = tratamiento  
D.E. = desviación estándar

M = media  
C.O. = cuarto oscuro

Con estos resultados obtenidos en el espacio RGB en los Cuadros 4.2.3.b y 4.2.3.c., se comprueba una vez más, que es susceptible a las variaciones de luz y que por lo tanto no es recomendable en este tipo de estudios, por la variabilidad de datos que se pueden obtener en las imágenes de una misma planta.

### 4.3. Conclusión

Basado en los resultados obtenidos de esta investigación, observamos que de los tres componentes del espacio de color LSM y la combinación saturación-matiz, el matiz es el componente mejor correlacionado con el contenido de N tanto en jitomate como en lechuga. Sin embargo también se observa que la forma de incidencia de la luz en las plantas, al momento de la toma de imagen, si afecta los valores de dicho componente, pero también se puede notar que es más estable ante las variaciones de intensidad de luz que el espacio de color RGB propuesto en otros estudios de estimación de N en cultivos, y en algunas veces supera también la correlación de las mediciones hechas con el SPAD, ante las variaciones de intensidad de luz. Esto nos permite, que a pesar de sus limitantes

por las condiciones de luz donde hay presencia de nubes o luz directa del sol, sea una forma oportuna, económica y confiable en la estimación de N en cultivos bajo invernadero. Esta forma de estimar N usando el matiz en el espacio de color LSM, podría ser aplicado a otros tipos de cultivos, siguiendo la misma metodología.

En futuros estudios se recomienda que de usar esta forma propuesta para estimar el contenido de nitrógeno, se hagan las mediciones o tomas de imágenes dentro de un invernadero y para cada tipo de cultivo se evalúe el rango de valores obtenidos en el matiz, de acuerdo a sus valores óptimos de requerimientos en la nutrición de N.

## LITERATURA CITADA

1. Adamsen, F.J., T. A. Coffelt, M.N. John, M.B. Edward, y C.R. Robert. 2000. Crop ecology, management & quality, Crop Sci, Vol. 40.
2. Angulo, J. y J. Serra. 2005. Segmentación de imágenes en color utilizando histogramas bi-variables en espacios color polares luminancia/saturación/matiz. Revista Computación y sistemas Vol. 8(4).
3. Antoniadou, T. y D. Wallach. 2000. Evaluating Decision Rules for Nitrogen Fertilization, Biometrics 56(2): 420-426.
4. Aruani, M.C., P. Gili, L. Fernández, R. González-Junyent, P. Reeb, E. Sánchez. (2008). Utilización del nitrógeno en diferentes manejos de fertilización en lechuga (*lactuca sativa* L.) y su efecto sobre algunas variables biológicas del suelo. Neuquen – Argentina, AGRO SUR 36 (3): 147-157.
5. Badr, M., A. El-Yazied. (2007). Effect of fertirrigation frequency from subsurface drip irrigation on tomato yield grown on sandy soil. Aust. J. Basic Appl. Sci. 1(3): 279-285.
6. Brizuela-Amador, B., G. Alcántar-González, P. Sánchez-García, Y. Pea-kalra, J. Crumbaugh, C. Olive, L. Tijerina-Chávez y R. Maldonado-Torres. (2007). Establecimiento de índices espectrales en el diagnóstico nutrimental de nitrógeno en maíz. Agrociencia, 41: 827-835.
7. Callejas, B.A., A.M. Castillo, M.T. Colinas, M.C. Gonzalez, P.J. Pineda, L.A. Valdez. (2009). Sustratos y hongos micorrízicos arbusculares en la producción de nochebuena. Revista Chapingo, serie Horticultura 15(1): 57-66.
8. Cheng, H.D., X.H. Jiang, Y. Sun, J. Wang. (2001). Color image segmentation: advances and prospects, Pattern recogn. 34: 2259 – 2281.
9. Chuvieco, S. E. (2002). Fundamentos de teledetección espacial, Ediciones Rialp, S. A., Primera edición.4
10. Dammer, K.H. (2005). On the go detection of plant parameters by camera visión in rape in Detlef, et al., 2008.
11. Detlef, E., H. Hans-Ju"rgen, A. Rolf. (2008). Measuring crop biomass density by laser triangulation. Comput. Electron. Agr. 61:117–125
12. Domínguez, T. A. (1996). Procesamiento digital de imágenes. Perfiles Educativos, Red de revistas Científicas de América Latina y el Caribe, Ciencias naturales y humanísticas, abril-junio, número 72, Universidad Autónoma de México.

13. Femat-Diaz, A., D. Vargas-Vázquez, E. Huerta-Manzanilla, E. Rico-García y G. Herrera-Ruiz. (2011). Scanner image methodology (SIM) to measure dimensions of leaves for agronomical applications, *Afr. J. Biotechnol.* 10(10):1840-1847.
14. Fu, K. and J. Mui. (1981). "A survey on image segmentation", *Pattern recogn.* 13: 3-16.
15. García-Zaragoza, F.J. (2009). Estudio comparativo del efecto de la adición de almidón modificado en un pan tipo "Muffin" horneado en microondas y convencionalmente, Tesis, Instituto Politécnico Nacional, Escuela nacional de ciencias biológicas, sección estudios de posgrado e investigación, México, D.F..
16. Gates, D.M., H.J. Keegan, J.C. Schleiter y V.R. Weidner. (1965). Spectral properties of plants , "Applied Optics". 4:11-20, *in* Chuvieco S., E. (1990). Fundamentos de teledetección espacial, Ediciones Rialp, S. A., Primera edición.4
17. Gonzalez, R.C., E. Woods-Richard. (2002). Digital Image Processing, Second Edition, Prentice hall, ISBN 0-201-18075-8.
18. Hanbury, A. y J. Serra. (2003). Color Image Analysis in 3D-Polar Coordinates, University of technology Vienna Austria and centre de Morphologie Mathematique Ecole des Mines de Paris.
19. Harris, R: Satellite remote sensing. An introduction, London (1987), Routledge Kegan Paul. *In* Chuvieco S., E. (1990). Fundamentos de teledetección espacial, Ediciones Rialp, S. A., Primera edición.4
20. Hashimoto, Y., N. Sigriminis, A. Munack and J. D. Baerdemaeker. (2000). Prospects in Agricultural Engineering in the Information Age, CIGR-EJournal, invited paper, Tukuba City, Japan.
21. Kjeldahl, JAOAC 51, 446(1968).CAS-7727-37-9 (nitrogen) \* Adopted as a Codex Reference Method (Type) for Kjeldahl digestion of protein in vegetable and soy products. Revised: March 1997.
22. Kondo, N., K. Yamamoto, H. Shimizu, K. Yata, M. Kurita, T. Shiigi, M. Monta, T. Nishizu. (2009). A Machine Vision System for Tomato Cluster Harvesting Robot, *Engineering in Agriculture, Environment and Food.* 2(2): 72-77.
23. Kubota, Y., K. Nakano, S. Yumoto y Y. Higuchi. (2009). Non-destructive detection of damaged raw unhulled grains using image processing –Detection of damaged grains by stinkbugs, *Agricultural Information Research* 18(1): 1-7.
24. Lastra, O., M.L.Tapia, B. Razeto, M. Rojas. (2009). Response of hydroponic lettuce cultivars to different treatments of nitrogen: growth and foliar nitrate content, *Idesia.* 27: 83-89.

25. Marin, M., L.A Valdez-Aguilar, A.M. Castillo-González, J. Pineda-Pineda, J.J. Galvan-Luna. (2011). Modeling growth and ion concentration of liliium in response to nitrogen: potassium: calcium mixture solutions, *J. Plant. Nutr.* 34(1): 12-26.
26. Mata-Donjuan, G.F. (2010). Determinación de dosel vía procesamiento digital de imágenes en la implementación de un cultivo de nochebuena (*Euphorbia pulcherrima*). Tesis. Universidad Autónoma de Querétaro.
27. Mendoza, J.J., G. Ornelas-V., M.R. Castañeda, R.E. Ventura, G.A. Zepeda and G. Herrera-Ruiz. (2005). FPGA-based real-time remote monitoring system, *Comput. Electron. Agr.* 49(2): 272-285.
28. Mercado-Luna, A., E. Rico-García. A. Lara-Herrera., M.G. Soto-Zarazúa, R.V. Ocampo-Velázquez., R. Guevara-González., G. Herrera-Ruiz., I. Torres-Pacheco. (2010). Nitrogen determination on tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) seedlings by color image analysis (RGB), *Afr. J. Biotechnol.* 9(33):5326-5332.
29. Meyer, E.G., N.J. Camargo. (2008). Verification of color vegetation indices for automated crop imaging applications, *Comput. Electron. Agr.* 63: 282 – 293.
30. Ortega, B., B.M. Correa, M.E. Olate. (2006). Determinación de las curvas de acumulación de nutrientes en tres cultivares de liliium SPP. para flor de corte. *Agrociencia.* 40(1).
31. Ortiz-Zamora, F.G. (2002). Procesamiento Morfológico de Imágenes en Color. Aplicación a la Reconstrucción Geodésica. Tesis. Departamento de Física, Ingeniería de Sistemas y Teoría de la Señal, Universidad de Alicante.
32. Pagola, M., R. Ortiz, I. Irigoyen, H. Bustince, E. Barrenechea, T.P. Aparicio, C. Lamsfus, B. Lasa. (2009). New method to assess barley nitrogen nutrition status based on image colour analysis Comparison with SPAD-502, *Comput. Electron. Agr.* 65: 213–218
33. Pajares, G., J.M. De la Cruz, M. Molina, J. Cuadrado, A. López. (2004). Imágenes digitales, Procesamiento práctico con Java. Editorial Alfaomega RA-MA.
34. Parsons, N.R., R.N. Edmondson, Y. Song. (2009). Image analysis and statistical modelling for measurement and quality assessment of ornamental horticulture crops in glasshouses, *Biosystems Eng.* 104: 161 – 168.
35. Peker, M., A. Zengin. (2010). Real-time motion-sensitive image recognition system, *Sci. Res. Essays.* 5: 2044-2050.
36. Pérez, L.A. (2005). Etileno en el crecimiento y calidad de nochebuena. Tesis. Montecillo Texcoco, estado de México.

37. Perez, L.A, J.A. Carrillo, M.T. Colinas, V.M. Sandoval. (2008). Regulación del crecimiento de nochebuena con etileno. *Revista Ornamentales*, 3(20): 4-9.
38. Pratt, W.K. (2007). *Digital image processing*. Fourth edition. PixelSoft, Inc. Los Altos, California.
39. Reyniers, M., E. Vrinds, J. De Baerdemaeker. (2004). Optical measurement of crop cover for yield prediction of wheat. *Biosyst. Eng.* 89(4):383–394. *in* Detlef E.; Hans-Ju" rgen H.; Rolf A., 2008.
40. Rico-García, E., F. Hernández-Hernández, G. Soto-Zarazúa, and G. Herrera-Ruiz. (2009). Two new Methods for the Estimation of Leaf Area using Digital Photography. *Int. J. Agr. Biol.* 09(103): 397– 400.
41. Rosell, P.J., R. Sanza, J. Llorensd, J. Arnó, A. Escolá, M. Ribes-Dasia, J. Masipa, F. Camp, F. Gracia, F. Solanellesc, T. Palleja, L. Vale, S. Planas, E. Gild, J. Palacín. (2009). A tractor-mounted scanning LIDAR for the non-destructive measurement of vegetative volume and surface area of tree-row plantations: A comparison with conventional destructive measurements, *Biosystems. Eng.*102:128 – 134.
42. Ruiz-Ruiz, G., J. Gómez-Gil., L.M. Navas-Gracia. (2009). Testing different color spaces based on hue for the environmentally adaptive segmentation algorithm (EASA). *Comput. Electron. Agr.* 68: 88–96.
43. Salinas-Soto, P. (2010). Efecto del ácido salicílico sobre la tolerancia a estrés hídrico en lechuga (*lactuca sativa* L.) bajo condiciones de invernadero. Tesis. Universidad Autónoma de Querétaro.
44. Shimizu, H., Y. Tsushima, N. Kondo, T. Shiigi, T. Nishizu, V. Chong. (2009). Classification of the Stem Elongation Pattern in Ornamental Plants under Different Day and Night Temperature Conditions, *Engineering in Agriculture, Environment and Food.* 2(2): 72-77.
45. Shimizu, H., Z. Ma, V. K. Chong, T. Nishizu, N. Kondo. (2008). Machine Vision system for plant morphogenesis analysis. *Environment Control in Biology in Shimizu* (2009).
46. Wildenauer, H., P. Blauensteiner, A. Hanbury, M. Kampel. (2006). Motion Detection Using an Improved Colour Model, Springer-Verlag Berlin Heidelberg, pp. 607–616.
47. Wiwart, M., G. Fordon, K. Zuk-Gołaszewska, E. Suchowilska. (2009). Early diagnostics of macronutrient deficiencies in three legume species by color image analysis, *Comput. Electron. Agr.*65:125–132.

48. Yongyoot, W., K.T. Nitin, T. Taravudh, P. Preeda. (2011). Estimation of the effect of soil texture on nitrate-nitrogen content in groundwater using optical remote sensing, *Int. J. Environ. Res. Public Health*. 8:3416-3436
49. [www.infoAgro.com](http://www.infoAgro.com)

# **APENDICE**

## 1. Artículo enviado a revista indizada

### 1.1. Status del artículo

Actualmente se encuentra en proceso de publicación. A la fecha se han enviado las correcciones solicitadas.

---

---

 **Scientific Research and Essays** sre.acadjourn@gmail.com 30 may (hace 8 días) ☆  

para mí ▾

 inglés ▾ > español ▾ [Traducir mensaje](#) [Desactivar para: inglés](#) ×

Dear Dr. Gloria Flor Mata Donjuan,

The corrections to the comments made on your manuscript have been received by the Editorial Office and forwarded to the Editor. Further progress on your manuscript will be communicated to you as soon as possible.

Thank you for your cooperation.

Kind regards,

Michael Oruah.  
Editorial Assistant  
Scientific Research and Essay  
E-mail: [sre.reserach.journal@gmail.com](mailto:sre.reserach.journal@gmail.com)  
<http://www.academicjournals.org/SRE>

...

---

 Haz clic aquí para [Responder](#) o [Reenviar](#).

# Scientific Research and Essays

[www.academicjournals.org/SRE](http://www.academicjournals.org/SRE)

## Reviewers Guide

### PART A: Editorial Office Only

#### SECTION I

<b>Reviewer's Name:</b>	
E-Mail:	
Affiliation:	
Country:	
Manuscript Number:	<b>SRE-11-966</b>
Title:	<b>Using the color space Improved/Hue/Luminance/Saturation (IHLS) in the estimation of Nitrogen on tomato seedlings (<i>Lycopersicon esculentum</i>).</b>
Date Sent To Reviewer:	
Date Expected From Reviewer:	
Areas of Specialisation (if you wish for your names and affiliation to be uploaded as a reviewer for SRE)	

### PART B: Reviewer Only

#### SECTION II: Comments per Section of Manuscript

<b>General comment:</b>	<b>Abstract, key words and use of English are good.</b>
<b>Introduction:</b>	<b>Very good</b>
<b>Methodology:</b>	<b>Methodology is well presented</b>
<b>Results:</b>	<b>Results are clear and well presented</b>
<b>Discussion:</b>	<b>Okay</b>

## SECTION II (Cont.)

Bibliography/References:	Okay
Others:	
Decision:	Accept with minor corrections

**SECTION III - Please rate the following: (1 = Excellent) (2 = Good) (3 = Fair) (4 = poor)**

Originality:	2
Contribution To The Field:	2
Technical Quality:	2
Clarity Of Presentation :	2
Depth Of Research:	2

**SECTION IV - Recommendation: (Kindly Mark With An X)**

Accept As Is:	
Requires Minor Corrections:	x
Requires Moderate Revision:	
Requires Major Revision:	
Submit To Another Publication Such As:	
Reject On Grounds Of (Please Be Specific):	

**SECTION V: Additional Comments** Please add any additional comments (Including comments/suggestions regarding online supplementary materials, if any):

## 1.2. Artículo enviado

### **The use of Improved color space IHLS in the estimation of Nitrogen on tomato seedlings (*Lycopersicon esculentum*).**

**Gloria F. Mata-Donjuan<sup>1</sup>\*, Adán Mercado-Luna<sup>1</sup>, Enrique Rico-García<sup>1</sup>,  
Gilberto Herrera-Ruiz<sup>1</sup>.**

<sup>1</sup>Department of Biosystems, School of Engineering, Queretaro State University, C.U. Cerro de las Campanas, Querétaro, México.

\*Corresponding author: Gloria Flor Mata-Donjuan,

División de Investigación y Posgrado Facultad de Ingeniería, Universidad Autónoma de Querétaro.

Cerro de las Campanas s/n Col. Las Campanas. C.P. 76000. Querétaro, México. Tel.: (52) (442)

1921200 ext. 6016. Fax: (52) (442) 1921200 ext. 6015.

E-mail: [gloria.flor.m@gmail.com](mailto:gloria.flor.m@gmail.com)

#### **Abstract**

Measuring deficiencies in the nutrition of crops is important because it allow growers to take proper action on time so to get better development of plants. Several methods have been proposed in the measuring of nitrogen. One of those methods is image processing using color spaces. In this study five levels of deficiency of nitrogen were induced for the evaluation in tomato seedlings. Color images were taken with a digital camera. These images were processed in Visual C++ making segmentation of the images and for its analysis they were converted from RGB to IHLS color space. Luminance, saturation, hue and hue-saturation components on IHLS were proposed in the nitrogen diagnostic. Results from laboratory on the tomato leaves were taken as reference. To evaluate data, a linear regression and a variance analysis with Tuckey test ( $p < 0.01$ ) were made. Hue was the value that had better correlated laboratory values obtaining a  $R^2 = 0.86$ . Nitrogen estimation by this method in tomato seedlings is fast and economic and it has an advantage in relation to other proposed methods in RGB color spaces that it is less susceptible to changes of illumination.

**Key words:** Nitrogen deficiency, leaves, IHLS color space, hue, tomato.

**Abbreviations:** SPAD, Soil plant analysis development.

## INTRODUCTION

One problem in crops is to take care of the nutrition requirements, because the quality of the product depends largely on the fertilization levels. Also, it is to make proper use of chemical fertilizers, decrease the environmental pollution, reduce production costs and others (Badr and El-Yazied, 2007; Wiwart *et al.*, 2009). For the chemical elements, one of the most important in the development of plants is the nitrogen (N) (Rico-García *et al.*, 2009). The N deficiency in tomato plants reduces the leaf area and leaves number (Badr and El-Yazied, 2007, Buyukbay *et al.*, 2011). For preventing N deficiency, it can be diagnosed promptly. Several methods have been proposed in the N diagnostic for different crops. Between the methods is the SPAD (Soil plant analysis development), instrument for measuring chlorophyll, but its cost is very high and measurements are not reliable. In the measurements the SPAD uses a small area on the leaf (6 mm<sup>2</sup>) (Pagola *et al.*, 2008; Mercado-Luna *et al.*, 2010). Recently, others methods have been proposed based on color evaluation by image processing, using color spaces. Wiwart *et al.*, (2009), used the color space Hue, Saturation, Intensity (HIS) and L\*a\*b\* (<http://www.easyrgb.com/index.php?X=MATH>) to assess macronutrients (N, P, K and Mg), in plants using the Euclidian distance to measure color differences. Mercado-Luna (2010) used the color space Red, Green, Blue (RGB) in the estimation of N on tomato seedlings. However these color spaces were designed for computer graphics and not for image processing. Light affects these color spaces (Hasan, 2004). Hanbury and Serra (2003) improved the color space HLS (Hue, Luminance, Saturation) creating the improved, hue, luminance and saturation (IHLS) by removing the normalization of the saturation. In this color space the saturation and luminance are always independent and the saturation of achromatic pixels is always low. It also allows a quantitative analysis of the image (Blauensteiner *et al.*, 2006). Taking in to account these advantages we proposed the IHLS color space to develop a new image processing methodology to estimate N deficiency in tomato seedlings.

## **MATERIALS AND METHODS**

The experimental site is located in Queretaro State University, campus Amazcala, Queretaro, Mexico at a longitude of 100° 16' W; latitude, 20° 42' N; altitude, 1920 m.

The general methodology for this work is presented in Figure 1, which represents the two ways of estimating N content on tomatoes leaves from pictures.

### **Data set**

The images used for the measurements were taken from the research of Mercado-Luna *et al.*, (2010), in this work five N treatments: 0, 4, 8, 12 y16 me/L with six replications each one were applied to an experimental unit. 10 images from each repetition were taken, in total 300 images were evaluated in the study. Also a representative sample of six plants from each treatment was sent to laboratory for determinations of N content.

The images were taken inside a dark room with a white light source (lamp of 100 watts) 40 cm of distance from the base. The background in the base was white color. The camera used was a SONY ciber-shot model DSC-W 120 with 7.2 megapixels of resolution.

### **Image processing methodology**

The images were converted from JPEG to BMP format using Paint (Windows vista) and the image processing methodology was implemented in Visual C++ 6.0.

### **Segmentation**

The images were converted to gray scale with the average of the RGB components in each pixel. Otsu algorithm was used to obtain the optimal threshold level (Femat-Diaz *et al.*, 2011). This maximizes the variance between classes with a searching in the gray levels. With the obtained threshold level the image was binarized (Figure 2.b). Median filter was applied to eliminate the noise. Considering that the background for the segmented image was black and white color leaves were discriminated from the background (Figure 2.c).

## Color space conversion RGB to IHLS

The segmented image was converted from RGB color space to IHLS by the formulae (1), (2), (3) according to Angulo and Serra (2005), where IHLS space is represented in polar coordinates.

$$l = 0.213 * r + 0.715 * g + 0.072 * b \quad (1)$$

$$s = \max(r, g, b) - \min(r, g, b) \quad (2)$$

$$h = \begin{cases} \frac{g-b}{(\max(r,g,b)-(\min(r,g,b)))} & \text{if } r = \max(r, g, b) \\ \frac{b-r}{(\max(r,g,b)-(\min(r,g,b)))} + 2 & \text{if } g = \max(r, g, b) \\ \frac{r-g}{(\max(r,g,b)-(\min(r,g,b)))} + 4 & \text{if } b = \max(r, g, b) \end{cases} \quad (3)$$

Where:

$l = \text{luminance}$

$s = \text{saturation}$

$h = \text{hue}$

$r = \text{component } R \text{ in the RGB space}$

$g = \text{component } G \text{ in the RGB space}$

$b = \text{component } B \text{ in the RGB space}$

According to Angulo and Serra (2005), the values obtained of hue are multiplied by one constant  $k=60$ , to determine the unit of work on angular grades; each grade corresponds to a tone in the color space IHLS. The IHLS color space is obtained by placing an *achromatic axis* through all the grey ( $R = G = B$ ) points in the RGB color cube, and then specifying the coordinates of each point in terms of position on the achromatic axis (brightness), distance from the axis (saturation  $s$ ), and angle with respect to pure red (hue  $\theta H$ ) (Hambury and Serra, 2003). Luminance, from 0-255; saturation, from 0-255 and hue is an angular measurement from 0-360°.

## ***N estimation***

Estimation N was based on components (hue, luminance, saturation) histograms in IHLS and in the fusion of saturation and hue.

### *N estimation based on histograms*

One histogram from each component (hue, luminance and saturation) in color space IHLS was made (Figure 3). From it a sum was made of the frequency for each component multiplying each one of the values by its frequency. The result was divided by the total number of pixels representing the leaves in pictures, obtaining an average (Equations 4, 5 and 6).

$$\text{Hue average: } ah = \frac{\sum_{i=0}^{i<360} f_h * i}{tp} \quad (4)$$

$$\text{Luminance average: } al = \frac{\sum_{i=0}^{i<255} f_l * i}{tp} \quad (5)$$

$$\text{Saturation average: } as = \frac{\sum_{i=0}^{i<255} f_s * i}{tp} \quad (6)$$

Where:

$f_h$  = frequency of each value on hue

$f_l$  = frequency of each value on luminance

$f_s$  = frequency of each value on saturation

$t_p$  = pixels total corresponding a leaves in the picture

$ah$  = average of hue on leaves

$al$  = average of luminance on leaves

$as$  = average of saturation on leaves

### *N estimation from fusion of saturation-hue*

For each pixel of the image it was calculated the saturation and hue. These values were treated using Equation 7.

$$\text{Fusion saturation-hue: } ash = \frac{\sum_{i=0}^{i<mxn} \sqrt{(s * \cos H)^2 + (s * \sin H)^2}}{tp} \quad (7)$$

Where:

*ash* = average of saturation and hue on leaves

*t<sub>p</sub>* = pixels total corresponding a leaves in the picture

*m* = columns in the picture

*n* = rows in the picture

*s* = saturation

*H* = hue in angular grades

### **Statistics tests**

Statistic analyses were made in OriginLab 8. The tests applied were ANOVAS with a Tuckey test of  $p < 0.01$ . Linear correlations were also performed between values obtained from each methodology and values from laboratory.

## **RESULTS**

The estimation of N in tomato seedlings by image processing using color space IHLS was evaluated using its components. Three values based on histograms and one in hue-saturation fusion.

### ***N* estimation**

#### *Hue average*

The range of hue values obtained in the five treatments was between fifty and ninety, values corresponding to green color. The correlation between this values and laboratory values was  $R^2 = 0.86$  by a linear model (Figure 4).

One-way anova was made for values from laboratory and other from hue values. The two ANOVAs were similar and can be seen that treatments N: 8 and 12 have not significance difference in both ANOVAs (Figure 5).

#### *Luminance, saturation average and fusion saturation-hue*

For these components we **did not have favorable** results. Though we found significant differences among treatments (Figure 6. a, b and c), the correlation for these methods were not satisfactory: luminance  $R^2 = 0.65$ , saturation  $R^2 = 0.18$  and saturation-hue  $R^2 = 0.29$ . These components are not suitable for N estimation.

## **DISCUSSION**

The result of this study was similar to Mercado-Luna (2010). He found that the red component in color space RGB has a  $R^2 = 0.82$ . This result match with the result obtained in hue component .Though these values are in the range of green color (green =  $120 \pm 60$ ) where the lower green range the more the N deficiencies. From the correlations found in this work the hue is approximately 0.4% higher than the one found by Mercado-Luna (2010). Other study made by *Pagola et al.*, (2009) in the measuring of N in barley found that using RGB color space in obtaining the greenness index and measurements obtained with a SPAD-502 chlorophyll meter were equal to or better than that of SPAD measurements. But these studies used RGB color space and it is very susceptible to light changes. Other 3D-polar coordinate color spaces commonly used (HSV, HLS) are not suitable for quantitative image analysis (Hanbury and Serra, 2003). In IHLS hue is the component that has color information, for it in this study was the better component to relate the N content.

Some of the advantages of the method are: easy to implement, inexpensive, fast measurements and the hue seems to be independent of the light intensity.

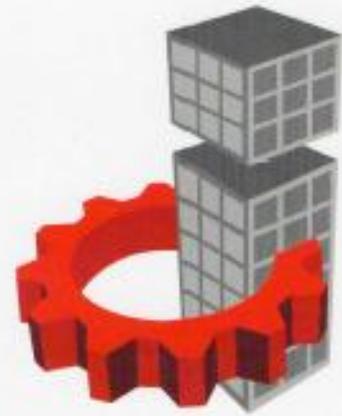
## **CONCLUSION**

Based on the results from this work we concluded that it is feasible to estimate N deficiencies using IHLS color space in tomato seedlings where hue component has the better information. Hue-saturation, saturation and luminance did not show good correlation whit N content.

### **Acknowledgments**

This work was partially supported by the Mexican Nacional Council of Science (CONACYT), and FIFI 2010 de la Facultad de Ingeniería (UAQ).

## **2. Reconocimientos**



# 7° CONGRESO INTERNACIONAL DE INGENIERÍA

ÁREAS: DISEÑO E INNOVACIÓN, ROBOTICA, INGENIERÍA CIVIL Y AMBIENTAL, AUTOMATIZACIÓN Y MATEMÁTICAS FINANCIERAS Y APLICADAS

La UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE QUERÉTARO  
a través de la FACULTAD DE INGENIERÍA,  
otorga el presente

## RECONOCIMIENTO

a:

**GLORIA FLOR MATA DONJUAN**

Por haber asistido al Congreso Internacional de Ingeniería en su séptima edición, realizado del 6 al 8 de Abril del 2011 en la ciudad de Santiago de Querétaro, México.



---

**Dr. Gilberto Herrera Ruiz**  
Director Facultad de Ingeniería

---

**M.L. Adriana Medellín Gómez**  
Comité Organizador



# 7° CONGRESO INTERNACIONAL DE INGENIERÍA

ÁREAS: DISEÑO E INNOVACIÓN, BIOSISTEMAS, INGENIERÍA CIVIL Y AMBIENTAL, AUTOMATIZACIÓN Y MATEMÁTICAS PURAS Y APLICADAS

La UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE QUERÉTARO  
a través de la FACULTAD DE INGENIERÍA,  
otorga la presente

## CONSTANCIA

a:

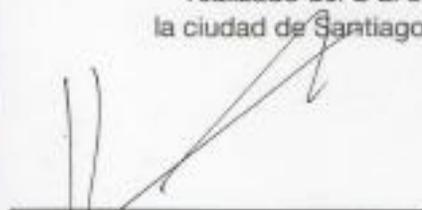
**ING. GLORIA FLOR MATA DON JUAN**

Por haber participado con la Ponencia:

"Uso del espacio de color luminancia/saturación/matiz (LSM) en la medición de nitrógeno en plántula de jitomate (*Lycopersicon esculentum*)."

en el Congreso Internacional de Ingeniería en su séptima edición  
realizado del 6 al 8 de Abril del 2011 en  
la ciudad de Santiago de Querétaro, México.



  
Dr. Gilberto Herrera Ruíz  
Director Facultad de Ingeniería

  
M.L. Adriana Medellín Gómez  
Comité Organizador



Se otorga el presente reconocimiento al:

*Ing. Gloria Flor Mata Donjuan*

**Por su destacada participación en el Seminario de la Facultad de Ingeniería relacionado con el Área de Biosistemas, Fi-Bio 2011**

10 de Febrero de 2011

M.I. Alejandro Espinosa Calderón  
Coordinador del Seminario

Dr. Irineo Torres Pacheco  
Representante del C.A. de Ing. De Biosistemas

**PRIMER SIMPOSIO UNIVERSITARIO DE PROGRAMAS PNPC-CONACYT**  
**“Hacia una Investigación Multidisciplinaria de Calidad”**

Centro Educativo y Cultural del Estado de Querétaro  
Manuel Gómez Morín, Querétaro, Qro. 16 al 18 de Junio de 2010

# RECONOCIMIENTO

*A: Gloria Flor Mata-Donjuan, Adan Mercado Luna, Aurora Femat Díaz,  
Gilberto Herrera Ruíz*

**POR SU PARTICIPACIÓN CON LA PONEENCIA:**

**DETERMINACIÓN DE DOSEL VÍA PROCESAMIENTO DIGITAL DE IMÁGENES  
EN LA IMPLEMENTACIÓN DE UN CULTIVO DE NOCHEBUENA (*Euphorbia  
pulcherrima* de will ex.)**



Dr. Luis Gerardo Hernández Sandoval  
Director de Investigación y Posgrado - UAQ



Dr. Guillermo Cabrera López  
Secretario Académico - UAQ



### 3. Guía para el uso de la aplicación implementada

Al ejecutar la aplicación abre una ventana como la que se muestra en la Figura A1.

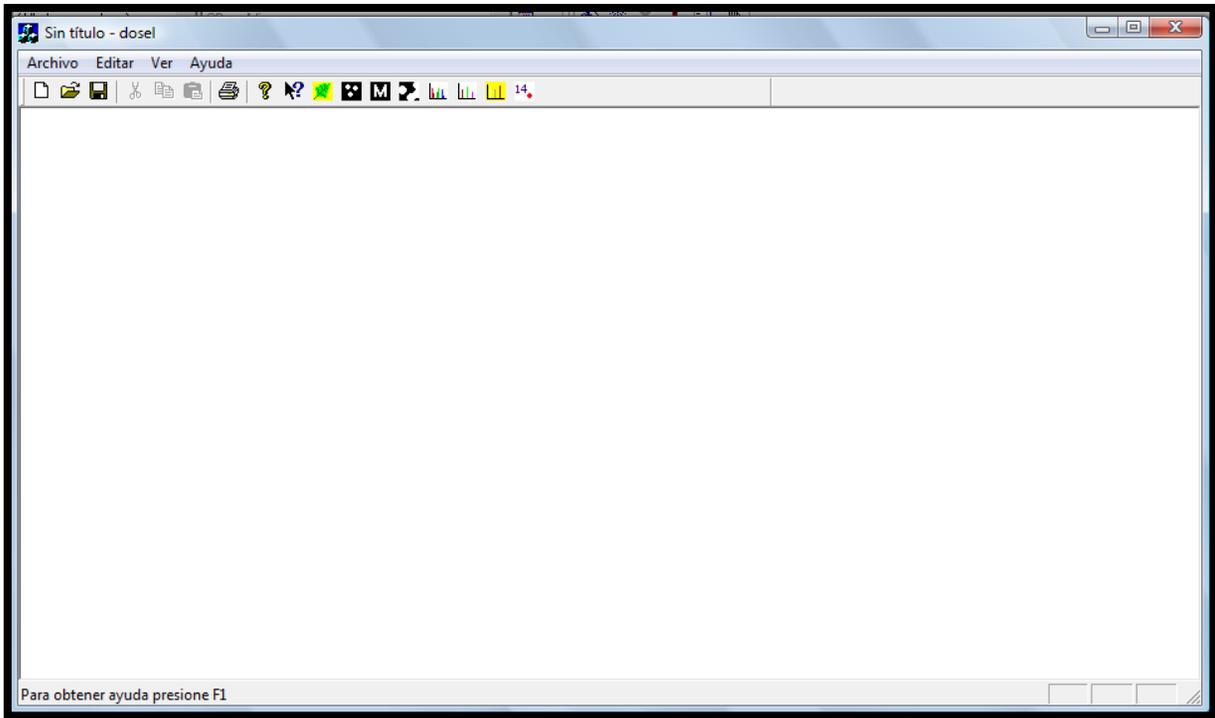


Figura A1. Ventana de inicio

En esta ventana se observan varias opciones, mismas que se describen a continuación (Figura A2).

- a. Opción que permite cargar una imagen en formato bmp, seleccionada desde una ubicación.

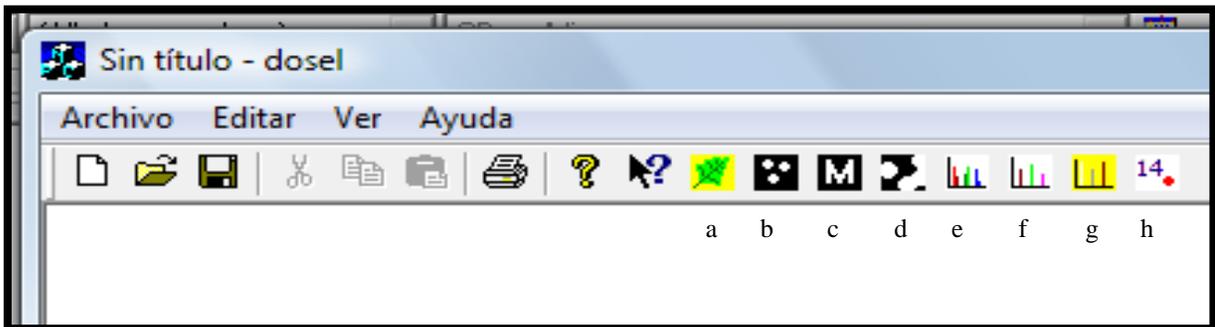


Figura A2. Opciones de la aplicación

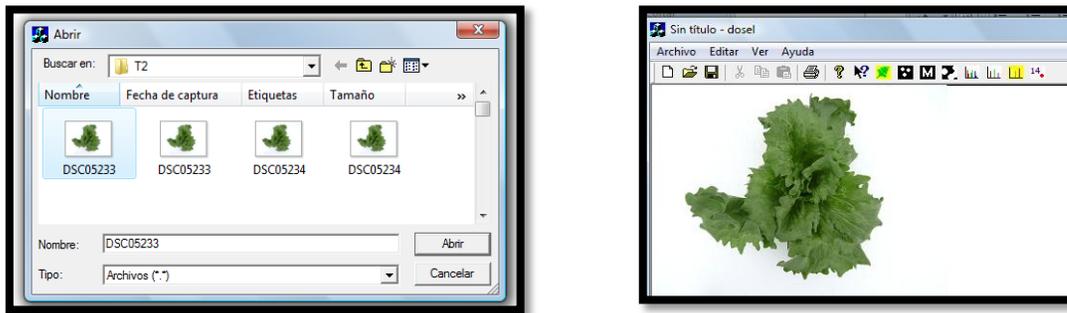


Figura A3. Cargando una imagen bmp en pantalla

- b. Esta opción permite segmentar la imagen.

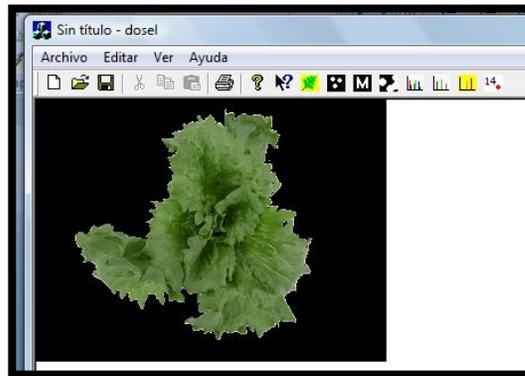


Figura A4. Opción de imagen segmentada

- c. Esta opción permite eliminar ruido presente en la imagen usando el filtro de la mediana.
- d. Esta opción elimina ruido o también llamados bordes presentes en las orillas de las imágenes y que no se elimina con el filtro de la mediana.
- e. y f. Opción que permite generar el histograma del RGB y HSI de la imagen (Figura A5).
- g. Opción que genera el histograma LSM y muestra el promedio de cada uno de los componentes LSM (Luminancia, saturación, matiz) y RGB (red, green, blue) y la combinación SM (saturación-matiz) (Figura A6).
- h. Opción que permite visualizar el valor de un pixel en la imagen en cada uno de los componentes en RGB y LSM. Solo basta con pasar el cursor por la imagen para visualizar los valores de los componentes. Para desactivar esta opción basta con volver a dar clic sobre el ícono de esta opción (Figura A7).

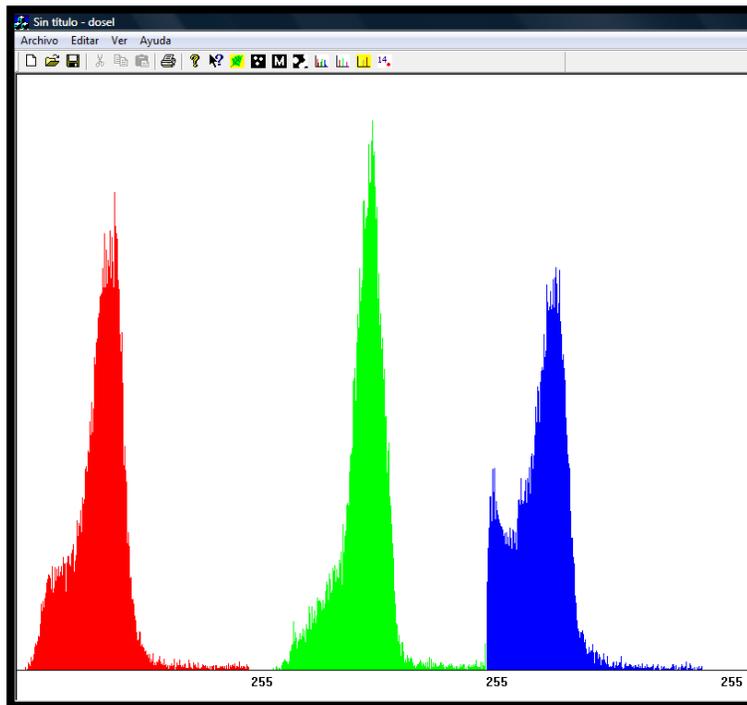


Figura A5. Opción de generar histograma RGB

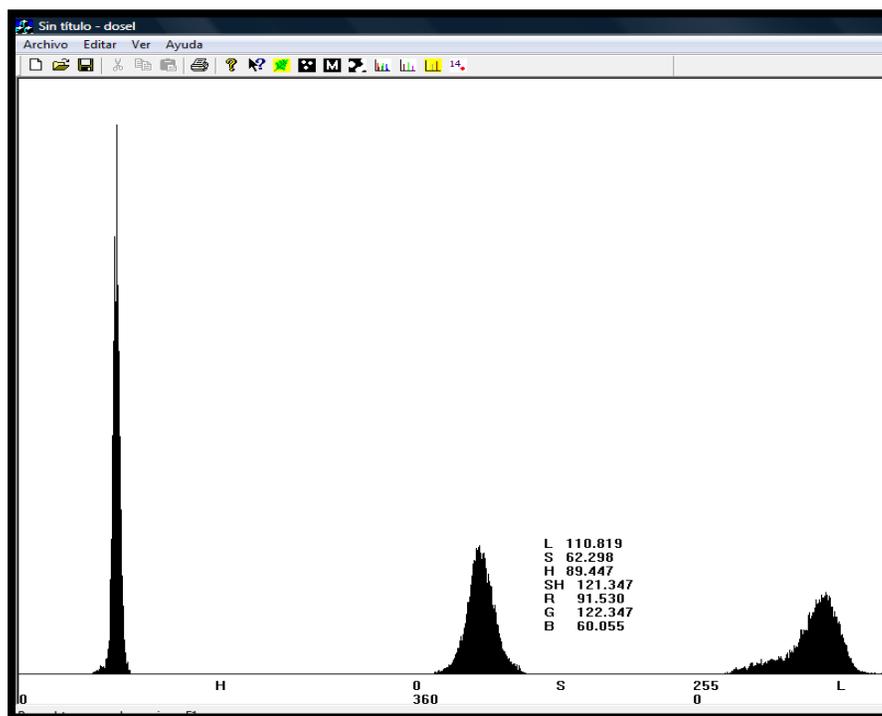


Figura A6. Histograma y promedio de los componentes de RGB y LSM.

L = luminancia  
 S= saturación  
 H = matiz  
 SH= matiz-saturación  
 R= red  
 G =green  
 B=blue

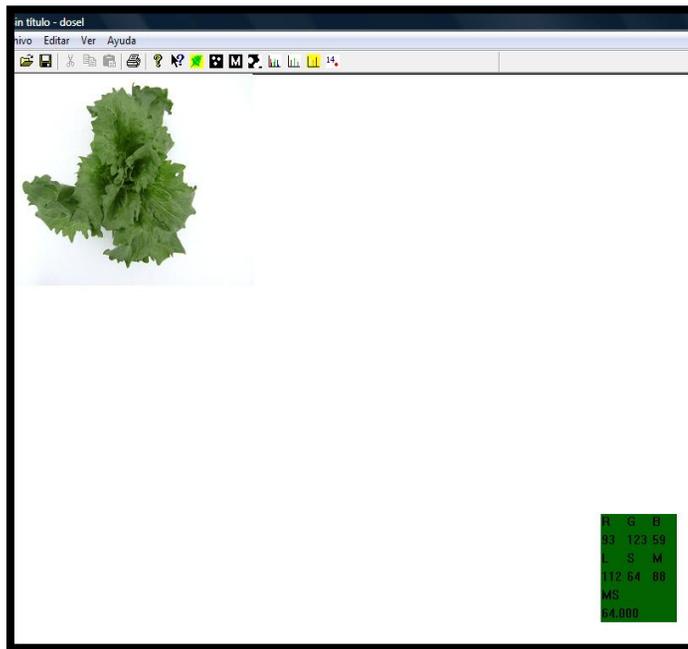


Figura A7. Visualización de los valores de cada componente en RGB y LSM en un punto de la imagen.

#### 4. Código fuente del software implementado.

```
// doselView.cpp : implementation of the CDoselView class
#include "stdafx.h"
#include "dosel.h"
#include "math.h"
#include "doselDoc.h"
#include "doselView.h"
#include "Imagen.h"
#include "nodoLis.h"
#ifdef _DEBUG
#define new DEBUG_NEW
#undef THIS_FILE
static char THIS_FILE[] = __FILE__;
#endif

//////////////////////////////////////
// CDoselView

IMPLEMENT_DYNCREATE(CDoselView, CView)
BEGIN_MESSAGE_MAP(CDoselView, CView)
   //{{AFX_MSG_MAP(CDoselView)
    ON_COMMAND(ID_ABRE_IMAGEN, OnCargaImagen)
    ON_WM_PAINT()
    ON_COMMAND(ID_ELIMINABORDES, OnEliminabordes)
    ON_COMMAND(ID_HistRGB, OnHistRGB)
    ON_COMMAND(ID_HistHSI, OnHistHSI)
    ON_COMMAND(ID_H, OnH)
    }}

```

```

        ON_WM_MOUSEMOVE()
        ON_COMMAND(ID_MUESTRA_VAL_PIX, OnMuestraValPix)
        ON_COMMAND(ID_HistLSM, OnHistLSM)
        ON_COMMAND(ID_SEGMENTA_Hasan, OnSEGMENTAHasan)
        ON_COMMAND(ID_MEDIANA, OnMediana)
    //} }AFX_MSG_MAP
    // Standard printing commands
        ON_COMMAND(ID_FILE_PRINT, CView::OnFilePrint)
        ON_COMMAND(ID_FILE_PRINT_DIRECT, CView::OnFilePrint)
        ON_COMMAND(ID_FILE_PRINT_PREVIEW, CView::OnFilePrintPreview)
END_MESSAGE_MAP()
////////////////////////////////////
// CDoselView construction/destruction
CDoselView::CDoselView()
{
    b_pintaSegm=0;
    bandFiltro=-1;
    band_muestraValPixel=0;
    band_union=0;
    band_compara=0;
    band_mediana=0;
}
CDoselView::~CDoselView()
{
}
BOOL CDoselView::PreCreateWindow(CREATESTRUCT& cs)
{
    return CView::PreCreateWindow(cs);
}

////////////////////////////////////
// CDoselView drawing
void CDoselView::OnDraw(CDC* pDC)
{
    CDoselDoc* pDoc = GetDocument();
    ASSERT_VALID(pDoc);
}
////////////////////////////////////
// CDoselView printing
BOOL CDoselView::OnPreparePrinting(CPrintInfo* pInfo)
{
    // default preparation
    return DoPreparePrinting(pInfo);
}
////////////////////////////////////
// CDoselView diagnostics
#ifdef _DEBUG

void CDoselView::AssertValid() const

```

```

{
    CView::AssertValid();
}
void CDoselView::Dump(CDumpContext& dc) const
{
    CView::Dump(dc);
}
CDoselDoc* CDoselView::GetDocument() // non-debug version is inline
{
    ASSERT(m_pDocument->IsKindOf(RUNTIME_CLASS(CDoselDoc)));
    return (CDoselDoc*)m_pDocument;
}
#endif // _DEBUG
////////////////////////////////////
// CDoselView message handlers
void CDoselView::OnCargaImagen()
{
    bandFiltro=-1; //bandera de filtro
    b_pintaSegm=0;
    band_metodo=-1;
    abrir_archivo();
}
void CDoselView::abrir_archivo()
{
    CFile ar;
    CFileDialog ventana(true,NULL, NULL, OFN_HIDEREADONLY | OFN_OVERWRITEPROMPT, "Archivos (*.*) |
*.*,NULL);
    if(ventana.DoModal()!=IDOK)
        return;
    ar.Open(ventana.GetPathName(), CFile::modeReadWrite);
    Abre_archivo(&ar);
    ar.Close();

    band_mediana=0; //inicializa bandera de aplicación de mediana a una imagen
}
bool CDoselView::Abre_archivo(CFile *ar)
{
    cabInfo=new cab_info();

    /***** cabecera del archivo *****/

    ar->Read(&(cabArch),2*sizeof(byte)); //cab de archivo
    cabArch[2]='\0';
    ar->Seek(12,SEEK_CUR);
    if((cabArch[0]!='B' | (cabArch[1]!='M'))
    {
        AfxMessageBox("La imagen seleccionada no es BMP");
        return 0;
    }
}

```

```

else
{
/***** cabecera de la información *****/
//tamaño de la cabecera de información
ar->Read(&(cabInfo->tam_cabInfo),4*sizeof(byte));
    //ancho
ar->Read(&(cabInfo->ancho),4*sizeof(byte));
    //alto
ar->Read(&(cabInfo->alto),4*sizeof(byte));
    //planos
ar->Read(&(cabInfo->planos),2*sizeof(byte));
    //bits
ar->Read(&(cabInfo->bits),2*sizeof(byte));
    //compresion
ar->Read(&(cabInfo->compresion),4*sizeof(byte));
    //tamaño imagen
ar->Read(&(cabInfo->t_imagen),4*sizeof(byte));
ar->Read(&(cabInfo->ppm_h),4*sizeof(byte));
//píxeles por metro verticalmente
ar->Read(&(cabInfo->ppm_v),4*sizeof(byte));

    //colores usados
ar->Read(&(cabInfo->colores),4*sizeof(byte));
    //colores importantes
ar->Read(&(cabInfo->colores),4*sizeof(byte));
b_pintaImg=1;
if(cabInfo->bits==24)
{
    limpia_pantalla();
    cargaDatos(ar);
}
else
{
    AfxMessageBox("La imagen seleccionada no es BMP de 24 bits");
    return 1;
}
}
}
void CDoselView::cargaDatos(CFile *ar)
{
int cont=0,x,y;
if(cabInfo->bits==24)
{
    Datos = new CRGB[cabInfo->alto*cabInfo->ancho];
    for(y=0; y<cabInfo->alto;y++)
    {
        for(x=0; x<cabInfo->ancho;x++)
        {
            ar->Read(&(Datos[cont].b),sizeof(byte));

```

```

        ar->Read(&(Datos[cont].g),sizeof(byte));
        ar->Read(&(Datos[cont].r),sizeof(byte));
        cont++;
    }
}
datosAux1=Datos;
pinta_imagen_pantalla(Datos);
}
}
void CDoselView::pinta_imagen_pantalla(CRGB *imagen)
{
    int cont=0,y=0,x=0;

    if(cabInfo->bits==24)
    {
        CDC* pDc=GetDC();
        cont=(cabInfo->ancho*cabInfo->alto);

        for(y=0;y<cabInfo->alto; y++)
        {
            for(x=cabInfo->ancho-1;x>=0; x--) // pinta de derecha hacia izquierda porque si no queda invertida la imagen
            {
                pDc->SetPixel(x,y,RGB(imagen[cont].r ,imagen[cont].g,imagen[cont].b));

                int h=obtenerMatizL2(imagen[cont].r ,imagen[cont].g,imagen[cont].b);
                int l=obtenerLuminancia(imagen[cont].r ,imagen[cont].g,imagen[cont].b);
                int s=obtenerSaturacion(imagen[cont].r ,imagen[cont].g,imagen[cont].b);
                if(cont>0)
                    cont--;
                else
                    break;
            }
        }
    }

}

void CDoselView::OnPaint()
{
    CPaintDC dc(this); // device context for painting
    if(b_pintaImg==1) // entoces pintar imagen
        pinta_imagen_pantalla(Datos);
    else
        if(band_metodo==2) // entoces pintar segmentacion con filtro de mediana
            segmentaPlanta();
}

void CDoselView::OnEliminabordes()
{
    int cont=0;

```

```

CRGB* auxDatos=new CRGB[cabInfo->ancho*cabInfo->alto];
CRGB* auxima=new CRGB[cabInfo->ancho*cabInfo->alto];
auxDatos=Datos;
while(cont<cabInfo->ancho*cabInfo->alto)
{
    if(Datos[cont].g!=0)
        auxima[cont].g=auxima[cont].r=auxima[cont].b=255;
    else
        auxima[cont].g=auxima[cont].r=auxima[cont].b=0;

    cont++;
}
auxima=eliminaBordes(auxima);
pintaDatosBMP(auxima);
cont=0;
while(cont<cabInfo->ancho*cabInfo->alto)
{
    if(auxima[cont].g!=0)
    {
        Datos[cont].g=auxDatos[cont].g;
        Datos[cont].r=auxDatos[cont].r;
        Datos[cont].b=auxDatos[cont].b;
    }
    else
        Datos[cont].g=Datos[cont].r=Datos[cont].b=0;

    cont++;
}
pintaDatosBMP(Datos);
}
void CDoselView::eliminaObjetosOrilla(CRGB* datObj)
{
    CRGB* auxdatElim = new CRGB[cabInfo->ancho*cabInfo->alto];
    int c=0,r=0;
    l=new COBList();
    CRGB* auxDat;
    CnodoLis *n;
    auxDat=datObj;
    for(c=0; c<cabInfo->ancho; c++) //borde inferior
    {
        if(datObj[c].g==255)
        {
            auxDat[c].g=0;
            if(datObj[c+cabInfo->ancho].g==255)
                agregaNuevoNodo(c+cabInfo->ancho);
            if(c < (cabInfo->ancho-1) && datObj[c + cabInfo->ancho + 1].g==255)
                agregaNuevoNodo(c+cabInfo->ancho+1);
            if(c>0 && datObj[c + cabInfo->ancho - 1].g==255)
                agregaNuevoNodo(c+cabInfo->ancho-1);
        }
    }
}

```

```

    }
}
for(c=(cabInfo->ancho * cabInfo->alto - 1) - cabInfo->ancho; c<cabInfo->ancho*cabInfo->alto; c++) //borde superior
{
    if(datObj[c].g==255)
    {
        auxDat[c].g=0;
        if(datObj[c-cabInfo->ancho].g==255)
        agregaNuevoNodo(c-cabInfo->ancho);
        if(c < (cabInfo->ancho*cabInfo->alto-1) && datObj[c - cabInfo->ancho - 1].g==255)
        agregaNuevoNodo(c - cabInfo->ancho - 1);
        if(c>(((cabInfo->ancho * cabInfo->alto) - 1) - cabInfo->ancho+1) && datObj[c - cabInfo->ancho + 1].g==255)
        agregaNuevoNodo(c - cabInfo->ancho + 1);
    }
}
for(r=0; r<=((cabInfo->alto*cabInfo->ancho)-cabInfo->ancho; r+=cabInfo->ancho) //borde lateral izquierdo
{
    if(datObj[r].g==255)
    {
        auxDat[r].g=0;

        if(datObj[r+1].g==255)
        agregaNuevoNodo(r+1);
        if(r != (cabInfo->alto*cabInfo->ancho)-cabInfo->ancho && datObj[r + 1 + cabInfo->ancho].g==255)
        agregaNuevoNodo(r + 1 + cabInfo->ancho);
        if(r!=0 && datObj[r + 1 - cabInfo->ancho].g==255)
        agregaNuevoNodo(r + 1 - cabInfo->ancho);
    }
}
while(l->GetCount(>0)
{
    POSITION pos=l->GetHeadPosition();
    n=(CnodoLis*)l->GetNext(pos);
    l->RemoveHead();
    auxDat[n->pos].g=0;

    if(auxDat[n->pos+1].g==255)
    agregaNuevoNodo(n->pos+1);
    if(auxDat[n->pos-1].g==255)
    agregaNuevoNodo(n->pos-1);

    if(auxDat[n->pos+cabInfo->ancho].g==255)
    agregaNuevoNodo(n->pos+cabInfo->ancho);
    if(auxDat[n->pos-cabInfo->ancho].g==255)
    agregaNuevoNodo(n->pos-cabInfo->ancho);

    if(auxDat[n->pos+cabInfo->ancho+1].g==255)
    agregaNuevoNodo(n->pos+cabInfo->ancho+1);
    if(auxDat[n->pos+cabInfo->ancho-1].g==255)
    agregaNuevoNodo(n->pos+cabInfo->ancho-1);
}

```

```

        if(auxDat[n->pos-cabInfo->ancho+1].g==255)
        agregaNuevoNodo(n->pos-cabInfo->ancho+1);
        if(auxDat[n->pos-cabInfo->ancho-1].g==255)
        agregaNuevoNodo(n->pos-cabInfo->ancho-1);
    }

    Datos=im->Datos=auxDat;
    im->pintaImagen();
    im->UpdateData(true);
}
CRGB* CDoseIView::eliminaBordes(CRGB* datObj)
{
    CRGB* auxdatElim = new CRGB[cabInfo->ancho*cabInfo->alto];
    int c=0,r=0;
    l=new COBList();
    CRGB* auxDat;
    CnodoLis *n;
    auxdatElim=datObj;
    for(c=0; c<cabInfo->ancho; c++) //borde inferior
    {
        if(datObj[c].g==255)
        {
            auxdatElim[c].g=0;
            if(datObj[c+cabInfo->ancho].g==255)
            agregaNuevoNodo(c+cabInfo->ancho);
            if(c < (cabInfo->ancho-1) && datObj[c + cabInfo->ancho + 1].g==255)
            agregaNuevoNodo(c+cabInfo->ancho+1);
            if(c>0 && datObj[c + cabInfo->ancho - 1].g==255)
            agregaNuevoNodo(c+cabInfo->ancho-1);
        }
    }
    for(c=(cabInfo->ancho * cabInfo->alto - 1) - cabInfo->ancho; c<cabInfo->ancho*cabInfo->alto; c++) //borde superior
    {
        if(datObj[c].g==255)
        {
            auxdatElim[c].g=0;
            if(datObj[c-cabInfo->ancho].g==255)
            agregaNuevoNodo(c-cabInfo->ancho);
            if(c < (cabInfo->ancho*cabInfo->alto-1) && datObj[c - cabInfo->ancho - 1].g==255)
            agregaNuevoNodo(c - cabInfo->ancho - 1);
            if(c>(((cabInfo->ancho * cabInfo->alto) - 1) - cabInfo->ancho+1) && datObj[c - cabInfo->ancho + 1].g==255)
            agregaNuevoNodo(c - cabInfo->ancho + 1);
        }
    }
    for(r=0; r<=((cabInfo->alto*cabInfo->ancho)-cabInfo->ancho; r+=cabInfo->ancho) //borde lateral izquierdo
    {
        if(datObj[r].g==255)
        {
            auxdatElim[r].g=0;
            if(datObj[r+1].g==255)

```

```

    agregaNuevoNodo(r+1);
        if(r != (cabInfo->alto*cabInfo->ancho)-cabInfo->ancho && datObj[r + 1 + cabInfo->ancho].g==255)
    agregaNuevoNodo(r + 1 + cabInfo->ancho);
        if(r!=0 && datObj[r + 1 - cabInfo->ancho].g==255)
    agregaNuevoNodo(r + 1 - cabInfo->ancho);
    }
}
for(r=cabInfo->ancho-1; r<=(cabInfo->alto*cabInfo->ancho); r+=cabInfo->ancho) //borde lateral derecho
{
if(datObj[r].g==255)
{
    auxdatElim[r].g=0;
if(datObj[r+1].g==255)
    agregaNuevoNodo(r+1);
if(r != (cabInfo->alto*cabInfo->ancho)-cabInfo->ancho && datObj[r + 1 + cabInfo->ancho].g==255)
    agregaNuevoNodo(r + 1 + cabInfo->ancho);
if(r!=0 && datObj[r + 1 - cabInfo->ancho].g==255)
    agregaNuevoNodo(r + 1 - cabInfo->ancho);
}
}
while(l->GetCount(>0)
{
    POSITION pos=l->GetHeadPosition();
    n=(CnodoLis*)l->GetNext(pos);
    l->RemoveHead();
    auxdatElim[n->pos].g=0;

if(auxdatElim[n->pos+1].g==255)
    agregaNuevoNodo(n->pos+1);
if(auxdatElim[n->pos-1].g==255)
    agregaNuevoNodo(n->pos-1);

if(auxdatElim[n->pos+cabInfo->ancho].g==255)
    agregaNuevoNodo(n->pos+cabInfo->ancho);
if(auxdatElim[n->pos-cabInfo->ancho].g==255)
    agregaNuevoNodo(n->pos-cabInfo->ancho);

if(auxdatElim[n->pos+cabInfo->ancho+1].g==255)
    agregaNuevoNodo(n->pos+cabInfo->ancho+1);
if(auxdatElim[n->pos+cabInfo->ancho-1].g==255)
    agregaNuevoNodo(n->pos+cabInfo->ancho-1);

if(auxdatElim[n->pos-cabInfo->ancho+1].g==255)
    agregaNuevoNodo(n->pos-cabInfo->ancho+1);
if(auxdatElim[n->pos-cabInfo->ancho-1].g==255)
    agregaNuevoNodo(n->pos-cabInfo->ancho-1);
}
return auxdatElim;

```

```

}
void CDoselView::agregaNuevoNodo(int pos)
{
    CnodoLis *n=new CnodoLis();
    n->pos=pos;
    l->AddHead(n);
}
void CDoselView::cuentaTonosbandaRGB()
{
    int x,y, cont=(cabInfo->ancho*cabInfo->alto);
    CNRGB *TablaRGB=new CNRGB[255];
    CDC* pdc=GetDC();
    if(cabInfo->bits==24)
    {
        for(y=0; y<256;y++)
        {
            TablaRGB[y].fRi=TablaRGB[y].fGi=TablaRGB[y].fBi=0;
            TablaRGB[y].inivC=y;
        }
        for(y=0;y<cabInfo->alto; y++)
        {
            for(x=cabInfo->ancho-1;x>=0; x--) // pinta de derecha hacia izquierda porque si no queda invertida la imagen
            {
                if(Datos[cont].r!=0 & Datos[cont].g!=0 & Datos[cont].b!=0)
                {
                    TablaRGB[Datos[cont].r].fRi++;
                    TablaRGB[Datos[cont].g].fGi++;
                    TablaRGB[Datos[cont].b].fBi++;
                }
                cont--;
            }
        }
        HistogramaRGB(TablaRGB);
    }
}

void CDoselView::HistogramaRGB(CNRGB* tRGB)
{
    int x=0,ini=650, y=0, cont=0,i=0;
    CDC* pdc=GetDC();
    int mr=0, mg=0, mb=0;

    for(i=0; i<256; i++)
    {
        if(tRGB[i].fRi>mr)
            mr=tRGB[i].fRi;
        if(tRGB[i].fGi>mg)
            mg=tRGB[i].fGi;
        if(tRGB[i].fBi>mb)

```

```

        mb=tRGB[i].fBi;

    if(mr<mg)
        mr=mg;
    if(mr<mb)
        mr=mb;
}
for(i=0; i<256; i++)
{
    cont=(tRGB[i].fRi*600)/mr;
    while(cont>0)
    {
        pdc->SetPixel(x,y,RGB(255,0,0));
        y--;
        cont--;
    }
    x++;
    y=ini;
}
pdc->TextOut(x,655,"255");
for(i=0; i<256; i++)
{
    cont=(tRGB[i].fGi*600)/mr;
    while(cont>0)
    {
        pdc->SetPixel(x,y,RGB(0,255,0));
        y--;
        cont--;
    }
    x++;
    y=ini;
}
pdc->TextOut(x,655,"255");
for(i=0; i<256; i++)
{
    cont=(tRGB[i].fBi*600)/mr;
    while(cont>0)
    {
        pdc->SetPixel(x,y,RGB(0,0,255));
        y--;
        cont--;
    }
    x++;
    y=ini;
}
pdc->TextOut(x,655,"255");
pdc->LineTo(0,650);
pdc->LineTo(800,650);
}

```

```

void CDoselView::OnHistRGB()
{
    limpia_pantalla();
    cuentaTonosbandaRGB();
}
void CDoselView::OnHistHSI()
{
    limpia_pantalla();
    RGBaHSI();
}
void CDoselView::RGBaHSI()
{
    double long r,g,b,h,s,i,mini=0,ang=0;
    CRGB* hsi = new CRGB[cabInfo->ancho*cabInfo->alto];
    int x,y, cont=(cabInfo->ancho*cabInfo->alto)-1;
    float Pi = 3.1416, Fa = 180/Pi, auxang;
    int arrH[360];
    int arrS[100];
    int arrI[256];
    for(int c=0; c<360; c++)
    {
        if(c<100)
            arrS[c]=0;
        if(c<256)
            arrI[c]=0;

        arrH[c]=0;
    }
    CDC* pdc=GetDC();
    if(cabInfo->bits==24)
    {
        for(y=0;y<cabInfo->alto; y++)
        {
            for(x=cabInfo->ancho-1;x>=0; x--) // pinta de derecha hacia izquierda porque si no queda invertida la imagen
            {
                float sumrgb=(float)Datos[cont].r+Datos[cont].g+Datos[cont].b;
                if(sumrgb!=0)
                {
                    r=(double)Datos[cont].r/sumrgb;
                    g=(double)Datos[cont].g/sumrgb;
                    b=(double)Datos[cont].b/sumrgb;
                }
                else
                {
                    r=(double)Datos[cont].r;
                    g=(double)Datos[cont].g;
                    b=(double)Datos[cont].b;
                }
                mini=min(min(r,g),b);
            }
        }
    }
}

```

```

if(r==g && r==b)
    ang=0;
else
    auxang=ang=0.5*((r-g)+(r-b))/pow((pow((r-g),2)+(r-b)*(g-b)),0.5);

    ang = acos(ang);
if(b<=g)
    hsi[cont].H= ang*Fa;
else
{
    ang=1- abs(auxang);
    hsi[cont].H=(double)acos(ang)*Fa;
}
hsi[cont].S = (1 - 3 * min(min(r,g),b))*100;//1-(3/(r+g+b))*mini;
hsi[cont].I= (Datos[cont].r+Datos[cont].g+Datos[cont].b)/3;//(r+g+b)/3;
// if(Datos[cont].r!=0 & Datos[cont].g!=0 & Datos[cont].b!=0)//condición para que solo cuente aquellos pixeles que sean
diferentes de cero, es decir que solo cuete la imagen segmentada
{
    arrH[(int)hsi[cont].H]++;
    arrS[(int)hsi[cont].S]++;
    arrI[(int)hsi[cont].I]++;
}
cont--;

}
}
HSIaRGB(hsi);
HistogramaHSI(arrH,arrS,arrI);
}
}
void CDoselView::HSIaRGB(CRGB* hsi)
{
int x,y, cont=(cabInfo->ancho*cabInfo->alto)-1;
float h=0,i=0,s=0,r,g,b;
float pi = 3.1416, Fa = pi/180;
CDC* pdc=GetDC();
for(y=0;y<cabInfo->alto; y++)
{
for(x=cabInfo->ancho-1;x>=0; x--) // pinta de derecha hacia izquierda porque si no queda invertida la imagen
{
h=hsi[cont].H*pi/180;
s=hsi[cont].S/100;
i=hsi[cont].I/255; //modificado para una misma intensidad
if(h < (2*pi / 3))
{
b=i * (1 - s);//hsi[cont].I*(1-hsi[cont].S);
r= i * (1 + (s * cos(h) / cos(pi / 3 - h)));//hsi[cont].I* (1+ (hsi[cont].S*cos(h)/cos(60-h) );
g=3 * i - (b + r); //3*hsi[cont].I - (r+b);

```

```

}
if((2*pi / 3) <= h && h < (4 * pi / 3))/if(h>=120 & h<240)
{
    h= h - 2 * pi/3;/h-120;
    r=i * (1 - s);/i * (1 + (s * cos(h) / cos(pi / 3 - h)))/hsi[cont].I*(1-hsi[cont].S);
    g=i * (1 + (s * cos(h) / cos(pi / 3 - h)))/hsi[cont].I*(1+(hsi[cont].S*cos(h)/cos(60-h)));
    b=3 * i - (r + g);/3*hsi[cont].I-(r+g);
}
if((4*pi / 3) <= h && h < (2 * pi))/if(h>=240 & h<=360)
{
    h = h - 4 * pi/3;/h=h-240;
    g=i * (1 - s);/hsi[cont].I*(1-hsi[cont].S);
    b=i * (1 + (s * cos(h) / cos(pi / 3 - h)))/hsi[cont].I*(1+(hsi[cont].S*cos(h)/cos(60-h)));
    r=3 * i - (g + b);/3*hsi[cont].I-(g+b);
}
b=b*255;
r=r*255;
g=g*255;
pdc->SetPixel(x,y,RGB(r,g,b));
cont--;
}
}
}
void CDoselView::HistogramaHSI(int* contH, int* contS, int* contI)
{
int x=0,ini=650, y=0, cont=0,i=0;
CDC* pdc=GetDC();
int mh=0, ms=0, mi=0;

for(i=0; i<360; i++)
{
if(contH[i]>mh)
    mh=contH[i];
if(i<100)
{
if(contS[i]>ms)
    ms=contS[i];
}
if(i<256)
{
if(contI[i]>mi)
    mi=contI[i];
}

if(mh<ms)
    mh=ms;
if(mh<mi)
    mh=mi;
}
}

```

```

for(i=0; i<360; i++)
{
cont=(contH[i]*600)/mh;
while(cont>0)
{
pdc->SetPixel(x,y,RGB(0,0,0));
y--;
cont--;
}
x++;
y=ini;
}
pdc->TextOut(x,655,"360");
pdc->TextOut(x-180,670,"H");
for(i=0; i<100; i++)
{
cont=(contS[i]*600)/mh;
while(cont>0)
{
pdc->SetPixel(x,y,RGB(50,50,200));
y--;
cont--;
}
x++;;
y=ini;
}
pdc->TextOut(x,655,"100");
pdc->TextOut(x-50,670,"S");
for(i=0; i<256; i++)
{
cont=(contI[i]*600)/mh;
while(cont>0)
{
pdc->SetPixel(x,y,RGB(100,50,50));
y--;
cont--;
}
x++;
y=ini;
}
pdc->TextOut(x,655,"255");
pdc->TextOut(x-125,670,"I");
pdc->LineTo(0,650);
pdc->LineTo(800,650);
}
void CDoselView::RGB_a_matiz()
{
int x,y, cont=(cabInfo->ancho*cabInfo->alto)-1;
float h,h1,h2,r,g,b,mg=0, mc=-1000;

```

```

CDC* pdc=GetDC();
int ant=0;
CRGB *datosAux;// = new CRGB[cabInfo->alto*cabInfo->ancho];
datosAux=Datos;
CRGB *datosM= new CRGB[cabInfo->alto*cabInfo->ancho];
for(y=0;y<cabInfo->alto; y++)
{
for(x=cabInfo->ancho-1;x>=0; x--) // pinta de derecha hacia izquierda porque si no queda invertida la imagen
{
r=(double)Datos[cont].r;
g=(double)Datos[cont].g;
b=(double)Datos[cont].b;
h=obtenerMatiz(r,g,b)*42;
h1=obtenerMatizL1(r,g,b);
h2=obtenerMatizL2(r,g,b);
pdc->SetPixel(x+cabInfo->ancho,y,RGB(h,h,h));
pdc->SetPixel(x+cabInfo->ancho,y+250,RGB(h1,h1,h1));
pdc->SetPixel(x+cabInfo->ancho,y+500,RGB(h2,h2,h2));
cont--;
}
}
}
void CDoselView::RGB_a_saturacion()
{
int x,y, cont=(cabInfo->ancho*cabInfo->alto)-1;
float h,r,g,b, mg=0, mc=-1000;
CDC* pdc=GetDC();
CRGB *datosAux;
datosAux=Datos;
CRGB *datosM= new CRGB[cabInfo->alto*cabInfo->ancho];
for(y=0;y<cabInfo->alto; y++)
{
for(x=cabInfo->ancho-1;x>=0; x--) // pinta de derecha hacia izquierda porque si no queda invertida la imagen
{
r=(double)Datos[cont].r;
g=(double)Datos[cont].g;
b=(double)Datos[cont].b;
float s=obtenerSaturacion(r,g,b);
float s1=obtenerSaturacionL1(r,g,b);
float s2=obtenerSaturacionL2(r,g,b);
pdc->SetPixel(x+(cabInfo->ancho*2),y,RGB(s,s,s));
pdc->SetPixel(x+(cabInfo->ancho*2),y+250,RGB(s1,s1,s1));
pdc->SetPixel(x+(cabInfo->ancho*2),y+500,RGB(s2,s2,s2));

if(mg<s)
mg=s;
if(mc===-1000)
mc=s;
else

```

```

if(s<mc)
    mc=s;

cont--;
}
}

}

void CDoselView::RGB_a_luminancia()
{
int x,y, cont=(cabInfo->ancho*cabInfo->alto)-1;
float h,r,g,b;
CDC* pdc=GetDC();
CRGB *datosAux;
datosAux=Datos;
CRGB *datosM= new CRGB[cabInfo->alto*cabInfo->ancho];
for(y=0;y<cabInfo->alto; y++)
{
for(x=cabInfo->ancho-1;x>=0; x--) // pinta de derecha hacia izquierda porque si no queda invertida la imagen
{
r=(double)Datos[cont].r;
g=(double)Datos[cont].g;
b=(double)Datos[cont].b;
float i=obtenerLuminancia(r,g,b);
float i1=obtenerLuminanciaL1(r,g,b);
float i2=obtenerLuminanciaL2(r,g,b);
pdc->SetPixel(x+(cabInfo->ancho*3),y,RGB(i,i,i));
pdc->SetPixel(x+(cabInfo->ancho*3),y+250,RGB(i1,i1,i1));
pdc->SetPixel(x+(cabInfo->ancho*3),y+500,RGB(i2,i2,i2));
cont--;
}
}

}

/*****/
////////nueva familia LSM
double CDoselView::obtenerLuminancia(int red, int green, int blue)
{
double l=0;
l=.213*red+.715*green+.072*blue;
return l;
}

double CDoselView::obtenerSaturacion(int red, int green, int blue)
{
double s=0;
float maxi=max(max(red,green),blue);
float mini=min(min(red,green),blue);
s=maxi-mini;
return s;
}

```

```

}
double CDoselView::obtenerMatiz(int red, int green, int blue)
{
double m=0,k=60;
float denom=max(max(red,green),blue)-min(min(red,green),blue);
float menor=min(min(red,green),blue);
float maximo=max(max(red,green),blue);
if(red==maximo)
    m=(green-blue)/(denom);
else
if(green==maximo)
    m=((blue-red)/(denom))+2;
else
if(blue==maximo)
    m=((red-green)/(denom))+4;

if(red==green && red==blue)
    m=0;
return m*k;
}
/*****//*****
/////////norma L2 del espacio euclidio

double CDoselView::obtenerLuminanciaL2(int red, int green, int blue)
{
double l=0;
    l=(1/sqrt(3))*sqrt((pow(red,2)+pow(green,2)+pow(blue,2)));
return l;
}
double CDoselView::obtenerSaturacionL2(int red, int green, int blue)
{
double s=0;
    s=(1.5)*sqrt(pow(2*red-green-blue,2)+pow(2*green-blue-red,2)+pow(2*blue-green-red,2));
return s;
}
double CDoselView::obtenerMatizL2(int red, int green, int blue)
{
double h=0,k=42, hast=0;
float num=(red-.5*green-.5*blue);
float den=sqrt(pow(red,2)+pow(green,2)+pow(blue,2)-red*green-red*blue-blue*green);
    hast=acos(num/den);
    hast=(180/3.1416)*hast;
    if(blue>green)
        h=360-hast;
    else
        h=hast;
return h;
}
/////////*****//*****

```

```

//////////norma L1 del espacio euclidio
double CDoselView::obtenerLuminanciaL1(int red, int green, int blue)
{
double l=0;
double mediana=0, maximo=0, minimo=0;
    mediana=obtenerMediana(red, green, blue);
    l= 0.33333333*(max(max(red,green),blue) + min(min(red,green),blue)+mediana);
return l;
}
double CDoselView::obtenerMediana(int red, int green, int blue)
{
double mediana=0, maximo=0, minimo=0;
maximo=max(max(red,green),blue);
minimo=min(min(red,green),blue);
if(red==green & green==blue )
    mediana=red;
else
if(minimo<red && maximo>red)
    mediana=red;
else
    if(minimo<green && maximo>green)
        mediana=green;
else
    if(minimo<blue && maximo>blue)
        mediana=blue;

    return mediana;
}
double CDoselView::obtenerSaturacionL1(int red, int green, int blue)
{
double s=0, mediana=0, lumi=0;
    mediana=obtenerMediana(red, green, blue);
    lumi=obtenerLuminanciaL1(red,green,blue);
    if(lumi>=mediana)
        s=1.5*(max(max(red,green),blue)-lumi);
    else
        if(lumi<=mediana)
            s=1.5*(lumi-min(min(red,green),blue));
return s;
}
double CDoselView::obtenerMatizL1(int red, int green, int blue)
{
double m=0,mediana,landa=0,s=0,k=42;
if(red>green & green >=blue)
    landa=0;
else
if(green>=red & red>blue)
    landa=1;
else

```

```

if(green>blue & blue>=red)
    landa=2;
else
if(blue>=green & green>red)
    landa=3;
else
if(blue>red & red>=green)
    landa=4;
else
if(red>=blue & blue>green)
    landa=5;

mediana=obtenerMediana(red, green, blue);
s=obtenerSaturacionL1(red,green,blue);
m=k*(landa+0.5-(-1)*((landa*(max(max(red,green),blue)+min(min(red,green),blue)-2*mediana))/(2*s)));
    return m;
}
//////////////////*****////////////////////////////////////
void CDoselView::limpia_pantalla()
{
CDC* pdc=GetDC();
pdc->Rectangle(0,0,1600,700);
}
void CDoselView::OnH()
{
RGB_a_matiz();
RGB_a_saturacion();
RGB_a_luminancia();
}
void CDoselView::OnMouseMove(UINT nFlags, CPoint point)
{
if(band_muestraValPixel==1)
{
char r[3];
char g[3];
char b[3];
char l[3];
char s[3];
char m[3];
char l1[3];
char s1[3];
char m1[3];
char l2[3];
char s2[3];
char m2[3];
char mh[3];
int i=0,x,y,z;
do
{

```

```

l[i]=s[i]=m[i]=0;
l1[i]=s1[i]=m1[i]=0;
l2[i]=s2[i]=m2[i]=0;
r[i]=g[i]=b[i]='\0';
mh[i]='\0';
i++;
}while(i<3);
CDC* pdc=GetDC();
int x1=720,x2=750, x3=780;

COLORREF pixel=pdc->GetPixel(point);
//COLORREF c = ::GetPixel(hdc, point.x, point.y);
int rojo=GetRValue(pixel);
int azul=GetBValue(pixel);
int verde=GetGValue(pixel);

double matiz=obtenerMatiz(rojo,verde, azul);
double saturacion=obtenerSaturacion(rojo,verde, azul);
double lumi=obtenerLuminancia(rojo,verde, azul);

double matiz1=obtenerMatizL1(rojo,verde, azul);
double saturacion1=obtenerSaturacionL1(rojo,verde, azul);
double lumi1=obtenerLuminanciaL1(rojo,verde, azul);

double matiz2=obtenerMatizL2(rojo,verde, azul);
double saturacion2=obtenerSaturacionL2(rojo,verde, azul);
double lumi2=obtenerLuminanciaL2(rojo,verde, azul);

int rr,gg,bb;
convierteIHLSaRGB(matiz2,saturacion, lumi,&rr, &gg, &bb);
double ms=calculaMS(obtenerSaturacion(rojo,verde,azul),obtenerLuminancia(rojo,verde,azul)); //calcula el valor de
saturacion y matiz juntas

if(matiz<0)
    matiz=360+matiz;

ltoa(lumi,l,10);
ltoa(saturacion,s,10);
ltoa(matiz,m,10);

ltoa(lumi1,l1,10);
ltoa(saturacion1,s1,10);
ltoa(matiz1,m1,10);

ltoa(lumi2,l2,10);
ltoa(saturacion2,s2,10);
ltoa(matiz2,m2,10);

ltoa(rojo,r,10);

```

```

itoa(verde,g,10);
itoa(azul,b,10);

pdc->FillSolidRect(x1-1,480,90,118,RGB(2,100,0));
pdc->TextOut(x1,480,'R');
pdc->TextOut(x2,480,'G');
pdc->TextOut(x3,480,'B');
pdc->TextOut(x1,500,r);
pdc->TextOut(x2,500,g);
pdc->TextOut(x3,500,b);

pdc->TextOut(x1,520,'L');
pdc->TextOut(x2,520,'S');
pdc->TextOut(x3,520,'M');
pdc->TextOut(x1,540,l);
pdc->TextOut(x2,540,s);
pdc->TextOut(x3,540,m);

/*****Muestra el valor de saturacion y matiz*****/
CString cadMS;
cadMS.Format("%2.3f ",ms);
pdc->TextOut(x1,560,"MS");
pdc->TextOut(x1,580,cadMS);

CView::OnMouseMove(nFlags, point);
}
}
void CDoselView::OnMuestraValPix()
{
if(band_muestraValPixel==0)
    band_muestraValPixel=1;
else
    band_muestraValPixel=0;
}

CRGB* CDoselView::Obtener_Imagen_a_ColorSegmentada(CRGB *Isegm, CRGB *Ioriginal)
{

CDC* pdc=GetDC();
int x,y,cont=(cabInfo->alto*cabInfo->ancho)-1;
CRGB *nImagen=new CRGB[cabInfo->alto*cabInfo->ancho];
for(y=0;y<cabInfo->alto; y++)
{
for(x=cabInfo->ancho-1;x>=0; x--) // pinta de derecha hacia izquierda porque si no queda invertida la imagen
{

int colorI = Ioriginal[cont].g;
int colorS = Isegm[cont].g;

```

```

if(colorS==0)
{
    pdc->SetPixel(x,y,RGB(colorS,colorS,colorS));
    nImagen[cont].r=nImagen[cont].g=nImagen[cont].b=0;
}
else
{
    pdc->SetPixel(x,y,RGB(Ioriginal[cont].r,Ioriginal[cont].g,Ioriginal[cont].b));
    nImagen[cont].r=Ioriginal[cont].r;
    nImagen[cont].g=Ioriginal[cont].g;
    nImagen[cont].b=Ioriginal[cont].b;
}

cont--;
}
}
return nImagen;
}

void CDoselView::HistogramaLSM(int *contH, int *contS,int *contL)
{
int x=0,ini=650, y=0, cont=0,i=0, col=0;
CDC* pdc=GetDC();
int mh=0, ms=0, mi=0;

for(i=0; i<360; i++)
{
if(contH[i]>mh)
    mh=contH[i]; //para obtener el nivel de matiz mas alto
if(i<256)
{
if(contS[i]>ms) //para obtener el nivel de saturacion mas alto
    ms=contS[i];

if(contL[i]>mi) //para obtener el nivel de luminancia mas alto
    mi=contL[i];
}

if(mh<ms)
    mh=ms;
if(mh<mi)
    mh=mi;
}

for(i=0; i<360; i++)
{
cont=(contH[i]*600)/mh;
while(cont>0)
{

```

```

    pdc->SetPixel(x,y,RGB(col,col,col));
    y--;
    cont--;
}

x++;
if(x==1)
    pdc->TextOut(x,670,"0");
y=ini;

}
pdc->TextOut(x,670,"360");
pdc->TextOut(x,655,"0");
pdc->TextOut(x-180,655,"H");

for(i=0; i<256; i++)
{

cont=(contS[i]*600)/mh;
while(cont>0)
{
    pdc->SetPixel(x,y,RGB(col,col,col));
    y--;
    cont--;
}
x++;;
y=ini;
}
pdc->TextOut(x,655,"255");
pdc->TextOut(x,670,"0");
pdc->TextOut(x-125,655,"S");

for(i=0; i<256; i++)
{
cont=(contL[i]*600)/mh;
while(cont>0)
{
    pdc->SetPixel(x,y,RGB(col,col,col));
    y--;
    cont--;
}
x++;
y=ini;
}
pdc->TextOut(x,670,"255");
pdc->TextOut(x-125,655,"L");
pdc->LineTo(0,650);
pdc->LineTo(x,650);
}

```

```

void CDoselView::OnHistLSM()
{
CDC* pdc=GetDC();
int x,y,cont=(cabInfo->alto*cabInfo->ancho)-1;
CRGB *nImagen=new CRGB[cabInfo->alto*cabInfo->ancho];
int matiz[360], sat[256], lumi[256];
int r=0, g=0, b=0;
limpia_pantalla();
for(int i=0; i<360; i++)
{
matiz[i]=0;
if(i<256)
{
sat[i]=lumi[i]=0;
}
}
for(y=0;y<cabInfo->alto; y++)
{
for(x=cabInfo->ancho-1;x>=0; x--) // pinta de derecha hacia izquierda porque si no queda invertida la imagen
{

if(Datos[cont].r!=0 && Datos[cont].g!=0 && Datos[cont].b!=0)
{
int m=obtenerMatiz(Datos[cont].r,Datos[cont].g,Datos[cont].b);
if(m<0) //por si matiz es negantivo
m=360+m;
if(m<170) // filtro para eliminar el ruido de las hojas donde el matiz sea mayor de 170
{
matiz[m]=matiz[m]++;
int s=obtenerSaturacion(Datos[cont].r,Datos[cont].g,Datos[cont].b);
sat[s]=sat[s]++;

int l=obtenerLuminancia(Datos[cont].r,Datos[cont].g,Datos[cont].b);
lumi[l]=lumi[l]++;

r=r+Datos[cont].r;
g=g+Datos[cont].g;
b=b+Datos[cont].b;
}
else
{
Datos[cont].r=0;
Datos[cont].g=0;
Datos[cont].b=0;
}
}
cont--;
}
}

```

```

}
calculaLSM(matiz,sat,lumi, &r, &g, &b);
HistogramaLSM(matiz,sat,lumi);
}

void CDoselView::calculaLSM(int *matiz, int *sat, int *lumi, int *r, int *g, int *b)
{
int sumaM=0, sumaS=0, sumaL=0,i=0, mam=0, mas=0,mal=0, mim=1000, mis=0,mil=0,nm=0,ns=0,nl=0, nmen=0;
float rM=0, rS=0, rL=0, rR=0, rG=0, rB=0;
int n=12;
char l[12];
char s[12];
char m[12];
double xx=0;
long yy=0;

CDC* pdc=GetDC();
int contN=0,x,y;
int cont=cabInfo->ancho*cabInfo->alto-1;

for(y=0;y<cabInfo->alto; y++) //contar todos los pixeles negros que no corresponden al objeto.
{
for(x=cabInfo->ancho-1;x>=0; x--) // pinta de derecha hacia izquierda porque si no queda invertida la imagen
{

if(Datos[cont].r!=0 && Datos[cont].g!=0 && Datos[cont].b!=0)
{
contN++;
}
cont--;
}
}
for(i=0; i<360;i++)
{
sumaM=sumaM+matiz[i]*i;

if(matiz[i]!=0)
{
mam=matiz[i];
nm=i;
}
if(mim>matiz[i] && matiz[i]!=0)
{
mim=matiz[i];
nmen=i;
}
}
for(int j=0; j<256;j++)

```

```

{
sumaS=sumaS+sat[j]*j;
sumaL=sumaL+lumi[j]*j;
}
rM=(float)sumaM/(float)(contN);
rS=(float)sumaS/(float)(contN);
rL=(float)sumaL/(float)(contN);
rR=(float)*r/(float)(contN);
rG=(float)*g/(float)(contN);
rB=(float)*b/(float)(contN);
float ms=obtenerPromedioMS_en_Imagen(Datos); //obtiene promedio de matiz y saturacion en la imagen
i=0;
do
{
    l[i]=s[i]=m[i]='\0';
    i++;
}while(i<n);
CString cadL,cadS,cadM,cadMS, cadR, cadB, cadG;
cadL.Format("%2.3f ",rL);
cadS.Format("%2.3f ",rS);
cadM.Format("%2.3f ",rM);
cadMS.Format("%2.3f ",ms);

cadR.Format("%2.3f", rR);
cadG.Format("%2.3f", rG);
cadB.Format("%2.3f", rB);

pdc->TextOut(480,500,"L");
pdc->TextOut(480,515,"S");
pdc->TextOut(480,530,"H");
pdc->TextOut(480,545,"SH");

pdc->TextOut(480,560,"R");
pdc->TextOut(480,575,"G");
pdc->TextOut(480,590,"B");

pdc->TextOut(500,500,cadL);
pdc->TextOut(500,515,cadS);
pdc->TextOut(500,530,cadM);
pdc->TextOut(510,545,cadMS);

pdc->TextOut(510,560,cadR);
pdc->TextOut(510,575,cadG);
pdc->TextOut(510,590,cadB);

}

float CDoselView::calculaMS(float S, float M)

```

```

{
    float cm=cos(M);
    float sm=sin(M);
    cm=pow(S*cos(M),2);
    sm=pow(S*sin(M),2);

    float rms=sqrt(cm+sm);
    float ms=sqrt(pow(S*cos(M),2)+pow(S*sin(M),2));
    return ms;
}

float CDoselView::obtenerPromedioMS_en_Imagen(CRGB *imagen)
{
    float p=0;
    int x,y;
    int cont=cabInfo->ancho*cabInfo->alto-1, contP=0;
    float suma=0;
    float m=0,s=0;

    for(y=0;y<cabInfo->alto; y++) //contar todos los pixeles negros que no corresponden al objeto.
    {
        for(x=cabInfo->ancho-1;x>=0; x--) // pinta de derecha hacia izquierda porque si no queda invertida la imagen
        {

            if(imagen[cont].r!=0 && imagen[cont].g!=0 && imagen[cont].b!=0)
            {
                m=obtenerMatiz(imagen[cont].r,imagen[cont].g,imagen[cont].b);
                s=obtenerSaturacion(imagen[cont].r,imagen[cont].g,imagen[cont].b);
                suma=suma+calculaMS(s,m);
                contP++;
            }

            cont--;

        }
    }
    p=suma/contP;
    return p;
}

void CDoselView::OnSEGMENTAHasan()
{
    band_clicMouse=1;
    segmentaPlanta();
}

void CDoselView::segmentaPlanta()
{

```

```

int x,y,h,v,s,l;
int cont=cabInfo->ancho*cabInfo->alto-1, contP=0;
CDC* pdc=GetDC();
CRGB *aux, *auxmed;
CRGB* imaDS,*imaDL ;
CRGB* imaES, *imaEL;
CRGB* auxDatos=new CRGB[cabInfo->ancho*cabInfo->alto];

auxmed=Datos;

aux=new CRGB[cabInfo->ancho*cabInfo->alto];
while(cont>-1)
{
aux[cont].g=Datos[cont].g;
aux[cont].r=Datos[cont].r;
aux[cont].b=Datos[cont].b;
cont--;
}
cont=cabInfo->ancho*cabInfo->alto-1;
for(y=0;y<cabInfo->alto; y++)
{
for(x=cabInfo->ancho-1;x>=0; x--) // pinta de derecha hacia izquierda porque si no queda invertida la imagen
{

h=obtenerMatiz(Datos[cont].r,Datos[cont].g,Datos[cont].b);
s=obtenerSaturacion(Datos[cont].r,Datos[cont].g,Datos[cont].b);
l=obtenerLuminancia(Datos[cont].r,Datos[cont].g,Datos[cont].b);
v=120-h;
if(v<0)
    v=v*(-1);

if(v>60 || s<20)
{
pdc->SetPixel(x,y,RGB(0,0,0));
auxDatos[cont].r=Datos[cont].r=0;
auxDatos[cont].g=Datos[cont].g=0;
auxDatos[cont].b=Datos[cont].b=0;
auxDatos[cont].H=Datos[cont].H=-1;
auxDatos[cont].S=Datos[cont].S=0;
auxDatos[cont].I=Datos[cont].I=0;
}
else
{
pdc->SetPixel(x,y,RGB(Datos[cont].r,Datos[cont].g,Datos[cont].b));
auxDatos[cont].H=Datos[cont].H=h;
auxDatos[cont].S=Datos[cont].S=s;
auxDatos[cont].I=Datos[cont].I=l;
auxDatos[cont].r=Datos[cont].r;

```

```

auxDatos[cont].g=Datos[cont].g;
auxDatos[cont].b=Datos[cont].b;

}

cont--;

}
}

}

int CDoselView::calculaNuevaPosX(float teta, int x, int y)
{
int X=0;
float c=cos(teta);
float s=sin(teta);
float xc=(x)*c;
float ys=(y)*s;
X=xc-ys;
return X;
}

int CDoselView::calculaNuevaPosY(float teta, int x, int y)
{
int Y=0;

Y=((x)*sin(teta)) + ((y)* cos(teta));
return Y;
}

CRGB* CDoselView::calculaNuevaPosFig(CRGB *imaA, CRGB *ima, float ang)
{
CDC* pdc=GetDC();
int cont=0, x=0,y=0,xn=0,yn=0;
cont=0;
int pos=0;
int tam=cabInfo->ancho*cabInfo->alto-1;
while(cont<=tam)
{
ima[cont].r=ima[cont].g=ima[cont].b=0;
cont++;
}
cont=0;
for(y=0;y<cabInfo->alto; y++)
{

for(x=0; x<cabInfo->ancho; x++)

```

```

{

if(imaA[cont].g!=0 && imaA[cont].r!=0 && imaA[cont].b!=0 )
{
xn=calculaNuevaPosX(ang,x,y);
yn=calculaNuevaPosY(ang,x,y);
pos=((yn*(cabInfo->ancho))+xn);

if(pos>0 && pos <=tam)
{
    ima[pos].r=imaA[cont].r; //guarda en nueva imagen con la nueva pos de X y Y
    ima[pos].g=imaA[cont].g;
    ima[pos].b=imaA[cont].b;
}
}
cont++;
}
}
return ima;
}

CRGB* CDoselView::aplica_mediana(CRGB *ima) //función que aplica filtro de mediana a imagen
{
CRGB* auxdat=new CRGB[cabInfo->alto*cabInfo->ancho];
int cont=(cabInfo->ancho*cabInfo->alto)-1,gris=0;
CDC* pdc=GetDC();
int vec[9],aux=0;
for(int r=0;r<cabInfo->alto;r++)
{
for(int c=0;c<cabInfo->ancho;c++)
{
if(c>0 && r>0 && c<(cabInfo->ancho-1) && r<(cabInfo->alto-1))
{
vec[0]= ima[cont].g;
vec[1]= ima[cont - cabInfo->ancho].g;
vec[2]=ima[cont + cabInfo->ancho].g;
vec[3]=ima[cont-1].g;
vec[4]= ima[cont+1].g;
vec[5]=ima[cont - cabInfo->ancho-1].g;
vec[6]=ima[cont - cabInfo->ancho+1].g;
vec[7]=ima[cont + cabInfo->ancho-1].g;
vec[8]=ima[cont + cabInfo->ancho+1].g;
for(int i=0; i<9-1; i++) //filtro de mediana con 8 vecinos
{
for(int j=0;j<9-1;j++)
{
if(vec[i]>vec[j+1])
{
aux=vec[j];
vec[j]=vec[j+1];

```

```

vec[j+1]=aux;
}
}
}
auxdat[cont].g=auxdat[cont].r=auxdat[cont].b=vec[4];
}
else
{
auxdat[cont].g=auxdat[cont].r=auxdat[cont].b=ima[cont].g;
}
cont--;
}
}
return auxdat;
}
CRGB* CDoseIView::verifica_lista(CRGB* ima, CObList *lis,int color)
{
CnodoLis* n;
while(lis->GetCount(>0)
{
POSITION pos=lis->GetHeadPosition();
n=(CnodoLis*)lis->GetNext(pos);
lis->RemoveHead();
ima[n->pos].g=color;

if(n->pos+1<(cabInfo->alto*cabInfo->ancho))
if(ima[n->pos+1].g==255)//derecha
lis=agregaNuevoNodoLista(n->pos+1,lis);

if(ima[n->pos-1].g==255)//izquierda
lis=agregaNuevoNodoLista(n->pos-1,lis);

if(n->pos+cabInfo->ancho<(cabInfo->alto*cabInfo->ancho))
if(ima[n->pos+cabInfo->ancho].g==255)//abajo
lis=agregaNuevoNodoLista(n->pos+cabInfo->ancho, lis);

if(n->pos-cabInfo->ancho<(cabInfo->alto*cabInfo->ancho))
if(ima[n->pos-cabInfo->ancho].g==255)//arriba
lis=agregaNuevoNodoLista(n->pos-cabInfo->ancho, lis);

if(n->pos+cabInfo->ancho+1<(cabInfo->alto*cabInfo->ancho))
if(ima[n->pos+cabInfo->ancho+1].g==255)//abajo+1
lis=agregaNuevoNodoLista(n->pos+cabInfo->ancho+1,lis);

if(n->pos+cabInfo->ancho-1<(cabInfo->alto*cabInfo->ancho))
if(ima[n->pos+cabInfo->ancho-1].g==255)//abajo-1
lis=agregaNuevoNodoLista(n->pos+cabInfo->ancho-1, lis);

if(n->pos-cabInfo->ancho+1<(cabInfo->alto*cabInfo->ancho))

```

```

if(ima[n->pos-cabInfo->ancho+1].g==255) //arriba+1
    lis=agregaNuevoNodoLista(n->pos-cabInfo->ancho+1, lis);

if(n->pos-cabInfo->ancho-1<(cabInfo->alto*cabInfo->ancho))
if(ima[n->pos-cabInfo->ancho-1].g==255) //arriba-1
    lis=agregaNuevoNodoLista(n->pos-cabInfo->ancho-1, lis);
}
return ima;
}

COBList* CDoselView::agregaNuevoNodoLista(int pos,COBList* lista)
{
    CnodoLis *n=new CnodoLis();
    n->pos=pos;
    lista->AddHead(n);
    return lista;
}

void CDoselView::convierteIHLSaRGB(int H, int L, int S, int *red, int *green, int *blue)
{
    float k, l;
    float c1, c2, hast;

    if(H>=0 && H<=60)
        l=0;
    if(H>=60 && H<=120)
        l=1;
    if(H>=120 && H<=180)
        l=2;
    if(H>=180 && H<=240)
        l=3;
    if(H>=240 && H<=300)
        l=4;
    if(H>=300 && H<=360)
        l=5;

    float rad=(3.1416/180);
    float hrad=rad*H;
    hast=H-l*60;
    hast=hrad-l*rad*60;
    k=(sqrt(3)*S)/(2*sin((rad*120-hast))); //180/3.1416 es para convertir de radianes a grados
    c1=k*(cos(hrad));
    c2=-k*(sin(hrad));
    *red=(int)(L + 0.7875*c1 + 0.3714*c2);
    *green=(int)(L - 0.2125*c1 - 0.2029*c2);
    *blue=(int)(L - 0.2125*c1 + 0.9488*c2);
}

void CDoselView::OnMediana()
{
    int cont=0;

```

```

CRGB* auxDatos=new CRGB[cabInfo->ancho*cabInfo->alto];
CRGB* auxima=new CRGB[cabInfo->ancho*cabInfo->alto];
{
auxDatos=Datos;
while(cont<cabInfo->ancho*cabInfo->alto)
{
if(Datos[cont].g!=0)
auxima[cont].g=auxima[cont].r=auxima[cont].b=255;
else
auxima[cont].g=auxima[cont].r=auxima[cont].b=0;
cont++;
}
}
auxima=aplica_mediana(auxima);
pintaDatosBMP(auxima);
cont=0;
while(cont<cabInfo->ancho*cabInfo->alto)
{
if(auxima[cont].g!=0)
{
Datos[cont].g=auxDatos[cont].g;
Datos[cont].r=auxDatos[cont].r;
Datos[cont].b=auxDatos[cont].b;
}
else
Datos[cont].g=Datos[cont].r=Datos[cont].b=0;
cont++;
}
pintaDatosBMP(Datos);
}
void CDoselView::pintaDatosBMP(CRGB *D)
{
int cont=0,y=0,x=0;
int gris=0;
CDC* pDc=GetDC();
cont=(cabInfo->ancho*cabInfo->alto)-1;
for(y=0;y<cabInfo->alto; y++)
{
for(x=0;x<cabInfo->ancho; x++)
{
pDc->SetPixel(x,y,RGB(D[cont].r,D[cont].g,D[cont].b));
cont--;
}
}
}

```

**Cuadro A.1. ABREVIATURA DE ALGUNAS REVISTAS CIENTIFICAS**

Revista	Abreviatura
Crop Science	Crop. Sci.
Journal of basic & Applied Sciences	J. Basic Appl. Sci
Pattern Recognition	Pattern recogn.
Computers and electronics in agriculture	Comput. Electron. Agr.
African Journal of Biotechnology	Afr. J. Biotechnol
Idesia	IDESIA
Journal of plant nutrition	J. Plant. Nutr.
Biosystems Engineering	Biosystems. Eng.
Scientific Research and Essays	Sci. Res. Essays.
International journal of agriculture & biology	Int. J. Agr. Biol.