



Sistema de captura de datos morfológicos mediante análisis de imágenes durante el crecimiento de plantas de arroz

Wilmer Andrés Arteaga Melo
John Sebastián Basante Benavides

Director: Dr. Luis Eduardo Tobón LLano

Pontificia Universidad Javeriana Cali
Facultad de Ingeniería y Ciencias
Ingeniería Electrónica
Trabajo de grado

Marzo 30 del 2021

Santiago de Cali, Marzo 30 del 2021

Señores

Pontificia Universidad Javeriana Cali

Dr. Luis Eduardo Tobón LLano


Director Carrera de Ingeniería Electrónica

Cali

Cordial Saludo.

Por medio de la presente me permito informarle que he revisado el proyecto de grado **Sistema de captura de datos morfológicos mediante análisis de imágenes durante el crecimiento de plantas de arroz** de los estudiantes de Ingeniería electrónica Wilmer Andrés Arteaga Melo (cod: 8923606) y John Sebastián Basante Benavides(cod: 8923900) del cual soy director y considero apto para ser presentado y sometido a consideración del jurado.

Atentamente,



Dr. Luis Eduardo Tobón LLano

Santiago de Cali, Marzo 30 del 2021

Señores

Pontificia Universidad Javeriana Cali.

Dr. Luis Eduardo Tobón LLano

Director Carrera de Ingeniería Electrónica.

Cali.

Cordial Saludo.

Nos permitimos presentarle ante usted el proyecto de grado titulado **Sistema de captura de datos morfológicos mediante análisis de imágenes durante el crecimiento de plantas de arroz** para ser sometido a consideración del jurado.

Esperamos que este proyecto reúna los requerimientos académicos necesarios para su aprobación.

Atentamente,

Wilmer Arteaga



Wilmer Andrés Arteaga Melo
Código: 8923606

John Sebastián Basante Benavides
Código: 8923900

Resumen

Durante miles de años el grano de arroz ha desempeñado un gran papel como sustento básico. Actualmente, es considerado uno de los granos más importantes dentro de la alimentación del 70 % de la población global, lo cual demanda que el incremento en la producción se triplique en los próximos 50 años. En este sentido, se han desarrollado numerosos proyectos, plataformas, instalaciones e invernaderos, en los cuales el arroz se mejora genéticamente para mejorar la producción. El mejoramiento de los granos de arroz es llamado fitomejoramiento y se realiza comunmente a través de la biología molecular, en la cual se evalúan los rasgos observables de variedades de arroz, después de realizar modificaciones genéticas, con el fin de proveer en los cultivos un mayor rendimiento, productividad y sostenibilidad ante los estreses bióticos y abióticos, las adversidades del calentamiento global y el cambio climático.

El presente trabajo de grado contempla el diseño de un sistema de captura de datos morfológicos (fenotipos estructurales) de la planta de arroz *Oryza Sativa* L, por medio del análisis de imágenes, durante diferentes etapas de su crecimiento. Se diseñó este sistema porque actualmente construir y mantener un laboratorio de fenotipado de alto rendimiento (HTP) conlleva un alto costo monetario, al que muchas instalaciones, instituciones o proyectos a pequeña escala no tienen la capacidad de acceder. También para mejorar los métodos convencionales o manuales que son aplicados hoy en día, ya que recopilar información de la estructura de diferentes plantas requiere tiempo, mano de obra, dedicación y paciencia, que a largo plazo pueden afectar las mediciones debido a la percepción y subjetividad. Finalmente, algunos datos obtenidos sirven de entrada a otro trabajo de grado que busca modelar computacionalmente el crecimiento de la planta de arroz.

Para evaluar la efectividad del sistema de análisis de imágenes se comparó con el método tradicional o manual, a través de fenotipos estructurales como: la altura de la planta, longitud del tallo, número de hojas, elongación de las hojas, ángulos de inclinación y curvatura de las hojas. Los resultados obtenidos permitieron concluir que el sistema es preciso, puesto que se obtuvo coeficientes de determinación (R) de 0.9943 para la altura de la planta, 0.995 para la longitud del tallo y 0.9869 para la elongación de las hojas. Sin embargo, componentes como longitud de las hojas en etapa de envejecimiento foliar, ángulo y curvatura de las hojas variaron ampliamente. Los datos obtenidos presentan error relativo promedio de 5.0 % para la altura de la planta, 3.0 % para la longitud del tallo, 14 % para la elongación, 10 % para el ángulo y 11 % para la curvatura de las hojas.

Los fenotipos estructurales se integraron a fenotipos temporales con los cuales se obtuvo tasas de crecimiento de la variedad de arroz F60 desde 2.96 mm/día hasta 6.40 mm/día. También se obtuvo tasa de crecimiento del tallo y tasa de elongación de las hojas.

Palabras Clave: Fitomejoramiento, morfología, arroz, *Oryza Sativa* L, fenotipado de alto rendimiento, sistema de captura, procesamiento de imágenes.

Abstract

For thousands of years, rice grain has played a major role as a staple food. Today, it is considered one of the most important grains in the diet of 70 % of the global population, which demands a three-fold increase in production over the next 50 years. In this sense, numerous projects, platforms, facilities and greenhouses have been developed in which rice is genetically improved to increase production. The improvement of rice grains is called plant breeding and is commonly done through molecular biology, in which the observable traits of rice varieties are evaluated after genetic modifications, to provide crops with higher yields, productivity and sustainability in the face of biotic and abiotic stresses, the adversities of global warming and climate change.

This work contemplates the design of a system to capture morphological data (structural phenotypes) of the rice plant (*Oryza Sativa* L), by means of image analysis, during different growth phases. This system was designed because currently building and maintaining a high throughput phenotyping (HTP) laboratory involves a high monetary cost, which many facilities, institutions or small-scale projects do not have the capacity to access. Also, to improve the conventional or manual methods that are applied today, because collecting structures data from different plants requires time, work, dedication and patience, which can be affect measurements obtained due to perception and subjectivity. Finally, some of the data obtained serve as input to another work that seeks to computationally model rice plant growth.

To evaluate the effectiveness of the image analysis system, it was compared with the traditional or manual method, through structural phenotypes such as plant height, stem length, number of leaves, leaf elongation, inclination angles and leaf curvature. The results obtained allowed concluding that the system is accurate, since the coefficients of determination (R) of 0.9943 for plant height, 0.995 for stem length and 0.9869 for leaf elongation were obtained. However, components such as leaf length at leaf aging stage, leaf angle and leaf curvature varied widely. The data obtained showed an average relative error of 5.0 % for plant height, 3.0 % for stem length, 14 % for elongation, 10 % for angle and 11 % for curvature.

The structural phenotypes were integrated to temporal phenotypes with which growth rates of the rice variety F60 were obtained from 2.96 mm/day to 6.40 mm/day. Stem growth rate and leaf elongation rate were also obtained.

Key words: Plant breeding, morphology, rice, *Oryza Sativa* L, high throughput plant phenotyping, capture system, image processing.

Índice general

1. INTRODUCCIÓN	11
2. MARCO DE REFERENCIA	13
2.1. Marco Teórico	13
2.2. Imágenes digitales	14
2.2.1. Características de las imágenes digitales	15
2.2.2. Tipos de imágenes digitales	18
2.3. Procesamiento digital de imágenes	19
2.4. Dispositivos de adquisición o captura de imágenes digitales	23
2.5. La planta de arroz <i>Oryza Sativa</i> L.	23
2.5.1. Etapas o estadios de crecimiento de la planta de arroz	25
2.6. Fenotipado de plantas basado en imágenes	27
2.7. Trabajos Relacionados	28
3. MÉTODOS Y MATERIALES	31
3.1. Método tradicional: regla y transportador	31
3.2. Método con procesamiento digital de imágenes	37
3.2.1. Requerimientos, necesidades y especificaciones del sistema	38
3.2.2. Diseño del sistema de captura de imágenes	49
3.2.3. Implementación del sistema físico	50
3.2.4. Implementación de algoritmos para el procesamiento de imágenes	54
3.2.5. Pruebas de funcionamiento	66
3.2.6. Salida de datos	76
3.2.7. Resumen del método propuesto	77
4. ANÁLISIS DE RESULTADOS	79
5. CONCLUSIONES	88
6. TRABAJOS FUTUROS	90
Bibliografía	91

Índice de tablas

2.1. Estadios de crecimiento de la planta de arroz	25
3.1. Altura de cinco plantas de arroz a lo largo del tiempo	33
3.2. Medición manual de la longitud del tallo y hojas	34
3.3. Medición manual del ángulo de las hojas	35
3.4. Medición manual de la curvatura de las hojas	36
3.5. Tasa de crecimiento y elongación	37
3.6. Datos de las hojas de la planta de arroz analizada	67

Índice de figuras

2.1. Diagrama de bloques de PDS	13
2.2. Diagrama de la obtención y el procesamiento digital de imágenes (PDI)	14
2.3. Comparación entre una imagen a color (RGB) y escala de grises	15
2.4. Comparación de dpi en imágenes	16
2.5. Diferencias entre la resolución de imágenes	16
2.6. Profundidad de bit en imágenes	17
2.7. Exposición de una imagen en rango dinámico	18
2.8. Imagen vectorizada de una planta	18
2.9. Imagen compuesta por mapa de bits	19
2.10. Filtros en los 7 colores del arcoíris	20
2.11. Espacio de color HSV	21
2.12. Espacio de color LAB	21
2.13. Identificación del contorno de una planta	22
2.14. Segmentación de la imagen por medio de algoritmos de PDI	22
2.15. Dispositivos de captura	23
2.16. Encuesta nacional de arroz mecanizado	24
2.17. Estadios principales del arroz	26
2.18. Taxonomía del fenotipo vegetal	28
2.19. Sistema manual de adquisición de imágenes	30
2.20. Laboratorio de fenotipado de bajo costo LCP	30
3.1. Metodo tradicional para la medición de altura de plantas	31
3.2. Metodo tradicional para la medición de inclinación de plantas	32
3.3. Metodo tradicional para la medición de curvatura de plantas	32
3.4. Unificación de los trabajos de grado	38
3.5. Dispositivos de adquisición de imágenes	39
3.6. Captura desde multiples vistas	40
3.7. Plataforma giratoria	41
3.8. El arroz y etapas trabajadas	42
3.9. Etapas y estadios trabajados	43
3.10. Softbox casero para iluminación	44
3.11. Imagen tablero de ajedrez de entrada.	46
3.12. Imagen tablero de ajedrez de salida.	46
3.13. Error de proyección en la cámara web.	47
3.14. Error de proyección en la cámara digital.	47
3.15. Imagen de la planta de arroz con distorsión (cámara digital).	47
3.16. Imagen de la planta de arroz sin distorsión (cámara digital).	48

3.17. diseño conceptual del sistema	49
3.18. Diagrama de bloques del sistema de captura de imágenes.	50
3.19. Sistema de fenotipado de bajo costo.	51
3.20. Sistema de fenotipado de bajo costo.	51
3.21. Sistema de fenotipado de bajo costo.	52
3.22. Funcionamiento del sistema físico.	53
3.23. Librerías utilizadas para el PDI	54
3.24. Captura de la planta con cámara de luz visibe	55
3.25. Imágene en escala de grises	56
3.26. Máscara binaria imperfecta	56
3.27. Imagen de la planta de arroz sin fondo	57
3.28. Imagen LAB de la planta de arroz	58
3.29. Imagen binaria perfecta de la planta de arroz.	58
3.30. Detección del contorno de la planta	59
3.31. Altura de la planta de arroz con PDI	60
3.32. Esqueletización de la planta	61
3.33. Esqueletización de la imagen binaria	61
3.34. Imagen esqueletizada y segmentada	62
3.35. Imagen segmentada de la planta de arroz	63
3.36. Imagen segmentada de la planta de arroz	63
3.37. Longitud de las hojas con PDI	64
3.38. Longitud del tallo con PDI	65
3.39. Curvatura de las hojas de la planta de arroz.	65
3.40. Ángulo horizontal de las hojas	66
3.41. Captura de la planta de arroz a diferentes grados	68
3.42. Altura de la planta de arroz con PDI	69
3.43. Longitud de las hojas de la planta de arroz con PDI	70
3.44. Gráfica altura de la planta en cm	71
3.45. Gráficas de las longitudes de las hojas del arroz utilizando PDI	72
3.46. Curvatura de las hojas utilizando PDI	73
3.47. Gráficas de las curvaturas de hojas del arroz utilizando PDI	74
3.48. Ángulos horizontales de las hojas de la planta de arroz utilizando PDI	75
3.49. Código JSON	76
3.50. Funcionamiento del sistema	77
3.51. Resumen de la metodología empleada.	77
3.52. Modelo 3D computarizado de la planta de arroz Oriza Sativa L.	78
4.1. Validación para el fenotipo altura de la planta	80
4.2. Fenotipo temporal basado en trayectoria	81
4.3. Validación para el fenotipo longitud del tallo	82
4.4. Validación para el fenotipo longitud de las hojas	84

4.5. Validación para el fenotipo ángulo de las hojas	86
4.6. Validación para el fenotipo curvatura de las hojas.	86

CAPÍTULO 1

INTRODUCCIÓN

Se prevé que el crecimiento de la población mundial se duplicará durante los primeros 45 años del siglo XXI. Como consecuencia, la producción de alimento tendrá que triplicarse, obligando a un incremento en la productividad agrícola. Además de la imperativa necesidad por lograr seguridad alimentaria, los estreses bióticos y abióticos han alterado la sostenibilidad productiva de los cultivos, en algunos casos de manera crítica, por ejemplo: variaciones climáticas que afectan la sobrevivencia de algunos cultivos, como el cacao; el contenido de metales en suelos que afectan el desarrollo normal de cualquier cultivo y comprometen su uso para consumo humano; o las emisiones no deseadas de gases invernadero en cultivos esenciales, como el arroz. En este contexto, el desarrollo y la sostenibilidad de nuevas variedades es necesario para mejorar la productividad agrícola. Para ello, conocer el genotipo y fenotipo de la planta, el suelo y el medio ambiente es un primer paso fundamental [1, pág 16].

El fenotipado de plantas ha sido de interés para toda la humanidad, y se ha llevado a cabo desde hace más de diez mil años, cuando los primeros agricultores seleccionaban las semillas con características deseables para el siguiente cultivo. En ese momento, el fenotipado era la única opción para mejorar el cultivo, ya que el genotipo de las plantas ha empezado a estudiarse hace relativamente poco tiempo. Sin embargo, el fenotipado de las plantas sigue siendo un paso importante para la mejora de variedades vegetales y la sostenibilidad de los cultivos [2].

Actualmente, la fenotipificación de los rasgos morfológicos y fisiológicos de las plantas es una de las tareas más laboriosas en el fitomejoramiento y, por lo tanto, el fenotipado de plantas de alto rendimiento automatizado (High Throughput Phenotyping) facilita la medición de dichos rasgos de forma no destructiva. Existen diversos métodos para el fenotipado de plantas, como el análisis de imágenes en 2D, la reconstrucción 3D, en imágenes desde múltiples vistas y en imágenes volumétricas de alta resolución [3]. En 2011, Hartmann et al. realizaron un trabajo titulado "HTPheno: An image analysis pipeline for high-throughput plant phenotyping", el cual emplea el método de análisis de imágenes 2D para distinguir entre fenotipos estructurales y temporales de dos plantas de cebada (Barke y Morex) bajo condiciones de buen riego y sometidas a estrés abiótico [4]. Por otra parte, en 2016, Choudhury et al. realizaron un trabajo titulado: Automated Vegetative Stage Phenotyping Analysis of Maize Plants using Visible Light Images [5], en el cual se introdujo un conjunto de fenotipos estructurales y temporales para evaluar distintos genotipos de plantas de maíz y compararlos con diferentes fenotipos encontrados, como la longitud de las hojas, longitud del tallo y altura de la planta en diferentes etapas de su crecimiento [6].

Existen diversos software gratuitos que permiten el fenotipado de plantas [7], como: HTPPheno [4], PlantCV [8], EasyLeafArea [9], entre otros. También, existen diferentes instalaciones para HTP, por ejemplo: las instalaciones de Agrobios Plant Scanalyzer (APS) en Italia, The Plant Accelerator-Australian Plant Phenomics Facility o The Scanalyzer de Lemnatec en la Universidad de Nebraska-Lincoln-USA, entre muchas otras. Sin embargo, los principales factores limitantes para el fenotipado de alto rendimiento (HTP) con condiciones controladas, son el acceso a una instalación de imágenes o los costos para establecer una. Por lo tanto, dichas instalaciones se establecen con el objetivo de proporcionar el fenotipado como servicio y cuando se prevé un alto rendimiento y uso continuo de la instalación. Por ello, una instalación de fenotipado de bajo costo podría ser una alternativa viable cuando (1) el acceso a una instalación de alto rendimiento no está disponible, o (2) el fenotipado es ocasionalmente para proyectos a pequeña escala [6].

En este trabajo se logró la implementación de un sistema de bajo costo que permite obtener datos morfológicos (fenotipos estructurales y temporales) de la planta de arroz en diferentes etapas de su crecimiento a través del análisis de imágenes y con ayuda del software gratuito PlantCV. Las variables o rasgos morfológicos cuantitativos medidos fueron fenotipos estructurales, como longitud del tallo, altura de la planta, número, longitud, ángulo y curvatura de las hojas. Para ello fue necesario (i) establecer los requerimientos, necesidades y especificaciones del sistema, (ii) seleccionar dispositivos de bajo costo adecuados para la captura de imágenes, (iii) especificar bajo que condiciones estos dispositivos funcionan correctamente, (iv) establecer la etapa de crecimiento de la planta adecuada para la captura de imágenes, (v) extraer datos morfológicos de la planta a partir del análisis de las imágenes capturadas. Finalmente, (vi) evaluar la efectividad del sistema comparando con métodos de fenotipado tradicionales o manuales.

Contribuciones: Actualmente, una plataforma o instalación de fenotipado de alto rendimiento (HTP) sigue teniendo muchas limitaciones, como lo es la accesibilidad. Por eso, el sistema propuesto puede ser una alternativa portátil para realizar procesos de fenotipado a pequeña escala o para las instituciones o programas con recursos limitados.

Por otra parte, dado que uno de los objetivos de ÓMICAS es el desarrollo de una plataforma de fenotipado fija que permita medir variables del suelo-planta-atmósfera, este trabajo podría ayudar a corroborar investigaciones genotípicas reflejadas en el fenotipo estructural y de la arquitectura de la plantas de arroz y caña de azúcar. Finalmente, cabe mencionar que los datos obtenidos en este trabajo sirvieron de entrada a un trabajo de grado paralelo a este titulado "Sistema de modelado para la reconstrucción 3D del crecimiento de la variedad de arroz *oryza sativa* L", realizado por los estudiantes de ingeniería electrónica Brayan Ricardo Jurado Getial y Juan Diego Palacios Delgado.

MARCO DE REFERENCIA

2.1. Marco Teórico

El procesamiento digital de señales (PDS) es un método célebre hoy en día pues es usado en diversas áreas del conocimiento como la ingeniería, la astronomía, la agronomía, las ciencias de la salud, la biología, entre otras. Lo que hace que el PDS sea tan importante, es que es un conjunto de técnicas y procesos para descubrir información contenida ya sea en una señal, una imagen e inclusive un video, ver Figura 2.1. Cuando se desea obtener información a partir de una o varias series de imágenes, es común usar el Procesamiento Digital de Imágenes (PDI) donde preferiblemente el computador es la herramienta principal [10].

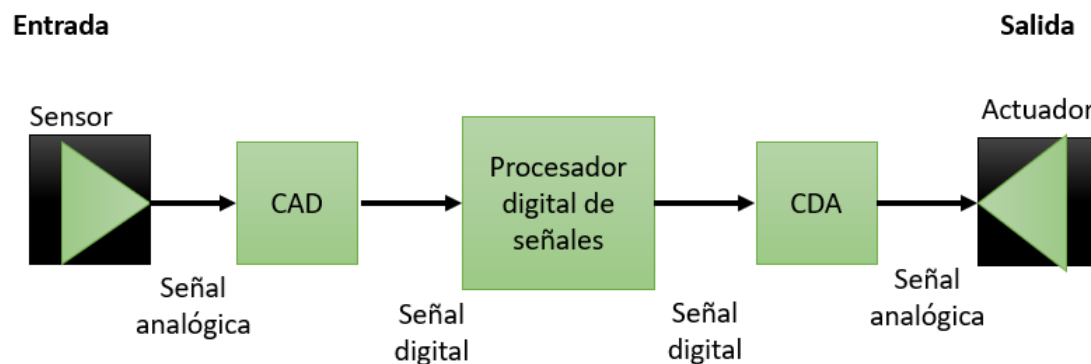


Figura 2.1: Diagrama de bloques de un sistema de procesamiento digital de señales (PDS), en el cual existen tres etapas principales; La conversión señal analógica a digital (CAD), el procesamiento digital de señal y la conversión de la señal procesada a una señal analógica (CDA).

El PDI ha experimentado un favorable cambio a través del tiempo desde su inicio en Jet Propulsion Laboratory en 1964, hasta hoy en día. Debido al crecimiento en el poder del cómputo, las grandes capacidades de almacenamiento y los novedosos sistemas de captura e impresión, se ha logrado el desarrollo de esta área [11]. El PDI es aplicado en un ambiente digital, lo que significa que es importante que la imagen se encuentre en el mismo entorno. Para que una imagen o fotografía pueda ser llevada del mundo real al mundo digital, se requiere una serie de procedimientos. Ver Figura 2.2

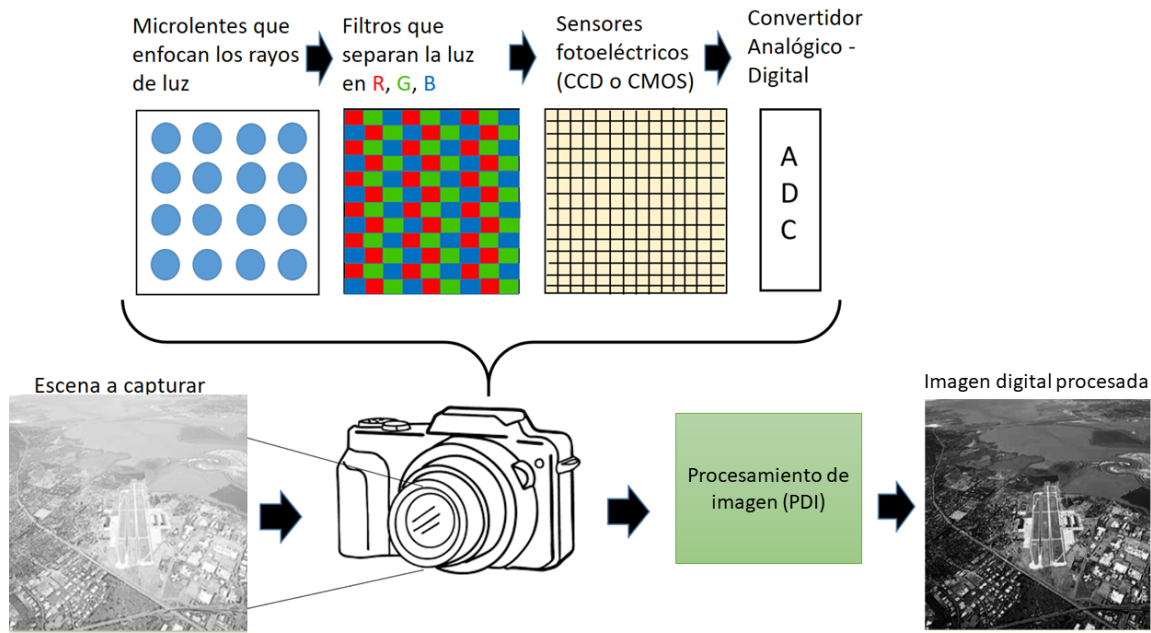


Figura 2.2: Diagrama de la obtención y el procesamiento digital de imágenes (PDI). Modificado de: <https://bryanmed.github.io/ImagenDigital/>

La fotografía digital es un avance tecnológico desarrollado por la NASA y por el ejército de los EE.UU. En 1969 los laboratorios Bell inventaron el sensor CCD (Dispositivo de carga acoplada), y lo que inicialmente iba a ser un dispositivo de almacenamiento de memoria se convirtió en un dispositivo que capta la intensidad de luz en las cámaras digitales [12, pág 337]. Los sensores de imágenes más utilizados en la actualidad se basan en el CCD, el cual detecta y captura la información que contiene la imagen, gracias a los millones de componentes sensibles a la luz que lo conforman, ver Figura 2.2. Se trata de un arreglo matricial capaz de convertir la luz en señales eléctricas, siendo cada uno de esos elementos conocidos como píxeles.

2.2. Imágenes digitales

La imagen digital se constituye principalmente de píxeles, en los que, con una coordinación perfecta entre estos, se es posible capturar una aproximación de una escena de la vida real. La información que posee un píxel es de color y brillo, y ésta se representa numéricamente [13, pág 255]. Dado que los computadores operan bajo un sistema binario denominado *bit* (1 y 0), es posible asignar un *bit* a un color, en este caso, 1 representa negro y 0 blanco. Además, si se expande la cantidad de *bits* se puede obtener una mayor tonalidad de estos, como gris oscuro, gris claro, entre otros (ver Figura 2.3). Esto ha permitido conseguir imágenes digitales en escalas de grises entre 0 y 255 bits [13, pág 256].



Figura 2.3: Comparación entre una imagen en formato (RGB) y una imagen a escala de grises.
Fuente: <https://www.manuelportillo.com/blanco-negro-digital/>

Una imagen a color utiliza el mismo principio que una imagen en escalas de grises, solo que utiliza más *bits* para representar los colores rojo, azul y verde. A esto se le conoce como RGB y permite trabajar con 16,7 millones de colores. Las imágenes RGB han sido muy importantes en las últimas décadas, gracias a la gran cantidad de información que se puede recopilar y que el ojo humano no es capaz de percibir. Por ejemplo, comunmente se utiliza la vista para la medición de ciertas variables de interés, una labor que por lo general suele ser tediosa al momento de aplicarla. Esto es debido a la inconformidad de estar midiendo parámetro por parámetro para llegar a un resultado general, además de estar expuesto a errores por una posible mala medición del operario. Estos problemas se pueden evitar si se usa una cámara para obtener las imágenes de lo que se desea medir y se aplica una serie de técnicas contempladas en el PDI, para obtener una buena aproximación de aquella variable, ver Figura 2.3.

2.2.1. Características de las imágenes digitales

Las imágenes digitalizadas pueden ser modificadas en varios aspectos, esto se debe a la capacidad de computo que permite modificar incluso valores (píxeles) de la propia imagen, con el fin de obtener una imagen lo más real posible. Algunas de esas características son.

- **Resolución:** La resolución es la capacidad de distinguir los detalles de la imagen. Para expresar la resolución se utilizan los puntos por pulgada (dpi) o los píxeles por pulgada (ppi). Un buen indicador de la resolución es la frecuencia de muestreo, por lo que un aumento en la frecuencia de muestreo ayuda a aumentar la resolución [14, Pág 1]. Ver Figura 2.4.

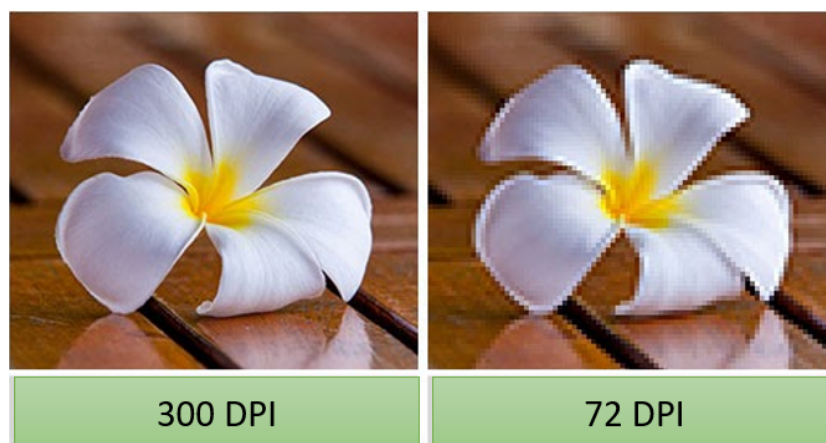


Figura 2.4: Comparación de una imagen con diferente resolución, entre mas dpi posea una imagen mayor será su calidad. Modificado de: <http://www.300dpi.pl/2014/10/co-to-jest-300dpi.html>

- **Dimensión de pixel:** Son las medidas horizontales y verticales de una imagen expresadas en píxeles. Las dimensiones de píxel se pueden determinar multiplicando tanto el ancho como la altura por el dpi. Una cámara digital también tendrá dimensiones de píxel, expresadas como la cantidad de píxeles en forma horizontal y en forma vertical que definen su resolución [15]. Ver Figura 2.5.



Figura 2.5: Las imágenes pueden tener diversas dimensiones dependiendo del dispositivo que la ha capturado. Actualmente, existen dimensiones desde los 144p hasta los 7680p (8k). Fuente: <https://www.imymac.com/es/mac-tips/resolution-comparison.html>

- **Profundidad de bit:** La profundidad de bits especifica la cantidad de información de color que está disponible para cada píxel de una imagen. Más bits de información por píxel generan mayor disponibilidad de colores y una representación de color más precisa en una imagen, lo

que afecta al tamaño de la misma. En pocas palabras, el tamaño de archivo de una imagen aumenta con la profundidad de bits, ya que se almacena más información de color por píxel en una imagen con una profundidad de bits superior [16]. Ver Figura 2.6.



Figura 2.6: Los colores para representar la imagen tendrán una mayor variedad entre más bits tenga un píxel. De derecha a izquierda los bits aumentan por lo que los colores se aproximan a la escena real. Fuente: <https://hardzone.es/2018/04/22/profundidad-de-color-pantallas/>

- **Rango Dinámico:** El rango dinámico es la relación entre la cantidad de luz de la parte más iluminada de la escena y la cantidad de luz mínima detectable de la parte más oscura (con detalle) de dicha escena. El rango dinámico se puede expresar como una relación lineal, por ejemplo un rango de 1000:1 indicaría que la parte más luminosa es 1.000 veces más brillante que la más oscura en la que todavía se distingue detalle [17]. Ver Figura 2.7.
- **Tamaño de Archivo:** Se calcula multiplicando altura x ancho de un documento a ser escaneado, por la profundidad de bits y el dpi. Como la imagen se representa en bytes, tendremos que dividir la cifra anterior por 8, ya que cada byte está formado por 8 bits [14, Pág 6].
- **Compresión:** La compresión de una fotografía es la reducción de los datos digitales que no resultan necesarios e importantes. Esta compresión permite almacenar mayor número de imágenes al conseguir que los archivos resultantes no ocupen mucho espacio. La compresión puede ser con pérdida (Lossy) o sin pérdida (LossLess). Algunos métodos de codificación con pérdida son: Codificación predictiva con pérdidas y Codificación de la transformada. Entre los métodos sin pérdida se encuentra: codificación de longitud variable (Codificación Huffman y otros), codificación en planos de bits: descomposición y RLE, fundamentos de LZW y CCYTT [18].



Figura 2.7: La imagen izquierda posee un rango dinámico más estrecho y una cantidad limitada de tonos representados. La imagen derecha posee un rango dinámico más extenso y una mayor cantidad de tonos representados. Fuente: <https://fotografiaprincipiantes.wordpress.com/2016/03/16/rango-dinamico/>

2.2.2. Tipos de imágenes digitales

Debido a las características que poseen las imágenes se pueden clasificar en diferentes tipos, dependiendo de su formato, contenido y función.

- **Imágenes vectoriales:** Una imagen vectorial es una imagen digital formada por objetos geométricos dependientes como polígonos, cuadrados y segmentos. Se construyen a partir de vectores, que son objetos definidos por una serie de puntos que pueden modificarse para dar una u otra forma a la imagen final [19]. Ver Figura 2.8.



Figura 2.8: Imagen vectorizada de una planta. Nótese que este tipo de imágenes carecen de realismo fotográfico. Fuente: <https://es.pngtree.com/free-png-vectors/planta>

- **Imágenes en mapa de bits:** El concepto de mapa de bits se emplea para designar a aquella imagen que justamente se presenta en mapa de bits, que consiste en una estructura de forma rectangular formada por píxeles o puntos de color, y que puede visualizarse en un monitor, en un papel, o en cualquier otro dispositivo que permita la representación de imágenes [20]. Ver Figura 2.9.

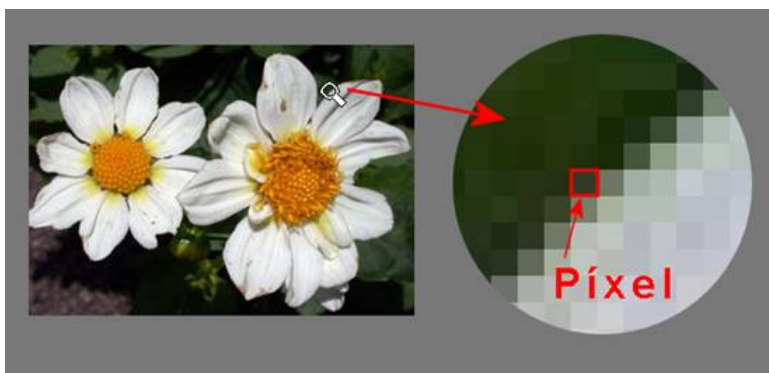


Figura 2.9: Imagen en mapa de bits, al ampliar la imagen se pueden ver los píxeles que la conforman y se pierde la nitidez de la imagen, a esto se le conoce como pixelización. Fuente: <https://personales.unican.es/alvareze/multimedia/master/Imagen/moodle-02.htm>

Una imagen en formato de bits puede tener diferentes formatos de guardado pues depende del uso que se le necesite dar. Entre los formatos más conocidos se encuentra; **BMP**: formato usado comunmente para guardar imágenes en Windows. **GIF**: formato para conseguir archivos muy pequeños junto con animaciones, sin embargo solo admite 256 colores por lo que no es adecuado para imágenes fotográficas, pero si es muy apropiado para logotipos, dibujos, etc. **JPEG**: formato más utilizado para guardar imágenes, además lo admiten la mayor parte de los dispositivos de captura. **PNG**: este formato intenta sustituir a GIF pero sin animaciones, además admite muchos más colores y transparencias. **PSD**: Es el formato por defecto del editor de imágenes Adobe Photoshop y por tanto es un formato adecuado para editar imágenes con este programa y otros compatibles [21, Pág 1]. **RAW**: Contiene todos los píxeles de la imagen captada, tal y como se han tomado. Es el formato que ofrece la mayor calidad fotográfica y suele ser admitido por cámaras de gama media y alta[21, Pág 1]. **TIFF**: Formato utilizado para el escaneado, edición e impresión de imágenes fotográficas. [21, Pág 1]

2.3. Procesamiento digital de imágenes

El procesamiento digital de imágenes (PDI) tiene como objetivo principal aplicar ciertas técnicas a las imágenes para mejorar su calidad o bien, facilitar el reconocimiento de determinados patrones (búsqueda de información). Resulta evidente la necesidad del estudio de los métodos empleados a la hora de procesar imágenes, ya sea para perfeccionar las imágenes obteniendo mejores niveles de

calidad, o bien para optimizar la exploración de muestras en ellas (como podría ser la búsqueda de información en fotografías satelitales)[22, Pág 1].

Algunas de las aplicaciones más importantes en las últimas décadas del PDI son:

- Medicina nuclear
- Mediciones astronómicas
- Inspección industrial y control de calidad
- Litografía
- Láseres y radares
- Imágenes biológicas
- Imágenes policiales de seguridad
- Exploración Geológica

Dada a la diversidad de las aplicaciones del PDI se hará énfasis en las imágenes biológicas y las capacidades que estas poseen. Por lo tanto, se pueden considerar tres tipos:

Procesos de nivel bajo: En esta parte se utiliza algunas operaciones para reducir el ruido, mejorar el contraste y enfocar la imagen por medio de filtros [23, Pág 2]. Ver Figura 2.10. Algunos programas que permiten realizar estas funciones son: Adobe Photoshop, Pixelmator, PhotoScape, Ribbet, PhotoPlus6, Adobe Illustrator, entre otras.



Figura 2.10: Ejemplo del efecto de los filtros en los 7 colores del arcoíris. SF: sin filtro, A: filtro amarillo, N: filtro anaranjado, R: filtro rojo, V: filtro verde, Z: filtro azul. Fuente : <https://www.iluminancia.com/filtros-de-colores-fotografias-blanco-y-negro/>

Por otra parte, para el análisis de imágenes es muy común usar transformación del espacio RGB al espacio HSV y LAB, siendo esto considerado un proceso de nivel bajo.

HSV es una Representación tridimensional del color basado en los componentes de tinte, matiz o tonalidad (hue, en inglés), saturación (saturation) y brillo o valor (value). Fue definido en 1978 por Alvy Ray Smith y a diferencia del modelo RGB ampliamente usado en los monitores o televisores, si bien las coordenadas de aquel son euclídeanas; el color HSV sigue una representación más parecida a las coordenadas cilíndricas. Además, es una representación más cercana a la forma en que los humanos perciben los colores y sus propiedades, pues se agrupan las tonalidades de color, lo cual es distinto al caso RGB donde los colores no están necesariamente tan agrupados [24]. Ver Figura 2.11.

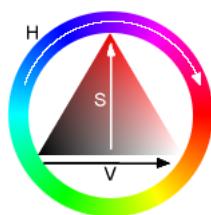


Figura 2.11: Espacio de color sobre las componentes de color: tinte, saturación y brillo.

LAB se basa en la percepción humana del color. Los valores numéricos de Lab describen todos los colores que ve una persona con una capacidad de visión normal [25]. Las siglas LAB se refieren al espacio de color tridimensional, en donde L o l^* es luminosidad de negro a blanco, A o a^* va de rojo a verde y B o b^* va de azul a amarillo. El propósito es producir un espacio de color que sea más "perceptivamente lineal" que otros espacios de color. Perceptivamente lineal significa que un cambio de la misma cantidad en un valor de color debe producir un cambio casi de la misma importancia visual. Lo anterior puede mejorar la reproducción de tonos cuando se almacenan colores en valores de precisión limitada. Ambos espacios Lab están relacionados con el punto-blanco de los datos XYZ desde donde fueron convertidos. Los valores Lab no definen colores absolutos a no ser que se especifique el punto-blanco [26]. Ver Figura 2.12.

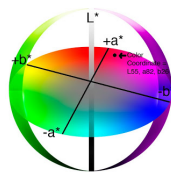


Figura 2.12: Espacio de color CIE Lab. Luminosidad (L) que varía entre 0 y 100. A (eje verde-rojo) y el componente B (eje azul-amarillo) pueden estar comprendidos entre +127 y -128.

Procesos de nivel medio: En esta sección se utilizan procesos como segmentación y clasificación de objetos individuales, con el fin de identificar objetos y contornos [23, Pág 2]. Ver Figura 2.13. Para lograr este tipo de procesamiento se utilizan lenguajes de programación que permitan

trabajar con imágenes como: Python, Matlab, Java, C,C++, Leaf Area Meter, entre otros.

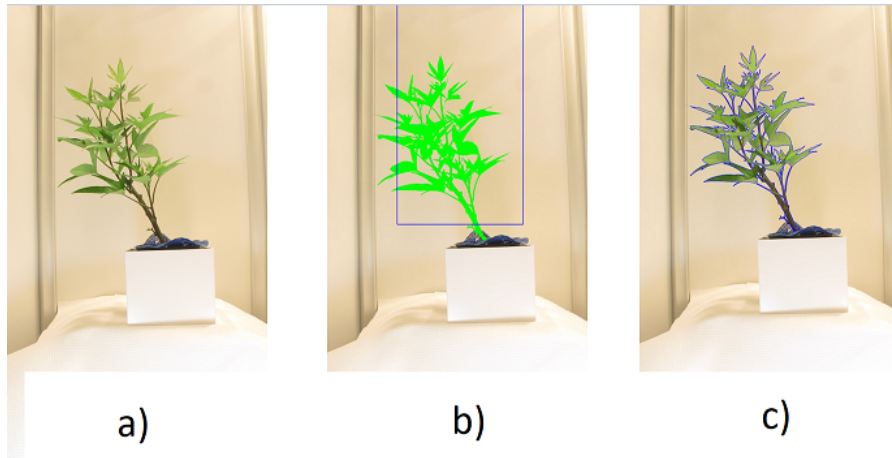


Figura 2.13: Identificación del contorno de las hojas y el tallo de una planta. La figura a) es una imagen en RGB, la figura b) utiliza el procesamiento basado en ROI, el cual permite dar el tono verde al objeto principal, y la figura c) utiliza la detección de bordes para marcar únicamente la silueta de la planta. Fuente: <https://plantcv.readthedocs.io/en/stable/vis-tutorial/>

Procesos de nivel alto: La última sección implica obtener algún significado después de la detección de objetos [23, Pág 2]. Ver Figura 2.14.

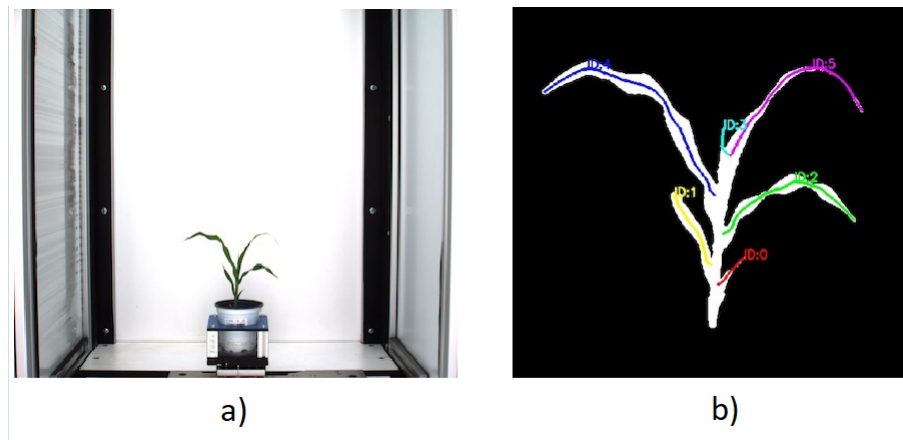


Figura 2.14: Segmentación de la imagen por medio de algoritmos de PDI. La figura a) es una foto de la planta antes de su procesamiento y la figura b) clasifica las hojas de acuerdo a su cantidad. Fuente: <https://plantcv.readthedocs.io/en/stable/morphology-tutorial/>

Otro proceso de nivel alto importante para analizar imágenes es la esqueletización. La **esqueletización** pretende obtener de la imagen un patrón continuo que contenga la menor

cantidad de datos posibles, pero que siga conteniendo aún un rastro del objeto original. Para ello existen algoritmos que operan de manera general eliminando los píxeles bajo reglas pre definidas, y deteniéndose cuando no haya más cambios que hacer. Hay que tener en cuenta que el tiempo de procesamiento es alto en muchas ocasiones, pero ello generalmente depende del tipo de algoritmo y del tamaño de la foto. Obtener un esqueleto es un proceso iterativo y puede que demande mucho tiempo de procesamiento, ya que generalmente todos los algoritmos requieren muchos recorridos por toda la imagen. Existen a su vez algoritmos que provienen de estructuras matemáticas complejas y otros de cálculos lógicos [27].

2.4. Dispositivos de adquisición o captura de imágenes digitales

Son muchos los dispositivos existentes para realizar la adquisición o captura de imágenes digitales, entre estos están: Los scanner, cámaras digitales, tarjetas de adquisición de video, tabletas de dibujo con lápiz óptico, entre otros [28]. A lo largo del tiempo y hasta la actualidad, estos dispositivos han ido mejorando sus características físicas, principalmente de los sensores y lentes incorporados. Por lo que ha permitido también mejorar las características de las imágenes digitales (como las vistas en la sección 2.2.1 **Características de las imágenes digitales**) que estos dispositivos son capaces de adquirir. Algunos de estos dispositivos de adquisición de imágenes digitales son fabricados por distintas marcas como; Canon, Sony, Samsung, entre otras. Por otra parte, con la evolución de los teléfonos móviles se ha mejorado también las cámaras que estos dispositivos incorporan. Algunos dispositivos actuales que permiten adquirir o capturar imágenes digitales de alta calidad se muestra en la Figura 2.15.



Figura 2.15: Algunos de los dispositivos de adquisición o captura de imágenes digitales.

2.5. La planta de arroz *Oryza Sativa* L.

40.000 tipos de arroz existen en todo el mundo, por lo que no es casualidad que el arroz forme parte de la tradición gastronómica de muchos países y que algunas de sus recetas más famosas estén realizadas con él, sobre todo en la cultura mediterránea y la cultura asiática [29]. Como dato

curioso, el arroz es el recurso vital de Asia. Más del 90 por ciento de la cosecha total de arroz de todo el mundo (casi 520 millones de toneladas hoy en día) se produce en Asia, y proporciona a los 3100 millones de habitantes de la región más de una tercera parte de su consumo total de calorías. Como la población asiática está aumentando en torno a 56 millones anuales de personas, se prevé que la demanda interna de arroz llegue a 770 millones de toneladas para el año 2025 y hará falta producir casi el doble de arroz que hoy, con menos tierras, agua, mano de obra e insumos químicos para abastecer la demanda global [30].

Todos los arroces son la semilla de una misma planta, la *Oryza Sativa*. Sin embargo, no todos los tipos de arroz tienen los mismos usos en cocina. Las distintas variedades necesitan una mayor o menor cocción según su cantidad de almidón o su forma y cómo o dónde queramos cocinarlos [29]. Durante miles de años ha sido el sustento principal para los hogares del mundo. Hoy por hoy se considera que es el grano más importante dentro de la alimentación del 70 % de la población global. El arroz contiene vitaminas, hierro, tiamina, riboflavina, calcio y ácido nicotínico. Provee el 14 % de la dieta energética y el 12 % de la dieta proteínica de la población [31].

Según los últimos estudios del Dane y Fedearroz cada colombiano consume, en promedio al año 40 kilos de arroz blanco, es decir que Colombia consume cerca de 120 mil toneladas de arroz mensuales [31]. Ver Tabla 2.16.

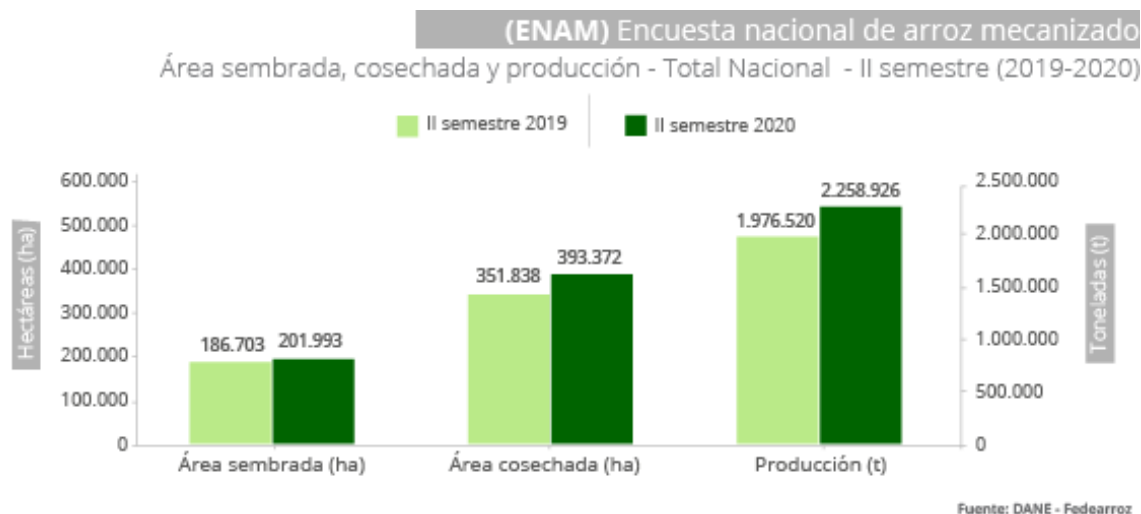


Figura 2.16: En el primer semestre de 2020 la estimación del área sembrada en arroz mecanizado fue 394.421 hectáreas. Esto corresponde a 41.571 hectáreas más que el área sembrada en el primer semestre de 2019 (352.850 hectáreas), indicando una variación positiva de 11,8 %.

2.5.1. Etapas o estadios de crecimiento de la planta de arroz

Las etapas o estadios de crecimiento de la planta de arroz están estandarizados según **la escala extendida BBCH**, la cual es un sistema para una codificación uniforme de identificación fenológica de estadios de crecimiento para todas las especies de plantas mono - y dicotiledóneas. El código decimal, se divide principalmente entre los estadios de crecimiento principales y secundarios [32]. **La escala extendida BBCH** es la base para todas las especies, elaborándose escalas individuales a partir de ella. La escala general puede ser aplicada en aquellas especies para las cuales no existe una escala individual [32]. El ciclo completo de desarrollo de las plantas se subdivide en diez fases principales de desarrollo claramente distinguibles. Estos estadios principales de crecimiento, son descritos usando números del 0 al 9 en orden ascendente. Ver Tabla 2.1.

Según la especie de la planta pueden producirse cambios en el proceso de desarrollo, o también puede suceder que determinados estadios no tengan lugar. Los estadios principales de crecimiento no necesariamente ocurren siempre en la estricta secuencia explicada por el orden ascendente de los números, y pueden, ocasionalmente, también desarrollarse en forma paralela. Esto se debe principalmente al medio en que se desarrolla la planta, pues sin las condiciones ambientales, nutrientes y agua necesaria, la planta no podrá culminar con su ciclo completo, resultando en hojas incompletas, tallo inclinado y el marchitado a temprana edad [32].

Estadio	Descripción
0	Germinación, brotación, desarrollo de la yema
1	Desarrollo de las hojas (brote o tallo principal)
2	Formación de brotes laterales / macollamiento (ahijamiento)
3	Crecimiento longitudinal del tallo o crecimiento en roseta, desarrollo de brotes (retoños)/ encañado (tallo principal)
4	Desarrollo de las partes vegetativas cosechables de la planta o de órganos vegetativos de propagación / embuchamiento
5	Emergencia de la inflorescencia (tallo principal) / espigamiento
6	Floración (tallo principal)
7	Desarrollo del fruto
8	Coloración o maduración de frutos y semillas
9	Senescencia, comienzo de la dormancia

Tabla 2.1: Estadios principales de crecimiento. Fuente: <http://www.gartneriraadgivning.dk/upl/website/bbch-skala/scaleBBCH.pdf>

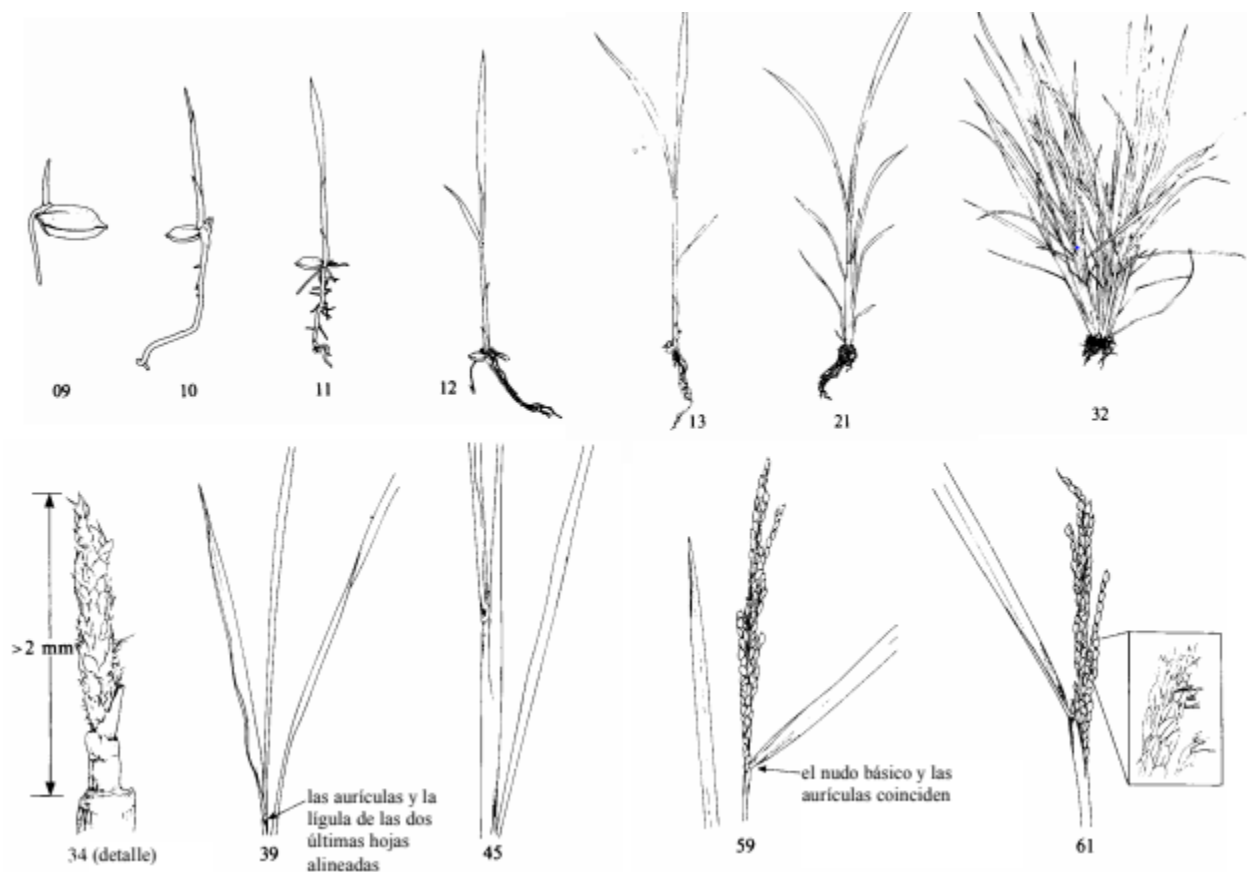


Figura 2.17: Ilustraciones de los estadios principales de crecimiento de la planta de arroz. Fuente: <http://www.gartneriraadgivning.dk/upl/website/bbch-skala/scaleBBCH.pdf>

En la Figura 2.17 se puede observar en detalle las etapas o estadios de la planta de arroz según la codificación BBCH. Los números debajo de cada dibujo representa el estadio. *Estadio 09 Germinación:* Una hoja imperfecta (enrollada) emerge en la punta del coleóptilo. *Estadios 10,11,12,13 Desarrollo de hojas:* Hoja imperfecta desenrollada, visible la punta de la primera hoja, 1 hoja desplegada, 2 hojas desplegadas y 3 hojas desplegadas respectivamente. *Estadio 21 ahijamiento:* Comienza el ahijamiento: es detectable el primer hijo. *Estadios 32,34,39 Encañado:* Formación de la panícula, alargamiento de los entrenudos y hoja bandera desenrollada. *Estadio 45 Embuchamiento:* La hoja bandera se aproxima a los 10 cm de longitud. *Estadio 59 Salida de la panícula:* Panícula completamente desarrollada. *Estadio 61 Comienzo de la floración.*

2.6. Fenotipado de plantas basado en imágenes

El fenotipado de plantas basado en imágenes de alto rendimiento (HTP) facilita el cálculo de fenotipos al analizar una gran cantidad de plantas en un intervalo de tiempo corto con precisión, anulando la necesidad de trabajo humano físico que consume mucho tiempo [33]. El proceso generalmente no es destructivo, lo que permite que los mismos rasgos se cuantifiquen repetidamente en múltiples momentos y escalas durante el ciclo de vida de una planta. Es un campo de investigación interdisciplinario que involucra la informática, la biología, la teledetección, la estadística y la genómica en el esfuerzo por vincular los fenotipos complejos de las plantas con la expresión genética a fin de abordar los problemas actuales y emergentes en la agricultura relacionados con la seguridad alimentaria futura bajo la disminución de los recursos naturales y variabilidad de cambio climático[34].

Las plantas no son organismos estáticos sino vivos con una complejidad en constante aumento en forma, arquitectura y apariencia. Muchas plantas alteran la posición de las hojas (es decir, filotaxia) en respuesta a las señales de luz percibidas a través del fotocromo para optimizar la interceptación de la luz [35]. Además de la variación en la filotaxia, el crecimiento de hojas individuales conduce a auto-oclusiones y cruces de hojas a lo largo del tiempo, lo que plantea desafíos para el análisis de fenotipado de plantas basado en imágenes. Otros desafíos incluyen la variación en la iluminación, el fondo desordenado y el cambio en los niveles de zoom en las cámaras que a menudo se usan para ajustar el crecimiento de las plantas [34].

Los enfoques basados en visión por computador de última generación se centran principalmente en los aspectos estructurales y morfológicos de una planta para calcular fenotipos 2D y 3D. Sin embargo, la cuantificación de los procesos fisiológicos en los componentes de la planta, es decir, hojas, segmentos de tallo, flores y frutos, pueden mostrar un comportamiento diferencial en función del estrés ambiental y dar como resultado una actividad fotosintética o contenido de carbohidratos a nivel de hoja diferente en una planta [34].

En la Figura 2.18 se puede observar una taxonomía de fenotipos vegetales basado en imágenes planteada por Choudhury, Samal, y Awada, en un estudio titulado Leveraging Image Analysis for High-Throughput Plant Phenotyping [34]. Esta taxonomía esta organizada para clasificar los fenotipos en; fenotipos estructurales, fenotipos fisiológicos y fenotipos temporales. Dentro de esta taxonomía, los fenotipos estructurales y fisiológicos están basados en métodos holísticos y por componentes, es decir, considerar a la planta como un solo objeto (holístico) ó considerar a la planta por componentes, como el tallo, las hojas, los frutos y obtener datos cuantitativos sobre estos componentes a partir de la diversidad de métodos existentes basados en imágenes. Finalmente, el último componente de esta taxonomía son los fenotipos temporales, los cuales se clasifican en: basados por trayectoria (por ejemplo, la estimación de la tasa de crecimiento de la planta o tasa de elongación de las hojas a lo largo del tiempo) y basados en eventos (por ejemplo, el momento de emergencia de una nueva hoja, la detección automatizada de la germinación ó la detección de emergencia de frutas y flores).

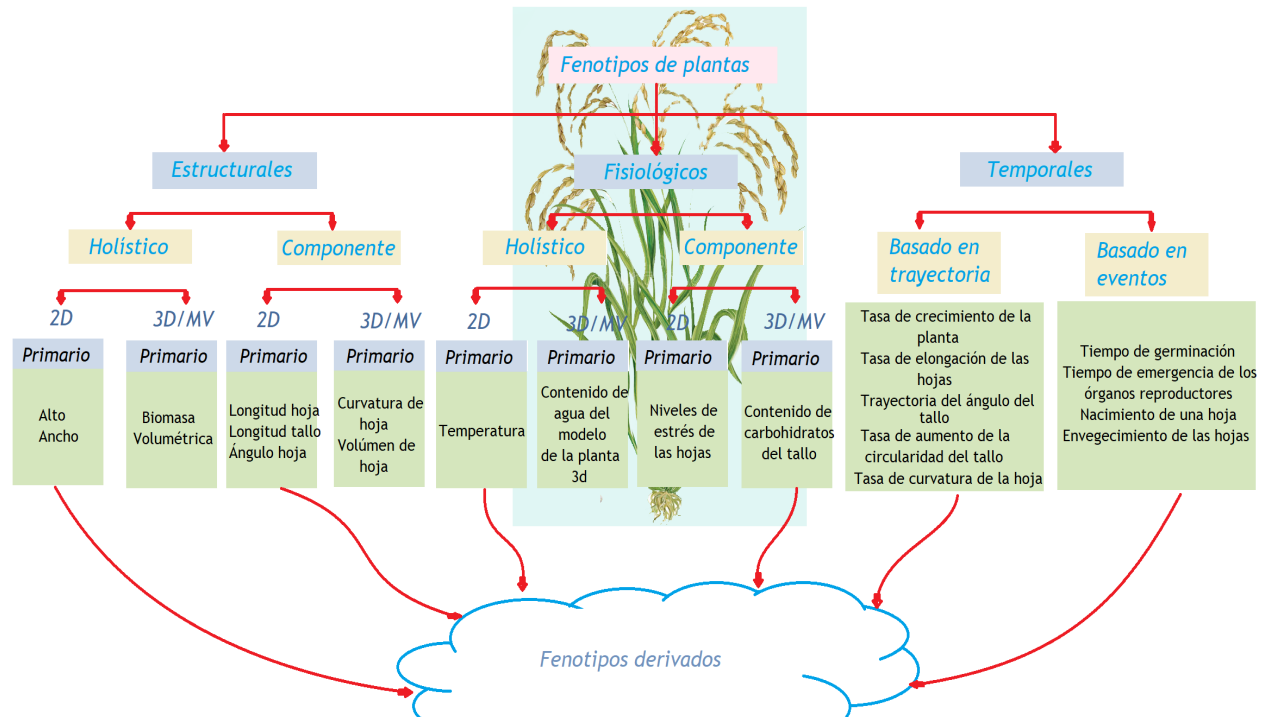


Figura 2.18: Una taxonomía de fenotipos vegetales basado en imágenes; fenotipos estructurales, fenotipos fisiológicos y fenotipos temporales. Modificado de: <https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fpls.2019.00508/full>

2.7. Trabajos Relacionados

Algunos trabajos relacionados con el fenotipado de plantas se basan en diversos métodos, como el análisis de imágenes 2D, la reconstrucción 3D, en imágenes desde múltiples vistas y en imágenes volumétricas de alta resolución [3].

En 2011, un estudio realizado por Hartmann et al. hacen uso de un software libre llamado HTP-heno, para la obtención de variables fenotípicas de 312 plantas de cebada. El método empleado hace uso del análisis de imágenes digitales 2D, en el cual se capturan imágenes digitales en luz visible desde dos perspectivas (vista lateral a la planta y vista superior), para finalmente obtener datos como la altura de brote, ancho de brote y área de brote proyectada en las plantas de cebada en el transcurso de más de 25 días (según la taxonomía de fenotipos vegetales presentada en la Figura 2.18, estos datos obtenidos se clasifican en fenotipos estructurales holísticos y fenotipos temporales). Los rasgos fenotípicos obtenidos les permiten distinguir entre dos tipos de cebada (Barke y Morex) en condiciones de buen riego y sometidas a estrés abiótico (estrés por sequía) [4]. Por otra parte, el sistema físico allí propuesto sirve de guía para realizar instalaciones de fenotipado a pequeña escala.

De manera similar, en 2018, Armoniené et al. emplean el método de análisis de imágenes 2D, mediante softwares gratuitos como; HTPPheno, PlantCV, y EasyLeafArea. El objetivo fue detectar y analizar el vigor temprano en cinco clases de trigo; Stigg, Kranich, Nelson, Nimbus y Target. Este trabajo también propone la creación de un sistema físico de fenotipado de bajo costo, que sea asequible y portátil para imágenes de bajo rendimiento [6].

Por otra parte, Choudhury et al. en 2016 plantearon un conjunto de nuevos fenotipos holísticos, por componentes, basados en trayectoria y basados en eventos calculados a partir de secuencias de imágenes de vista lateral 2D de plantas de maíz para demostrar las variaciones temporales de estos fenotipos regulados por genotipos[5]. El método acepta la secuencia de imágenes de la planta como entrada y produce un informe de estado de la hoja que contiene la información fenotípica, es decir, el tiempo de emergencia, el número total de hojas presentes en cualquier momento, el número total de hojas emergidas, el día en que una hoja en particular dejó de crecer o se perdió, y la longitud y la tasa de crecimiento relativa de hojas individuales. De manera similar, Choudhury et al. en 2017 [36], plantean un fenotipado basado en trayectoria para estimar el ángulo del tallo de una planta de maíz a lo largo del tiempo.

En 2009 en la International Journal of Remote Sensing fue publicado un estudio realizado por Wang et al. en el que presentaron un método basado en imágenes para medir las características de las hojas del maíz para evitar las limitaciones mencionadas anteriormente. En aquella época los métodos existentes, como el uso de instrumentos caros y / o operaciones de campo que requieren mucho tiempo y trabajo, han llevado a los científicos a investigar métodos avanzados para la obtención de datos morfológicos de plantas. Con la aplicación de técnicas fotogramétricas, se reconstruye un modelo de maíz tridimensional a partir de imágenes capturadas, y se miden áreas y direcciones precisas de las hojas en base al modelo 3D. La precisión del método propuesto se evalúa comparando los resultados del modelo 3D con el medido con cinta en el campo. Los resultados experimentales muestran que el método propuesto es factible y efectivo con buenas aproximaciones a los valores de la vida real, además que el método propuesto puede ahorrar tiempo y trabajo [37].

En 2015 en la revista científica *sensors* fue publicado un método por Rose et al. En ese entonces, acceder a la geometría 3D de una planta se volvió de gran importancia para fenotipado. El escaneo láser en primer plano es un método establecido para adquirir formas de plantas en 3D en tiempo real con alto detalle, pero es estacionaria y tiene un alto costo de inversión. La reconstrucción 3D a partir de imágenes utilizando estructura de movimiento (SfM) y Multi-view Stereo (MVS) es un método flexible y rentable, pero requiere un posterior procesamiento. El objetivo de este estudio es evaluar la precisión de medición potencial de un método fotogramétrico basado en SfM y MVS para la tarea de planta a nivel de órgano fenotipado. Para esto, los datos de referencia son proporcionados por un escáner láser de primer plano de alta precisión. Usando ambos métodos, se reconstruyeron nubes de puntos de varias plantas de tomate en seis días. Los parámetros de área foliar, altura del tallo principal y casco convexo de la planta completa se extrajeron de las nubes de puntos 3D y se

compararon con los datos de referencia en cuanto a precisión y correlación. Estos parámetros fueron elegidos con respecto a las demandas de escenarios de fenotipado actuales. El estudio muestra que el enfoque fotogramétrico es altamente adecuado para el escenario de monitoreo presentado, produciendo altas correlaciones con las referencias de mediciones de otros métodos [38].

En los trabajos propuestos por Hartmann et al [4], y Armoniené et al [6], se plantea dos esquemas para realizar instalaciones de fenotipado a pequeña escala. En la Figura 2.19 y la Figura 2.20 se ilustra ambos esquemas respectivamente.

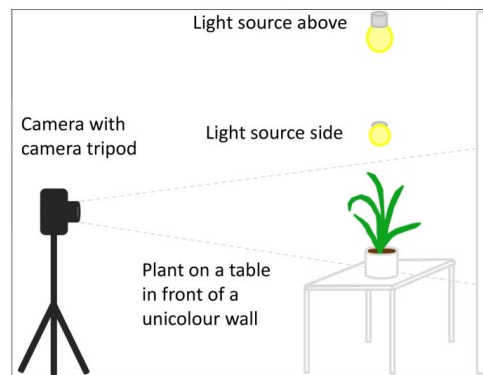


Figura 2.19: Posible sistema manual de adquisición de imágenes. Fuente: <https://bmcbioinformatics.biomedcentral.com/articles/10.1186/1471-2105-12-148Fig3>



Figura 2.20: Laboratorio de fenotipado de bajo costo LCP. Fuente: <https://www.hindawi.com/journals/bmri/2018/5713158/>

MÉTODOS Y MATERIALES

3.1. Método tradicional: regla y transportador

Este método ha sido y sigue siendo usado muy comunmente para el fenotipado de plantas, principalmente para la obtención de datos fenotípicos estructurales. Los métodos tradicionales de fenotipado de cultivos son intensivos en mano de obra, consumen mucho tiempo, son subjetivos y, con frecuencia, destructivos para las plantas [39].

En este trabajo se empleó el método tradicional para validar el sistema propuesto con análisis de imágenes. Ésto se debe a que es un camino confiable a pesar del trabajo que representa, ya que clasificar, distinguir, y en ocasiones, medir hoja por hoja, no es una tarea fácil de realizar. Se utiliza una regla o cinta méetro para medir variables como: Altura de la planta, tallo y la longitud de la hojas. Ver Figura 3.1.



Figura 3.1: Se utiliza una regla o cinta méetro para medir: Altura de la planta, longitud del tallo, longitud de las hojas.

Sin embargo, medir variables como ángulos y curvaturas representan un reto mayor (ver Figura 3.2 y 3.3) , ya que se necesita un plano de referencia, el cual varía con el tiempo a raíz del crecimiento

de la planta, por lo que obtener ángulos de hojas o curvaturas requieren mayor tiempo y dedicación.



Figura 3.2: Para medir el ángulo de inclinación de las hojas se utilizó un transportador. El plano de referencia es el tallo y la hoja tiene que estar paralela a este.



Figura 3.3: La curvatura de las hojas es la razón entre la longitud de las hojas (distancia euclidiana) y la distancia geodésica. La distancia geodésica es la distancia mínima que une dos puntos: punto inicial (donde empieza la hoja) y punto final (donde termina la hoja).

A pesar de que es un método tedioso y presenta dificultades, es el mejor camino para comparar el método propuesto en este documento, tanto en dimensiones de longitud, altura del tallo y planta, curvatura e inclinación de las hojas de la planta de arroz. Para hacer efectiva la comparación se recolectaron datos en un periodo de tiempo de cuatro meses, con el objetivo de integrar fenotipos estructurales con temporales basados en trayectoria. Por esta razón, las mediciones manuales fueron invasivas para las plantas, pero no destructivas.

La toma de medidas se realizó cada tres días en una planta, y se realizó la medida seis veces para cada parámetro (por ejemplo, se tomó seis medidas de la longitud del tallo, seis medidas de la altura de la planta, seis medidas de la misma hoja y así con los demás componentes), finalmente se promediaron los datos para cada componente y se consignaron los resultados en tablas. Para las demás plantas, y para validar los resultados más adelante, se realizó fenotipado estructural holístico (altura de la planta), ya que realizar fenotipado estructural por componentes para cada planta consume demasiado tiempo (aproximadamente 12 minutos por cada componente, de forma subjetiva). Ver Tablas 3.1, 3.2, 3.3 y 3.4.

Altura promedio de las plantas de arroz					
Día	Planta_1	Planta_2	Planta_3	Planta_4	Planta_5
Altura (cm)					
9	6.14	5.3	5.7	6.5	5.9
18	10.17	6.8	7.2	10	11.2
27	13.7	8.9	8.7	17	15
36	18.91	12.1	10.2	22.4	20.1
45	21	15.4	12.2	27.2	28.5
54	23.72	22.5	15.3	36.2	30.4
63	28.81	25.7	19	42.1	40.2
72	34.4	29.8	22.9	45.2	47.4
81	43.11	35.7	26.2	50.4	52.1
90	50.8	39.3	29.4	55.2	58.2
99	46.1	42.3	32.1	59.2	64.7
108	42.5	47.76	35.3	62.1	70.1
117	42	44.1	39.3	64.8	77.6

Tabla 3.1: Se analizaron cinco plantas de arroz por el método manual para obtener la altura de cada una. La toma de este dato se realizó cada nueve días después de su germinación, esto se debe al gran recurso temporal que conlleva hacer este tipo de seguimientos.

Longitud promedio de las hojas y tallo de la planta de arroz							
Día	Tallo	Hoja 1	Hoja 2	Hoja 3	Hoja 4	Hoja 5	Hoja 6
	Altura (cm)			Longitud (cm)			
3	0.5	2	0	0	0	0	0
6	1.4	3	0	0	0	0	0
9	3.0	3.1	0	0	0	0	0
12	3.6	3.6	0	0	0	0	0
15	4.1	4.8	1.5	0	0	0	0
18	4.6	5.6	2.2	0	0	0	0
21	5.1	6.2	4.2	0	0	0	0
30	6.6	8.2	4.7	0	0	0	0
42	7.9	12.4	10.6	1.2	0	0	0
51	8.5	13.7	12.6	3.3	2.3	0	0
60	11.6	15.6	15.5	10.2	11.4	3.2	0
72	14	17.6	17.2	10.7	20.4	8.8	9.4
81	16.2	24.1	19.2	11.3	30.3	12.8	13.2
90	19.2	28.6	20.9	12.7	31.6	17.4	16.7
102	21.9	18.3	15.2	3.9	22.9	6.4	19.4
111	24.9	10.3	9.7	0	15.1	3.2	18.5
120	27	0	0	0	10.8	0	13.2

Tabla 3.2: La medición de variables de longitud fue realizada por medio de una regla o cinta métrica durante un periodo de cuatro meses. Los valores en cero representan el día en que una hoja en particular dejó de crecer o se perdió.

Ángulo promedio de las hojas de la planta de arroz						
Día	Hoja 1	Hoja 2	Hoja 3	Hoja 4	Hoja 5	Hoja 6
Ángulo (grados)						
3	81	0	0	0	0	0
6	88	0	0	0	0	0
9	85.5	0	0	0	0	0
12	84.4	0	0	0	0	0
15	86.3	0	0	0	0	0
18	84.1	66	0	0	0	0
21	82.89	60.2	0	0	0	0
30	78.26	60.7	0	0	0	0
42	75.89	66.9	73	0	0	0
51	75.5	71.6	70	89	0	0
60	70.6	72.3	65.4	89	85	0
72	72.6	70.7	66.5	87	80.4	87
81	68.3	69.5	60.8	83.2	74.6	86
90	74.8	67.5	50.5	75.5	70	85
102	62.6	61.6	17.3	68.6	55	79
111	60.3	54.5	0	63.4	51	73
120	0	0	0	52.2	0	65

Tabla 3.3: La medición de la variable ángulo de inclinación fue realizada por medio de un transportador tomando como referencia el suelo. Los valores cercanos a 90 significan que las hojas están casi paralelas al tallo.

Curvatura promedio de las hojas de la planta de arroz						
Día	Hoja 1	Hoja 2	Hoja 3	Hoja 4	Hoja 5	Hoja 6
Curvatura						
3	1.1	0	0	0	0	0
6	1.08	0	0	0	0	0
9	1.1	0	0	0	0	0
12	1.06	0	0	0	0	0
15	1.07	1.01	0	0	0	0
18	1.09	1.05	0	0	0	0
21	1.08	1.34	0	0	0	0
30	1.03	1.27	0	0	0	0
42	1.06	1.31	1.04	0	0	0
51	1.1	1.31	1.08	1.05	0	0
60	1.06	1.33	1.18	1.08	1.18	0.0
72	1.06	1.19	1.09	1.12	1.09	1.08
81	1.13	1.09	1.23	1.10	1.23	1.05
90	1.12	1.23	1.21	1.15	1.21	1.05
102	1.23	1.16	1.45	1.12	1.45	1.08
111	1.12	1.09	0	1.13	0	1.09
120	0	0	0	1.12	0	1.11

Tabla 3.4: La medición de la variable curvatura fue realizada por medio de una regla o cinta méetro para encontrar la distancia euclidiana y la distancia geodésica. La curvatura se define como la razón entre la distancia euclidiana y la distancia geodésica. Los valores en uno representan que las hojas no tienen curvatura, es decir, las hojas están rectas o se aproximan a una línea recta. Entre más alejado esté el valor de la unidad, mayor curvatura posee una hoja. Nota: la curvatura es una magnitud adimensional.

3.1.0.1. Integración de fenotipos estructurales a temporales basados por trayectoria

Con los datos de las tablas 3.1,3.2, 3.3 y 3.4, es posible obtener datos fenotípicos temporales como lo son: Tasa de crecimiento de la planta, tasa de crecimiento del tallo y tasa de elongación de las hojas.

En algunos estudios [40], calculan la tasa de crecimiento de la planta, como la diferencia entre la sumatoria de las longitudes de las plantas final (LPf) e inicial (LPi), dividida entre el número de días (RD), entre mediciones sucesivas (nueve para la altura de la planta y tres para los componentes).

3.1

$$TCP = \frac{LPf - LPi}{RD} \quad (3.1)$$

La Ecuación 3.1 es reproducible para los demás datos fenotípicos estructurales. De esta manera

se logró obtener datos fenotípicos temporales, aplicadas en las mediciones del **método tradicional**. Ver Tabla 3.5.

Tasa de crecimiento de las plantas de arroz				
Planta_1	Planta_2	Planta_3	Planta_4	Planta_5
cm/día				
0.551	0.429	0.311	0.540	0.663

(a)

Tasa de elongación del tallo y hojas de la Planta_1						
Tallo	Hoja_1	Hoja_2	Hoja_3	Hoja_4	Hoja_5	Hoja_6
cm/día						
0.215	0.242	0.440	0.242	0.314	0.769	0.5

(b)

Tabla 3.5: a) Tasas de crecimiento de cinco plantas de arroz. b) Tasas de elongación de los componentes de una sola planta.

3.2. Método con procesamiento digital de imágenes

Como se explicó en el apartado 3.1 **método tradicional** es muy tedioso y de mucho tiempo de trabajo, especialmente si se requiere obtener datos fenotípicos de varias plantas. Por esta razón, en el sistema propuesto se utilizó el análisis de imágenes para el fenotipado de la planta de arroz, con el fin de simplificar y precisar la toma de datos.

Actualmente ya existen algunos novedosos e ingeniosos métodos basados en imágenes, como se explicó en el apartado 2.7 **Trabajos Relacionados**, los cuales permiten el fenotipado de alto rendimiento (HTP) de cultivos. Sin embargo, el acceso a una instalación de fenotipado de alto rendimiento sigue teniendo limitaciones, como lo es la accesibilidad. Por esta razón, el método propuesto en este trabajo se planteó como una alternativa a las instalaciones de HTP o para instituciones o proyectos a pequeña escala. El sistema propuesto es muy asequible y de fácil reproducibilidad.

En el diagrama de bloques de la figura 3.4, se puede ver que el sistema posee tres entradas y una salida. La imagen capturada es la entrada al sistema, para ello se utilizó conocimientos previos de la literatura para la mejor toma de la planta, de igual manera en el procesamiento para obtener información morfológica de dichas imágenes. Los datos obtenidos son entregados al segundo trabajo

de grado titulado: **Sistema de modelado para la reconstrucción 3D del crecimiento de la variedad de arroz oryza sativa L** en formato JSON.

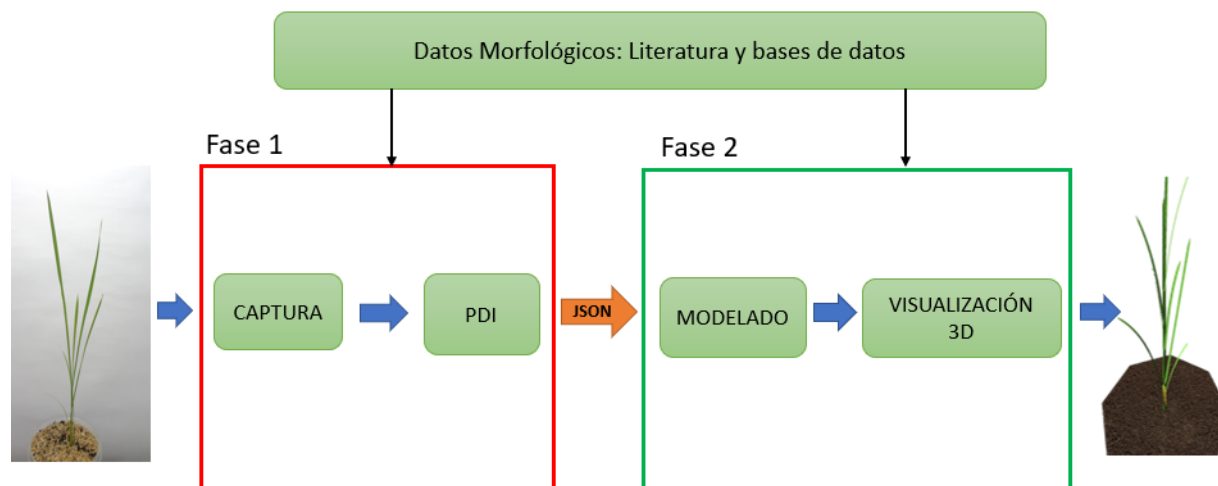


Figura 3.4: Unificación de los trabajos de grado; Fase 1: Sistema de captura de datos morfológicos mediante análisis de imágenes durante el crecimiento de plantas de arroz, Fase 2: Sistema de modelado para la reconstrucción 3D del crecimiento de la variedad de arroz oryza sativa L.

La idea de utilizar imágenes para analizar la planta de arroz se debe a la gran variedad de programas que existen hoy en día que permiten analizar y extraer información que a simple vista es difícil de concebir. Estos programas contienen algoritmos y funciones que permiten procesar una gran variedad de imágenes para el análisis y obtención de datos a una velocidad muy superior al método tradicional.

A continuación, se presenta el proceso a seguir para la implementación del sistema y para el funcionamiento del método empleado.

3.2.1. Requerimientos, necesidades y especificaciones del sistema

3.2.1.1. Dispositivos de adquisición de imágenes

Unas de las especificaciones del sistema son los dispositivos de captura y adquisición de imágenes utilizados. Para ello se investigó y entendió que es una imagen digital y cuales son sus características, como las explicadas en el apartado 2.2.1 **Características de las imágenes digitales** del capítulo 2. Así mismo, se investigó dispositivos que permiten la captura de imágenes digitales, como los mostrados en la sección 2.4 **Dispositivos de adquisición o captura de imágenes digitales** del capítulo 2. Finalmente, se eligieron los dispositivos teniendo en cuenta los recursos ya disponibles y también valorando dos cosas importantes: (1) el diseño del sistema de captura y, (2) debido a que la mayoría de datos fenotípicos a capturar son estructurales, que la cámara permita obtener imágenes de luz visible.

Materiales: En la Figura 3.5 a) se puede observar uno de los dispositivos de captura de imágenes de este trabajo. Una cámara web Logitech C930e fue un recurso adquirido prestado de la universidad y se utilizó para automatizar el sistema. También se utilizó una cámara digital Sony Cyber-shot DSC-WX50, que fue un dispositivo con el que ya contábamos como cámara personal de mano. En la Figura 3.5 b) se puede observar la cámara mencionada junto con algunas de sus características principales y de utilidad para este proyecto.



Figura 3.5: a) Cámara web Logitech C930e. b) Camara digital Sony Cyber-shot DSC-WX50.

Una vez implementado el sistema físico con las condiciones necesarias (cámara estática con trípode y corrección de iluminación) se realiza la captura de imágenes. Para ello, en primera instancia se calibra la cámara (ver sección 3.2.1.6 **Calibración de la cámara**) y se ajustan los parámetros. Dentro de estos ajustes se realiza, inicialmente, el balance de blancos personalizado, con el cual se realizará la captura de todas las imágenes. Se ajustan también parámetros como la sensibilidad ISO (100, 200, 400, 800, 1600, 3200, 6400, 12800, Auto), la cual depende de la hora del día en el cual se captura imágenes, en la mayoría de capturas se utiliza 100 o 400 ISO, y debido a que este modelo no permite configurar el tiempo de exposición de las imágenes capturadas, se ajusta la corrección de exposición a la luz (+/- 2EV (1/3EV step)), la cual fue de +0,3EV para todas las imágenes. Finalmente se capturan imágenes con parámetros fijos de apertura $f/2.6$, distancia focal de 25 mm y profundidad de bit de 24. Una vez configurada la cámara se procede a ejecutar el programa en la computadora, se empieza a rotar la plataforma giratoria si se requiere (dependiendo de la cantidad de hojas que tenga la planta) y capturar las imágenes.

3.2.1.2. Capturar planta de arroz desde múltiples vistas

En un principio se adquirirían imágenes de la planta con una sola fotografía de vista lateral. Sin embargo, en el desarrollo del algoritmo de análisis de imágenes, se logró observar que existían hojas de la planta de arroz que no se veían en vista lateral y si desde otra perspectiva. Esto se debe a la filotaxia, la auto-oclusión y el cruce de hojas en la planta, mencionadas en el apartado 2.6 **Fenotipado de plantas basado en imágenes**. Es por eso que surgió la necesidad de adquirir

imágenes digitales de la planta de arroz desde múltiples vistas, es decir a diferentes ángulos, y por ello se planteó el **3.2.2 Diseño del sistema de captura de imágenes**, que se explicará más adelante. La toma de imágenes de una sola planta deberán aumentar entre mayor sea el número de hojas que posea. Por ejemplo, con plantas de menos de cinco hojas, es necesario capturar imágenes cada 30 grados durante una vuelta completa, es decir, 360 grados, dando un total de 12 imágenes digitales a procesar.

Materiales: En la Figura 3.6 a) , se puede observar la base giratoria con la cual se trabajó. Esta hace parte de un sistema de escaneo llamado Ciclop 3D y fue facilitada por la Universidad. Esta base está hecha en plástico sólido. Por otra parte, en la Figura 3.6 b), se puede observar un motor paso a paso Nema 17, necesario para la rotación de la plataforma giratoria.

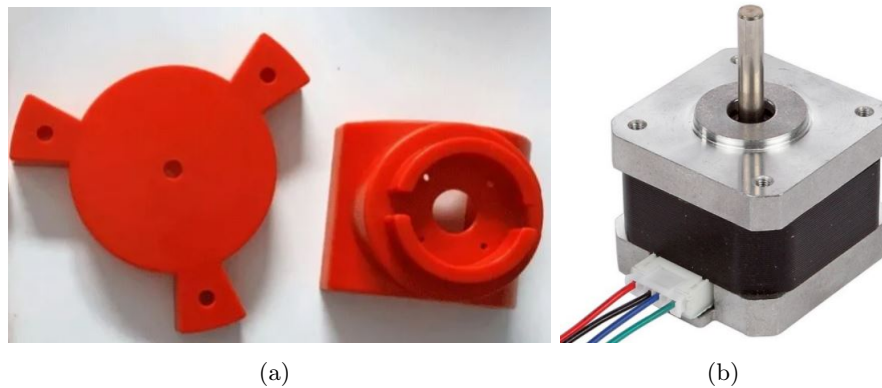


Figura 3.6: a) Base giratoria del sistema Ciclop 3D. b) Motor Nema 17.

Algunas características del motor Nema 17 importantes para nuestro trabajo son:

- Longitud del eje: 25 mm
- Pasos por vuelta: 200 ($1,8^\circ$ /paso)
- Corriente: 1.2 Amperios por bobinado
- Tensión: 4 V
- Torque: 3.2 kg/cm (44 oz-in)

Para el control del motor paso a paso se hizo uso del driver industrial TB6600 y un Arduino Mega 2560. Estos materiales también fueron facilitados por la universidad. El driver TB6600 permite realizar diferentes configuraciones de micropasos en el motor y se puede operar para distintos tipos de motores paso a paso, debido a que se puede variar la corriente desde 0.5 A hasta 4 A. En la Figura 3.7 se puede observar el driver conectado a Arduino y al motor paso a paso instalado ya en la plataforma giratoria.

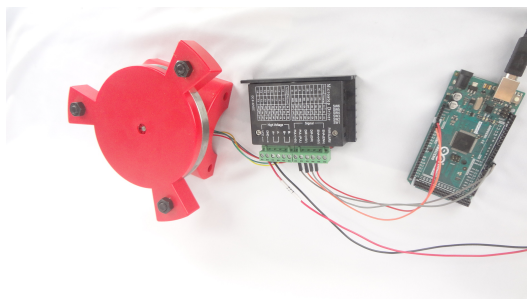


Figura 3.7: Base giratoria del sistema Ciclop 3D.

Gracias a estos dispositivos y un programa realizado en Arduino, el sistema logra rotar automáticamente la plataforma los grados necesarios. Cabe mencionar que hay que alimentar el arduino a 5V, y el motor paso a paso mediante un convertor a 12V.

3.2.1.3. Método no invasivo

Un requerimiento importante es que el sistema debe permitir obtener datos morfológicos de la planta de arroz sin necesidad de manipularla e invadirla. Este requerimiento se puede llevar a cabo gracias a que se está empleando el método de procesamiento digital de imágenes. Además, como se explicó en el apartado anterior, el sistema rota automáticamente, por lo que no es necesario manipular manualmente el macetero con la planta y rotarla cuando sea necesario, como se hizo por ejemplo en uno de los estudios investigados, mencionados en la sección **2.7 Trabajos Relacionados** del capítulo 2.

3.2.1.4. El arroz y etapas trabajadas

Se seleccionaron y clasificaron los estadios más importantes para este trabajo, dado que el sistema no es capaz de analizar la planta de arroz en todas sus etapas o estadios. Esto se debe a la complejidad en la morfología y fisiología de la planta de arroz. A continuación, se presentan los estadios o etapas trabajadas según la codificación BBCH de los estadios fenológicos de desarrollo del arroz (*Oryza sativa* L) presentado en la sección **2.5.1 Etapas o estadios de crecimiento de la planta de arroz**:

- Estadio 0: Germinación
- Estadio principal 1. Desarrollo de las hojas (tallo principal)
- Estadio principal 2. Premacollamiento: formación de brotes laterales (ahijamiento)
- Estadio principal 3. Encañado (crecimiento longitudinal de las hojas y tallo)

La semilla de arroz (*Oryza Sativa* L) con la cual se trabajó es específicamente la variedad F60 R2, la cual fue adquirida por CIAT (Centro Internacional de Agricultura Tropical). En principio se utilizó

una cantidad de ocho maceteros para sembrar cinco semillas en cada uno. Sin embargo, no todas crecieron adecuadamente debido a las condiciones ambientales, ya que no se cultivaron en ambiente de laboratorio dada la situación de la pandemia en el año 2020. El sistema puede analizar la planta 9 días después de su germinación, debido a que las plantas se cultivaron en casa y fue este periodo de tiempo en el cual se empezaron a observar los primeros rasgos morfológicos notables a simple vista e identificadas por el programa. En la Figura 3.9 se pueden observar las etapas que se consideraron en este trabajo.

Antes de plantar la semilla en el macetero se realiza un proceso de pre-siembra. En la Figura 3.8 se explica más detalladamente el proceso de pre-siembra.



Figura 3.8: a) Semilla de arroz F60 R2, b) Semilla germinada, c) Coleóptilo de la semilla, d) Empieza la fase vegetativa: primera hoja.

La Figura 3.8 a) se trata de la fase o proceso de pre-siembra, en la que se deja la semilla de arroz en agua por 24 horas. Ésta técnica se investigó para cultivar arroz en casa, como en este caso. Una vez se observe que empieza el proceso de germinación, Figura 3.8 b), se siembra la semilla en la tierra, se riega con agua para mantenerla húmeda y que la planta empiece a absorber los nutrientes de la tierra. Para este caso, en cuatro días se logró observar el coleóptilo, Figura 3.8 c), de la mayoría de las plantas cultivadas. Finalmente, nueve días después de sembrarla, Figura 3.8 d), se pueden observar los primeros rasgos morfológicos de la planta. Es decir, el sistema puede analizar la planta de arroz nueve días después de sembrarla, o cuando alcance una altura aproximada de cinco centímetros.



Figura 3.9: Etapas de la planta de arroz con las cuales se trabajó: a) etapa de siembra, b) estadio 0 o etapa de germinación, c) estadio principal 1, d) estadio principal 2 o etapa de plantula, e) estadio principal 3 o etapa de premacollamiento.

La Figura 3.9 a) muestra la etapa o fase de siembra, en la cual la semilla de la variedad F60 ya se ha plantado en la tierra. La Figura 3.9 b) muestra la etapa de germinación o estadio 0, a seis días después de ser sembrada. La Figura 3.9 c) muestra la etapa o estadio principal 1: desarrollo de las hojas y tallo, a nueve días después de sembrarla. En la Figura 3.9 d), se muestra la etapa de plantula o estadio principal 2, a 30 días después de ser sembrada. Finalmente, la Figura 3.9 e), muestra la etapa de premacollamiento o estadio principal 3: encañado, crecimiento longitudinal del tallo y hojas, a 50 días de ser sembrada.

Cabe mencionar que en ninguna de las etapas la tierra fue estimulada con algún herbicida, abonada o fertilizada para acelerar su crecimiento, simplemente se le suministró agua en diferentes cantidades en sus distintas etapas (estadio 0: aproximadamente 100 ml/día, estadio 1: aproximadamente 150 ml/día, estadio 2: aproximadamente 200 ml/día, estadio 3: aproximadamente 300 ml/día).

3.2.1.5. Ambiente e iluminación

El ambiente adecuado para la germinación de semillas de arroz debe contar con variables mínimas de temperatura, humedad y luminosidad, por lo que en un principio se planeó trabajarlo en la universidad en condiciones de laboratorio. Sin embargo, debido a la situación generada por la pandemia, el sistema se desarrolló en casa (ciudad de Cali), por lo que no cuenta con condiciones óptimas de temperatura, humedad y luz, lo que también implicó analizar solo las etapas descritas anteriormente.

Por otra parte, un requerimiento para que el sistema de procesamiento trabaje correctamente es una buena iluminación en las imágenes. Debido a que el método empleado hace uso del análisis de imágenes digitales, estas deben ser adquiridas en las condiciones más favorables de luz. Por tal

motivo fue necesario la implementación de luz artificial, lo cual ayudó a eliminar sombras e irregularidades para hacer que el fondo de segundo plano de la imagen esté uniformemente iluminado. Para ello se implementó tres softbox caseros ubicados estratégicamente para la iluminación del fondo e iluminación de la planta. En la Figura 3.10 se puede observar el modelo de los softbox creados.



Figura 3.10: softbox casero.

Estos softbox caseros fueron hechos con cartón paja, dando una ventana de iluminación de 30.0 cm². Dentro del softbox se recubrió con papel aluminio para que la luz generada por un bombillo led de 15W se difracte en todas las direcciones y genere mayor iluminación. Para que la luz no llegue directamente al fondo (tela blanca de estudio fotográfico de 1 m) se utilizó un difusor (papel seda) para suavizarla. El sistema físico completo se puede observar en la sección 3.2.3 **Implementación del sistema físico**, junto con algunas de sus características.

3.2.1.6. Calibración de la cámara

Este es un requerimiento importante del sistema debido a que se está empleando el método de análisis de imágenes.

Calibración de cámara: El proceso de calibración de la cámara permite la obtención de datos 3D a partir de imágenes 2D de la escena. Para llevar a cabo este proceso se empleó el método de Zhang, el cual permite estimar los parámetros intrínsecos de la cámara a través de una serie de patrones, que para este caso, fueron patrones generados en tableros de ajedrez.

Lo que se requiere es poder eliminar, o al menos, disminuir la distorsión generada en las imágenes. Esta distorsión puede ser radial o tangencial. La distorsión radial hace que las líneas rectas parezcan curvas y aumenta cuanto más lejos están los puntos del centro de la imagen. La distorsión radial se

puede representar en la Ecuación 3.2.

$$\begin{aligned}x_{distorted} &= x(1 + k_1r^2 + k_2r^4 + k_3r^6) \\y_{distorted} &= y(1 + k_1r^2 + k_2r^4 + k_3r^6)\end{aligned}\tag{3.2}$$

De manera similar, la distorsión tangencial se produce porque la lente de toma de imágenes no está alineada perfectamente en paralelo al plano de imagen. Por lo tanto, es posible que algunas áreas de la imagen parezcan más cercanas de lo esperado. La cantidad de distorsión tangencial se puede representar en la Ecuación 3.3.

$$\begin{aligned}x_{distorted} &= x + [2p_1xy + p_2(r^2 + 2x^2)] \\y_{distorted} &= y + [p_1(r^2 + 2y^2) + 2p_2xy]\end{aligned}\tag{3.3}$$

En resumen, los coeficientes que se deben de encontrar son los mostrados en la fórmula 3.4

$$Distortion\ coefficients = (k_1 \quad k_2 \quad p_1 \quad p_2 \quad k_3)\tag{3.4}$$

Además, se necesitan conocer los parámetros intrínsecos de la cámara, los cuales son representados en una matriz como la de la Ecuación 3.5 . Esta matriz incluye información como la distancia focal y los centros ópticos, los cuales se usan para corregir la distorsión generada por un lente de cámara. Para aplicaciones estéreo, como es el caso, se necesita primero eliminar la distorsión. Para ello, se usó 20 fotografías de un tablero de ajedrez tomadas con una única cámara, la que se desee calibrar. En este caso, se calibró tanto la cámara web, como la cámara digital Sony. Empleando OpenCV y Python se procesó estas imágenes y se obtuvo los patrones generados con el método de Zhang. En la Figura 3.11 se puede observar una de las imágenes de entrada, y en la Figura 3.12, se puede observar el resultado después de ser procesada.

$$camera\ matrix = \begin{bmatrix} f_x & 0 & c_x \\ 0 & f_y & c_y \\ 0 & 0 & 1 \end{bmatrix}\tag{3.5}$$



Figura 3.11: Imagen tablero de ajedrez de entrada.



Figura 3.12: Imagen tablero de ajedrez de salida.

Una vez procesadas las 20 imágenes del tablero de ajedrez se obtiene los puntos de objeto y puntos de la imagen, necesarios para calibrar la cámara. Con la función `calibrateCamera()`, se procede a calibrar la cámara y se obtiene la matriz intrínseca de la cámara, los coeficientes de distorsión y los vectores de rotación y traslación. Finalmente, se procede a ajustar una imagen adquirida con la misma cámara y a corregir la distorsión mediante la función `getOptimalNewCameraMatrix()` y `undistort()`. Para saber que tan buenos son los parámetros encontrados, se utilizó la función `projectPoints()`, la cual da un valor cuantitativo del error. Entre más cercano esté a cero este valor, los parámetros encontrados son mejores. En la Figura 3.13 y 3.14, se puede ver el error de proyección de los parámetros tanto en la cámara web, como de la cámara digital respectivamente.

```
total error: 0.07570645393604086
```

Figura 3.13: Error de proyección en la cámara web.

```
total error: 0.061865117083829316
```

Figura 3.14: Error de proyección en la cámara digital.

Finalmente, en la Figura 3.15 y en la Figura 3.16 se puede observar una imagen de entrada con distorsión y una imagen calibrada sin distorsión.



Figura 3.15: Imagen de la planta de arroz con distorsión (cámara digital).



Figura 3.16: Imagen de la planta de arroz sin distorsión (cámara digital).

3.2.1.7. Sistema semiautomático

El sistema permite realizar capturas automáticas de plantas de arroz si se utiliza la cámara web, ya que ésta, al contar con una conexión USB permite ser controlada y configurada desde el computador mediante Python y OpenCv. Con la cámara digital las capturas son manuales, ya que este modelo de cámara no permite ser controlada desde el computador, esto hace al sistema semiautomático.

3.2.1.8. Datos morfológicos obtenidos

Dada la situación pandémica que la humanidad afrontó durante el año 2020 (tiempo en el cual este trabajo se desarrollaba), se alteraron los resultados que en este trabajo se esperaban obtener. Debido a la cuarentena obligatoria las plantas de arroz no crecieron en ambiente de laboratorio con las variables idóneas para su crecimiento. Las plantas de arroz usadas en este trabajo crecieron en casa, con las condiciones a nuestro alcance. Algunas de las plantas llegaron incluso a la etapa de formación de la panícula, pero particularmente estas plantas no desarrollaron macollos, es decir, creció únicamente el tallo y las hojas. Es por eso también que, como se especificó en la sección 3.2.1.4 **El arroz y etapas trabajadas**, solo se trabajó hasta el estadio principal 3 o premacollamiento. Para las etapas o estadios 1,2,3 se obtuvieron fenotipos estructurales, tanto holísticos como por componentes, ver la sección 2.6 **Fenotipado de plantas basado en imágenes**. Las variables obtenidas fueron: altura de la planta, longitud del tallo, número de hojas, longitud de las hojas, ángulos de las hojas y forma de la hoja (curvatura). También se buscó integrar estos fenotipos estructurales a fenotipos temporales basados en trayectoria como: tasa de crecimiento de la planta,

tasa de crecimiento del tallo y tasa de elongación de las hojas.

Los datos morfológicos obtenidos fueron estructurados en formatos Json y usados en otro trabajo de grado paralelo a éste, titulado **Sistema de modelado para la reconstrucción 3D del crecimiento de la variedad de arroz oryza sativa L.**

3.2.2. Diseño del sistema de captura de imágenes

Antes de empezar a desarrollar el sistema físico con el cual el sistema permitiría realizar captura de imágenes, se realizó una tabla de criterios y soluciones para comparar distintas alternativas y recursos disponibles para ser usados. Esta tabla se puede encontrar en el apartado de anexos. La comparación incluye criterios como; reproducibilidad (capacidad de un ensayo o experimento de ser reproducido o replicado por otros), disponibilidad (materiales prestados), facilidad (de implementar, controlar y operar), movilidad (del sistema completo), precio (entre más económico tiene más peso como criterio) y, finalmente, estabilidad (adquirir imágenes manualmente sin una cámara fija altera los datos obtenidos). En esta tabla, la mejor alternativa era usar el robot UR3 disponible en la universidad, puesto que con él se podría tomar capturas de imágenes de vista lateral y superior a la planta, aumentando así las imágenes a analizar y más variables fenotípicas (principalmente holísticas, como el área de brote proyectada en la superficie de la planta o radio ocupacional de una planta). Sin embargo, debido a la situación generada por la pandemia, y sin tener acceso a la universidad y al laboratorio, se optó por la segunda alternativa con más peso, o la más viable, la cual es una plataforma giratoria con cámara fija.

Para el diseño esquemático del sistema nos ayudamos con herramientas que ofrece windows (paint 3D). Por otra parte, un paso importante fue también guiarnos de la literatura para comprender y establecer un diseño conceptual, óptimo para captura de imágenes y fenotipado de plantas, como los mostrados en las Figuras 2.19 y 2.20 de la sección 2.7 **Trabajos relacionados**, del capítulo 2. En la Figura 3.17 se puede observar el diseño del sistema de fenotipado de bajo costo.

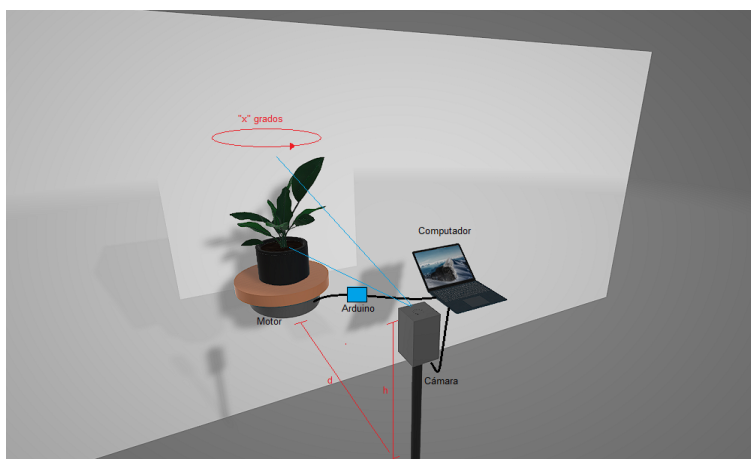


Figura 3.17: Diseño del sistema de fenotipado de bajo costo, realizado en Paint 3D.

En este diseño conceptual se planteó un sistema de captura de imágenes automático, el cual contaría con un computador (encargado de procesar las imágenes), una base giratoria (controlada mediante arduino y un controlador de motor paso a paso), y una cámara fija (preferiblemente con trípode para poder variar la altura y la distancia al objeto).

En la Figura 3.18 se puede observar el diagrama de bloques del sistema propuesto.

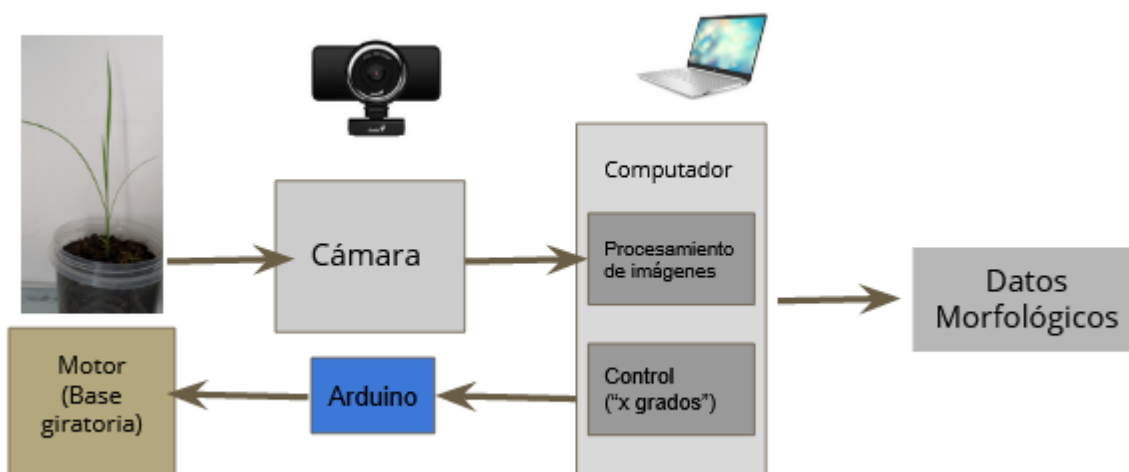


Figura 3.18: Diagrama de bloques del sistema de captura de imágenes.

3.2.3. Implementación del sistema físico

Una vez planteado el diseño conceptual del sistema se procedió a adquirir los materiales: motor paso a paso, arduino mega, controlador tb6600, cámara web, cámara digital, tela blanca para fondo, iluminación para fondo (softbox casero). En las Figuras 3.19, 3.20 y 3.21 se puede observar el resultado del sistema implementado.



Figura 3.19: Sistema de fenotipado de bajo costo.



Figura 3.20: Sistema de fenotipado de bajo costo.

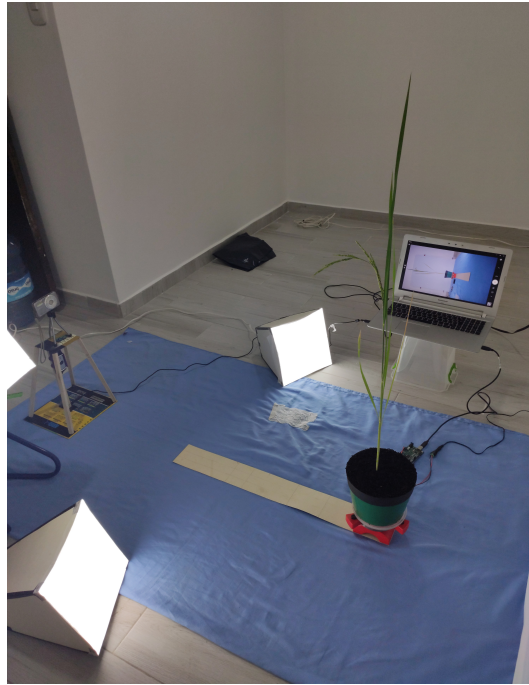


Figura 3.21: Sistema de fenotipado de bajo costo.

El sistema físico observado ocupa una área de aproximadamente 3.0 m². Cuando se va a realizar la adquisición de imágenes de una planta de arroz se ubican estratégicamente dos softbox caseros de forma lateral para que iluminen el fondo, y el tercer softbox se ubica a 45 grados del objeto a capturar para que la iluminación sea lo más uniforme posible. Por otra parte, hay que señalar que cuando se realiza una captura, la plataforma giratoria junto a la base se ubican a 0.50 m del fondo para mejorar la adquisición de imágenes y hacer que el fondo de una imagen digital adquirida tenga un blanco más uniforme, además hay que procurar que el fondo (tela blanca) no presente arrugas o irregularidades en su superficie. Aunque como se explicó en el apartado 3.2.1.1 **Dispositivos de adquisición de imágenes**, se configuran previamente algunos parámetros de las cámaras para lograr capturas más favorables con las que algoritmo de procesamiento de las imágenes va a trabajar. **Funcionamiento del sistema físico:** Finalmente, en la Figura 3.22 se puede observar cual es el procedimiento a realizar en el sistema físico antes de procesar las imágenes adquiridas. Primero, se realiza una corrección de la iluminación de fondo mediante los softbox caseros estratégicamente ubicados (dos en cada lateral y uno a 45 grados de la plataforma giratoria). Después, se procede a ubicar el macetero de arroz en la plataforma. Se ubica la cámara a cierta distancia y se configuran los parámetros de ésta (ISO, EV, Balance de blancos). Para las primeras capturas de imágenes se utiliza una regla como referencia y se ubica un cartón milimetrado bajo la base giratoria para ajustar cualquier cambio de distancia en la cámara. También se realiza la calibración de la cámara aplicando el método de Zhang y usando OpenCV y Python, como se mencionó anteriormente. El siguiente paso es ejecutar el programa en Python desde el computador, para que éste se comunique con Arduino.

Antes de ello se solicita al usuario cuantos grados desea girar la plataforma (si se requiere). Después realizará la primera captura de la imagen y empezará a girar la plataforma, y a tomar capturas de la planta cada X grados en intervalos de seis segundos por captura. Finalmente se procede a corregir la distorsión generada por el lente en las imágenes adquiridas y se procesan mediante el algoritmo de imágenes 3.2.4 **Implementación de algoritmos para el procesamiento de imágenes.**

Hay que aclarar que, como se mencionó en la sección 3.2.1.7 **Sistema semiautomático**, el sistema físico es completamente automático si se utiliza la cámara web, la cual es buena pero la calidad de las imágenes adquiridas no superan a la cámara digital Sony. Por ello, cuando se usa la cámara digital el sistema es semiautomático ya que la plataforma giratoria está automatizada pero las capturas se hacen manualmente con un trípode fijo. Así que, con este dispositivo el procedimiento es un poco más tedioso, sin embargo da mejores resultados en las imágenes adquiridas.

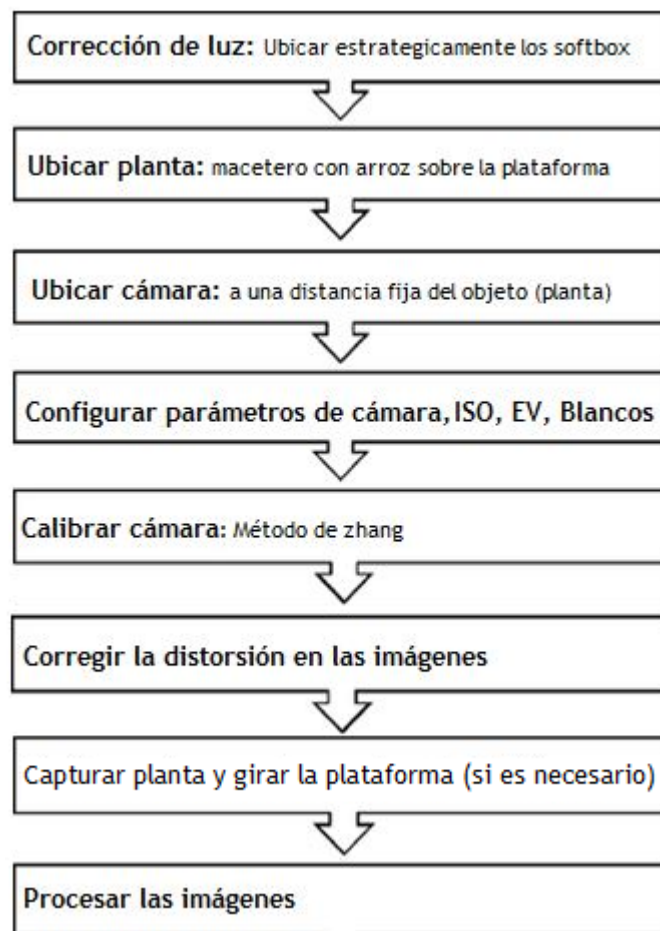


Figura 3.22: Funcionamiento del sistema físico.

3.2.4. Implementación de algoritmos para el procesamiento de imágenes

El procesamiento de las imágenes se divide en dos partes fundamentales, la primera consiste en un pre-procesamiento de las imágenes para identificar y separar la planta de arroz de elementos externos como la macetera y el fondo. La segunda parte consiste en obtener los datos morfológicos de la planta utilizando diferentes algoritmos. Las imágenes son procesadas en un computador portátil con Intel Core i7, de ocho núcleos y memoria RAM de 8 Gb, en el que generalmente, el tiempo de procesamiento va desde 15 a 20 segundos por imagen y para un conjunto de 13 imágenes el tiempo requerido es de 3 a 4 minutos.

Para la primera parte del pre-procesamiento se utilizó la librería PlantCV de Python. PlantCV se compone de funciones modulares para ser aplicable a una variedad de tipos de plantas y sistemas de imágenes. Además, admite actualmente el análisis de imágenes en color RGB estándar (también conocidas como "VIS"), imágenes en escala de grises estándar (p. Ej., Infrarrojo cercano, "NIR"), imágenes infrarrojas térmicas, imágenes en escala de grises de sistemas de imágenes de fluorescencia de clorofila ("PSII") e hiperespectrales (NDVI)[10].

3.2.4.1. Preprocesamiento

LIBRERIAS

```
import sys, traceback
import matplotlib.pyplot as plt
import cv2
import os
import json
import numpy as np
from plantcv import plantcv as pcv
from plantcv.plantcv import params
from plantcv.plantcv import outputs
from statistics import mode
from scipy.interpolate import InterpolatedUnivariateSpline
pcv.params.debug = "plot"
debug= 'plot'
%matplotlib inline
from PIL import Image
import math
```

Figura 3.23: Librerías utilizadas en Python 3.8; sys es un módulo que proporciona acceso a algunas variables utilizadas o mantenidas por el intérprete y a funciones que interactúan fuertemente con el intérprete, matplotlib permite realizar gráficos a partir de datos obtenidos y organizados en arreglos, cv2 es el módulo de OpenCV, json es un módulo el cual estructura los datos, numpy posibilita crear vectores y matrices multidimensionales, PlantCV es un módulo que acopla distintas funciones modulares para análisis de plantas, statistics es una librería con funciones estadísticas para analizar datos y math es una librería para realizar funciones matemáticas dentro del programa.

3.2.4.2. Carga de Imagen

Una vez cargadas todas las librerías a utilizar, se lee la imagen que se va a preprocesar, para ello se utiliza el comando `pcv.readimage()` el cual lee la imagen en forma matricial y divide la ruta y el nombre del archivo de la imagen. Para tener una mejor idea de como se desarrolló el código, se utiliza una imagen de planta de arroz para su ejemplificación, ver Figura 3.24.

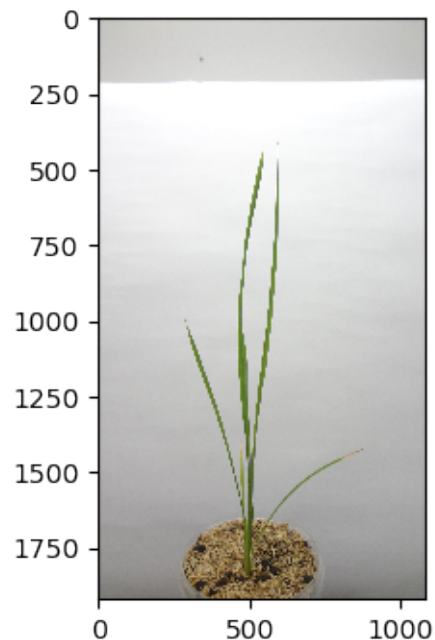


Figura 3.24: Captura RGB de la planta de arroz utilizando el dispositivos de adquisición (cámara digital Sony cyber-shot DSC-WX50) a 50 cm de distancia.

3.2.4.3. Separación del fondo

Una vez que se tiene la imagen cargada se procede a eliminar el fondo y los objetos innecesarios, es decir, se realiza un proceso de segmentación, para ello se usa una serie de filtros y conversiones que se explicarán a continuación. La primera conversión se trata del espacio RGB a HSV.

La importancia de realizar la conversión a HSV es poder separar el fondo blanco de la planta de arroz, pues como se explicó anteriormente, el formato HSV es sensible a la saturación y luminosidad del blanco. Para ello se usa el comando `rgb2gray_hsv` y se obtiene la Figura 3.25.

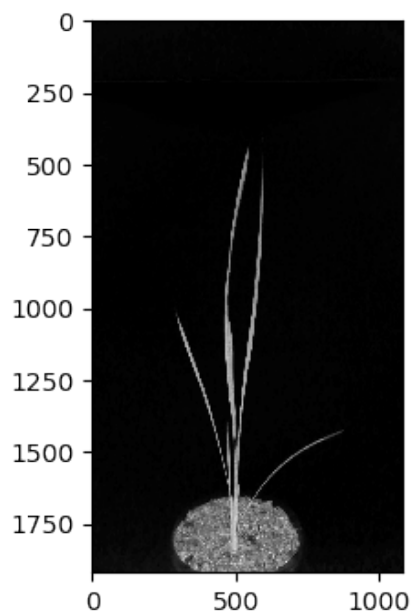


Figura 3.25: Imagen en HSV escala de grises, el color blanco es reemplazado por un tono negro para distinguir los objetos con un tono diferente.

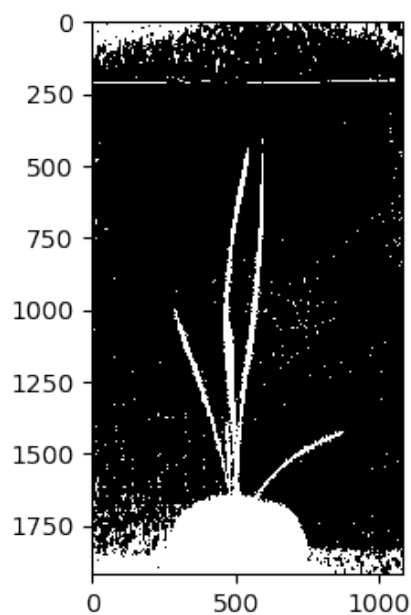


Figura 3.26: Máscara binaria imperfecta sobre la imagen de la planta de arroz en escala de grises HSV . Útil para separar plantas y materiales de fondo.

Ahora se crea una imagen binaria a partir de una imagen gris basada en los valores de umbral (HSV). La planta se puede especificar como oscuro o claro y de esa manera separar el fondo blanco. Para ello se utiliza la función `pcv.threshold.binary()` y se obtiene la Figura 3.26.

Con la imagen binaria de la Figura 3.26 es posible obtener una imagen en formato RGB, pero sin el fondo como la mostrada en la Figura 3.27 . Se usa la función `pcv.apply_mask()`, para que la imagen contenga menos colores innecesarios que pueden perturbar su futuro procesamiento.

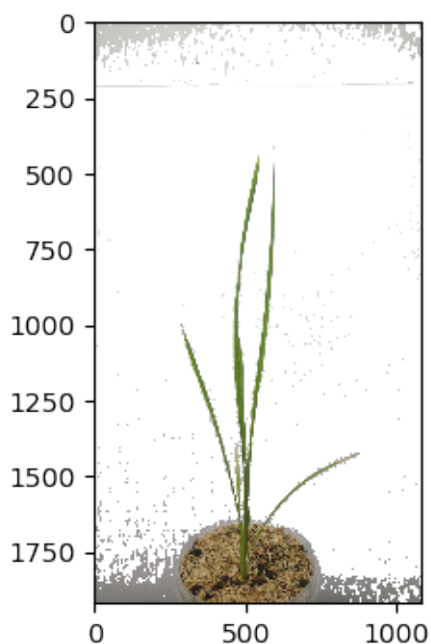


Figura 3.27: Imagen RGB de la planta de arroz sin el fondo. Nótese que algunos lugares no fueron descartados completamente debido a la irregularidad de la luz

3.2.4.4. Separación de la planta

Para analizar las imágenes adquiridas es necesario realizar un filtro que separe la planta del macetero y la tierra. Para ello se convierte la imagen RGB a LAB.

Gracias a que el formato LAB es sensible al color verde, es posible filtrar la imagen de la planta de arroz (ver Figura 3.27) para eliminar lo que no tenga el espectro del color verde. Para ello se usa el comando `pcv.rgb2gray_lab()` y se obtiene la Figura 3.28.

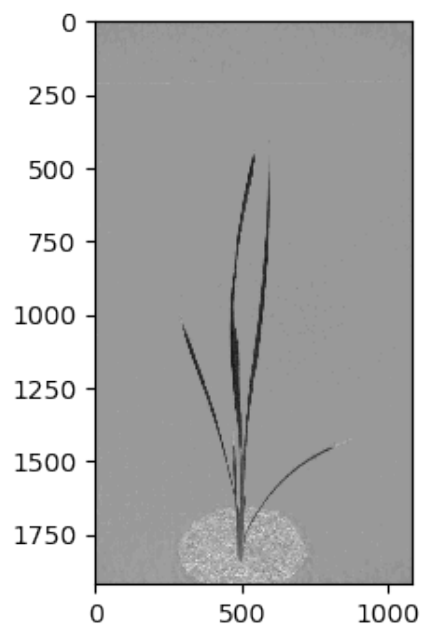


Figura 3.28: Imagen LAB de la planta de arroz, nótese que la planta de arroz tiene un color oscuro respecto a su entorno

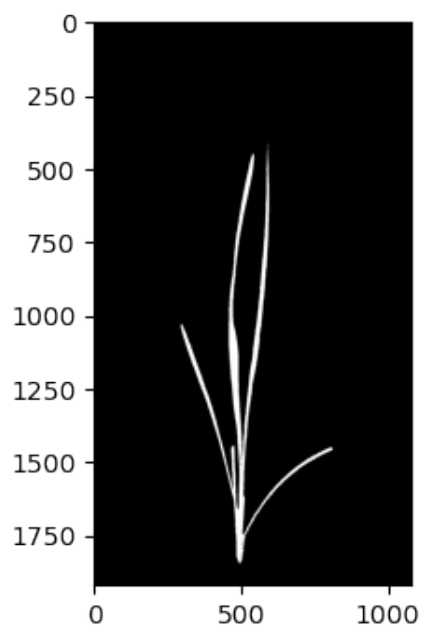


Figura 3.29: Imagen binaria perfecta de la planta de arroz.

Por último, se utiliza el comando `plantcv.threshold.binary` como en la Figura 3.26 para obtener finalmente la imagen binaria de únicamente la planta de arroz, ver Figura 3.29. Con este último paso, ya se puede obtener datos morfológicos de las imágenes.

3.2.4.5. Procesamiento para obtener datos morfológicos

Una vez que las imágenes están listas y limpias de figuras y colores externos a la planta, es posible empezar por identificar las hojas y el tallo de la planta. Para ello, las funciones del paquete de morfología contenidos en PlantCV se pueden utilizar una vez que se ha creado una máscara binaria. Las funciones de morfología están destinadas a ser un tipo de análisis de objetos. Estas funciones pueden potencialmente devolver información sobre; la altura de la planta, longitud de la hoja, el ángulo de la hoja y la curvatura de la hoja.[41]

3.2.4.6. Altura de la planta: fenotipo estructural holístico

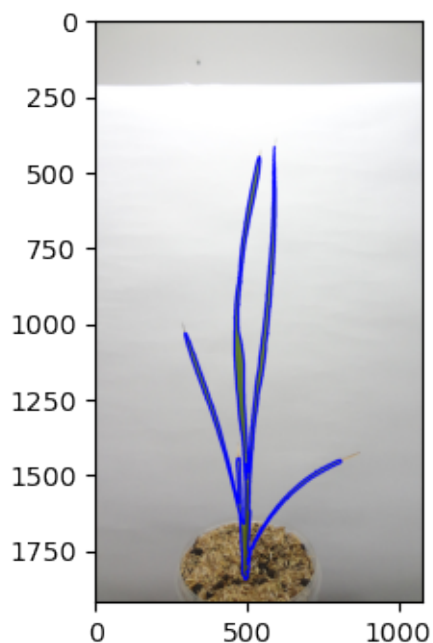


Figura 3.30: Imagen RGB con algoritmo ROI para detectar el entorno de la planta.

Para obtener la altura de la planta se utilizaron los algoritmos existentes en PlantCV para detectar objetos. La planta puede ser analizada como un solo objeto gracias a la creación de ROI (Región de interés), con el cual se puede identificar únicamente el contorno de la planta y así encontrar su altura. Ver figura 3.30

Con la función `pvc.analyze_bound_horizontal()` se puede obtener la altura de la planta, como lo indica la figura 3.31.

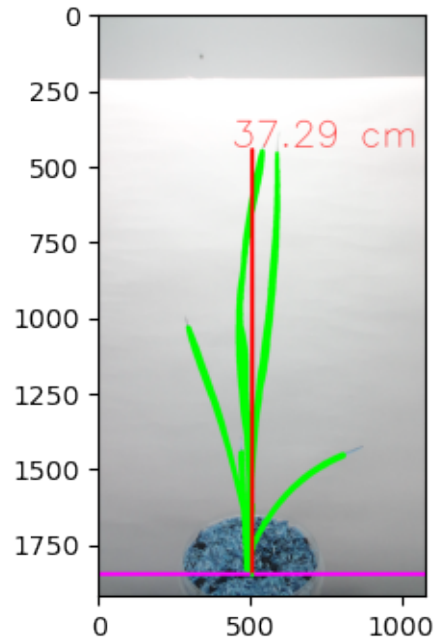


Figura 3.31: Planta de arroz en color verde (característico de los objetos) y una línea roja vertical indicando su altura, dado a que la distancia a la que se capturó la planta es a 50 cm de la planta, cada pixel de la planta equivale a 0.0265cm. para este caso el programa arroja un valor de 37.29 cm.

3.2.4.7. Identificación de hojas y tallos

Para diferenciar las hojas del tallo, se utilizaron una serie de algoritmos que se explican a continuación. Primero se realiza la **esqueletización** de la imagen binaria de la planta de arroz (ver Figura 3.29).

PlantCV provee una función para la esqueletización de una imagen sin necesitar mucho procesamiento computacional, con el comando `plantcv.morphology.skeletonize` se obtiene la Figura 3.32.

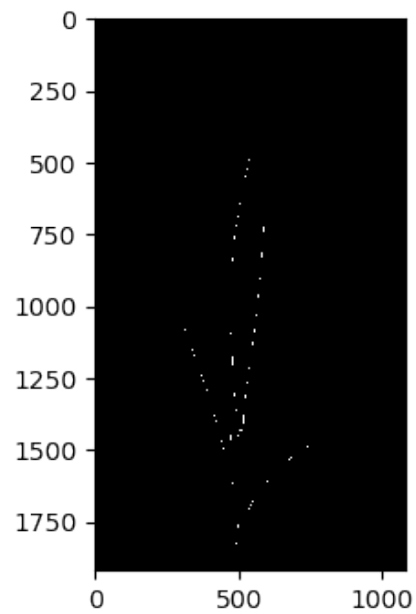


Figura 3.32: La esqueletización de la imagen de arroz: toma una máscara y la reduce a una representación de 1 píxel de ancho mientras conserva la estructura.

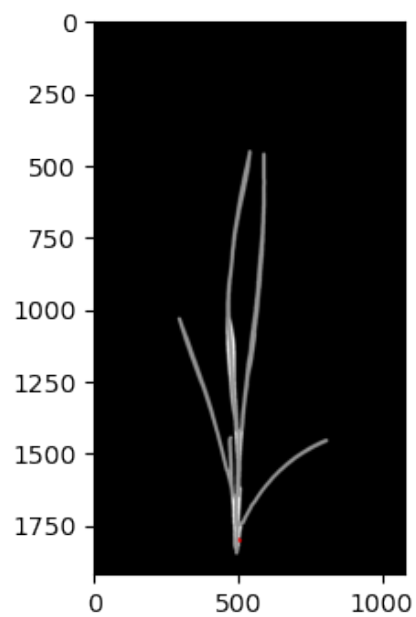


Figura 3.33: Esqueletización de la imagen binaria. Cuando existen segmentos que no corresponden a la planta se opta por podar los segmentos.

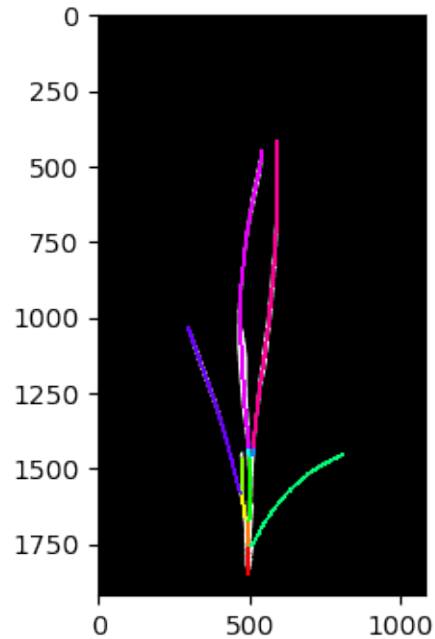


Figura 3.34: Imagen esqueletizada y segmentada, por cada segmento el programa agrega un color para identificar mejor los segmentos individuales de la planta.

Ahora es necesario convertir la imagen esqueletizada en piezas separadas, para poder distinguir entre hojas y tallo. Para ello se usa la función **plantcv.morphology.prune** el cual retorna una imagen con las puntas de las hojas podadas (esto se usa cuando existen ramas salientes del tallo que el programa puede tomar como si fueran hojas cuando en realidad no lo son) ver Figura 3.33. También dicha función arroja una imagen segmentada, como se puede ver en la Figura 3.34.

Con la función **pcv.morphology.segment_sort** se puede identificar las hojas y el tallo, ver figura 3.35. Esta función clasifica los segmentos de esqueleto en dos categorías: segmentos primarios y secundarios. Los segmentos se clasifican como primarios si ambos puntos finales del segmento coinciden con puntos de ramificación. Los segmentos se clasifican como secundarios si al menos uno de sus puntos finales coincide con una punta. Mediante este método de clasificación, en el ejemplo siguiente, el segmento primario es el tallo y los segmentos secundarios son las hojas. Los segmentos secundarios se colorean de verde y los segmentos primarios se colorean de fucsia. Con estas funciones se pueden procesar de manera independiente las hojas y los tallos, para así obtener información solamente de cada hoja cuando sea necesario y no de toda la planta.

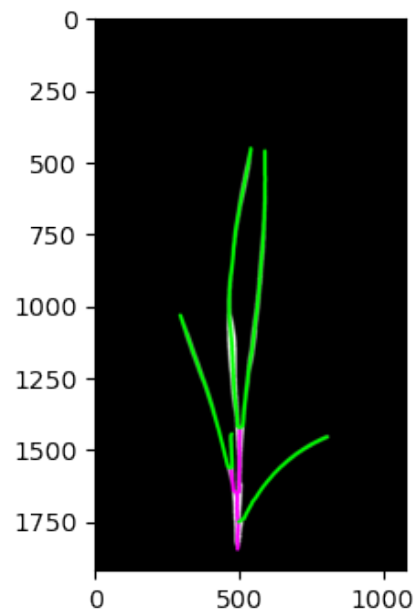


Figura 3.35: Imagen segmentada de la planta de arroz. El color verde representa las hojas y el color fucsia representa el tallo.

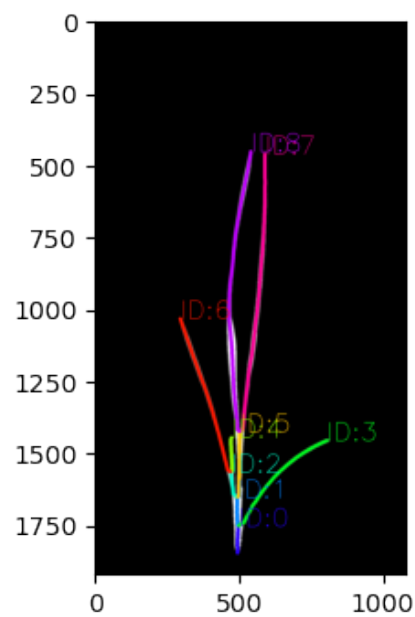


Figura 3.36: Imagen segmentada de la planta de arroz. Cada hoja tiene un ID diferente para distinguir cada hoja de la planta.

Por último, es necesario segmentar las hojas y el tallo. En otras palabras, crear un arreglo de la posición de cada pixel de las hojas y lo mismo para el tallo, para así trabajar directamente sobre los arreglos y no sobre las imágenes, lo cual mejora el procesamiento. Para lograr esto se usa la función `pcv.morphology.segment_id`, la cual traza imágenes segmentadas con ID de segmento. La salida de la imagen segmentada se puede utilizar en funciones posteriores para encontrar la longitud, ángulo y curvatura. Ver Figura 3.36.

3.2.4.8. Longitud del tallo y de las hojas: fenotipo estructural por componentes

Para encontrar la longitud de las hojas se utiliza el siguiente comando `segment_path_length()`, el cual calcula la distancia geodésica de cada segmento, dicha longitud está en pixeles, por lo cual con un escalamiento se puede estimar a cuantos centímetros equivale cada pixel, como lo indica la Figura 3.37. La Figura 3.38 contiene las longitudes del tallo de la planta. El programa asigna una etiqueta a cada hoja empezando desde la Hoja_1 hasta Hoja_n, donde n es el número de hojas total. Esta asignación se hace de acuerdo a la altura que tenga cada hoja, siendo así la primer hoja la que menos altura tenga y la última hoja la más alta relativa al tallo. Gracias a esto se consigue que, por ejemplo, en varias imágenes el programa reconozca a que dato morfológico pertenece cada segmento (tallo u hoja) de la planta.

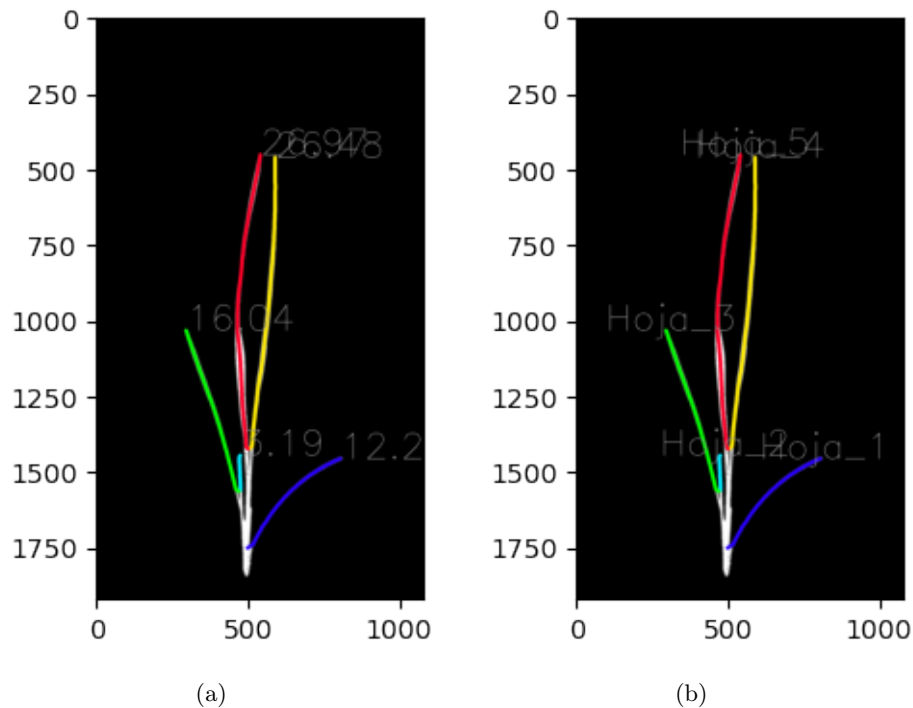


Figura 3.37: Longitudes de las hojas de la planta de arroz en centímetros, dado a que la distancia a la que se capturó la imagen es a 50 cm de la planta, cada pixel de la planta equivale a 0.025cm.

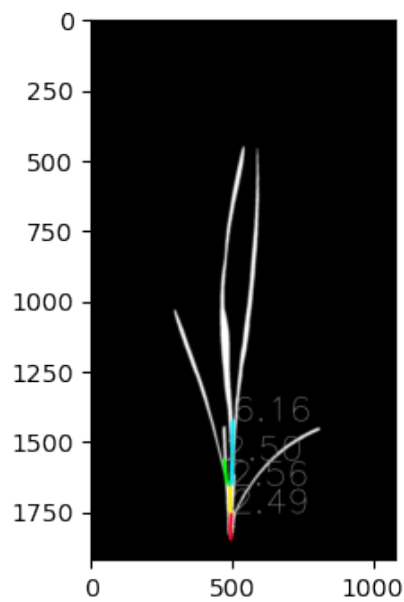


Figura 3.38: Longitud del tallo de la planta de arroz en centímetros: para esta imagen la longitud del tallo equivale a la suma de todos los segmentos 13.71 cm de altura.

3.2.4.9. Curvatura de las Hojas: fenotipo estructural por componentes

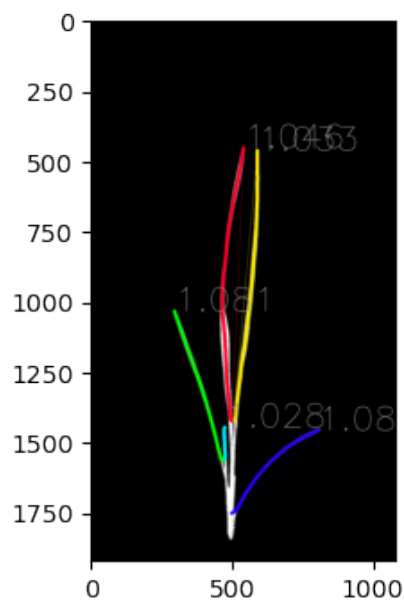


Figura 3.39: Curvatura de las hojas de la planta de arroz.

Para encontrar la curvatura de las hojas se utiliza la imagen segmentada (ver Figura 3.36) y el comando `pcv.morphology.segment_curvature()`, el cual calcula la curvatura de los segmentos tomando la relación entre la distancia geodésica y longitud de las hojas. Los valores más cercanos a 1 indican que un segmento es una línea recta, mientras que los valores más grandes indican que el segmento tiene más curvatura. Ver figura 3.39.

3.2.4.10. Ángulo de inclinación horizontal de las hojas: fenotipo estructural por componentes

Para obtener este parámetro se utiliza la imagen segmentada de la Figura 3.36 y la función `pcv.morphology.segment_angle()` calcula los ángulos de los segmentos (en grados) ajustando una línea de regresión lineal a cada segmento como lo indica la Figura 3.40.

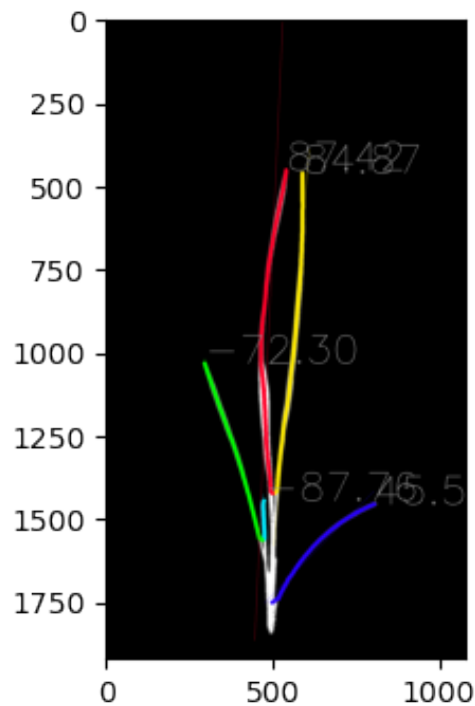


Figura 3.40: Ángulo horizontal de las hojas de la planta de arroz, los valores en negativo significa que las hojas están inclinadas a la izquierda del tallo.

3.2.5. Pruebas de funcionamiento

Con la Figura 3.24 es posible obtener los datos de la Tabla 3.6 después de realizar su respectivo procesamiento, pero con una sola imagen no se puede garantizar que los valores son correspondientes

a los valores reales planta de arroz , debido a la filotaxia, auto-oclusión y cruce de hojas. Por lo tanto, se utilizan imágenes de la misma planta desde diferentes perspectivas como las mostradas en la Figura 3.41.

Datos fenotípicos estructurales de la planta			
Número de Hoja	Longitud (cm)	Ángulo (grados)	Curvatura
Hoja_1	12.19	45.56	1.081
Hoja_2	3.18	-87.76	1.027
Hoja_3	16.03	-72.30	1.081
Hoja_4	26.50	84.87	1.033
Hoja_5	29.96	87.42	1.046

Tabla 3.6: Datos de las hojas de la planta de arroz analizada. La longitud está dada en centímetros, la curvatura es cercana a la unidad si la hoja se encuentra casi paralela al tallo, entre más alejado este valor adimensional de la unidad, mayor curvatura tiene la hoja. El ángulo se mide horizontalmente tomando como referencia una regresión lineal de cada hoja, si el valor es negativo significa que la hoja está a la izquierda del tallo.

Las 13 fotos de la figura 3.41 son cargadas al programa en Python para su posterior procesamiento, con ello se obtiene los datos de: Altura de la planta, cantidad de hojas, longitud de hojas, longitud del tallo, inclinación o ángulo y curvatura de las hojas.

Dado que son diferentes perspectivas, algunos datos no serán correspondientes a los valores reales de la planta, como por ejemplo, algunas hojas se sobreponen a otras debido a la auto-oclusión y esto tiene como consecuencia que en todas las fotos no se obtiene los mismos datos. En algunas imágenes, la longitud de la hojas serán mayores mientras que en otras serán menores, por ende si se promedian dichos valores, el resultado que se obtiene no será el valor real de la planta. Para corregir este problema se escoge la perspectiva con el mayor valor para la longitud de cada hoja. Esta imagen también otorgará los valores de curvatura y ángulo más aproximado al de la planta. Ver Figura 3.43.



Figura 3.41: Capturas de la planta de arroz a los tres meses después de su germinación utilizando el sistema de captura cada 30 grados de rotación.

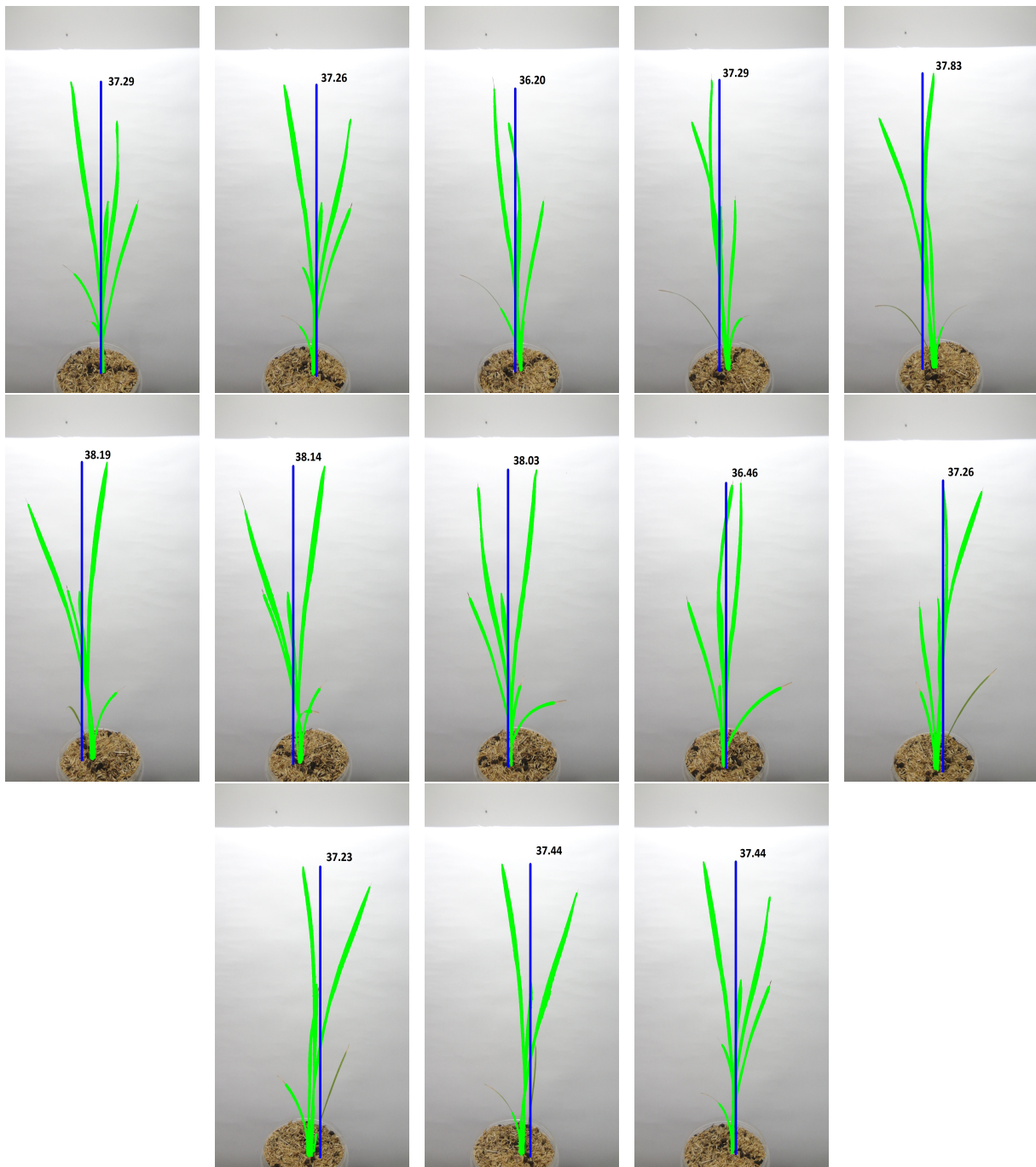


Figura 3.42: Altura de la planta de arroz utilizando el sistema de procesamiento (Python y PlantCV). La altura promedio de la planta dadas las 13 imágenes es de 38.18 cm.

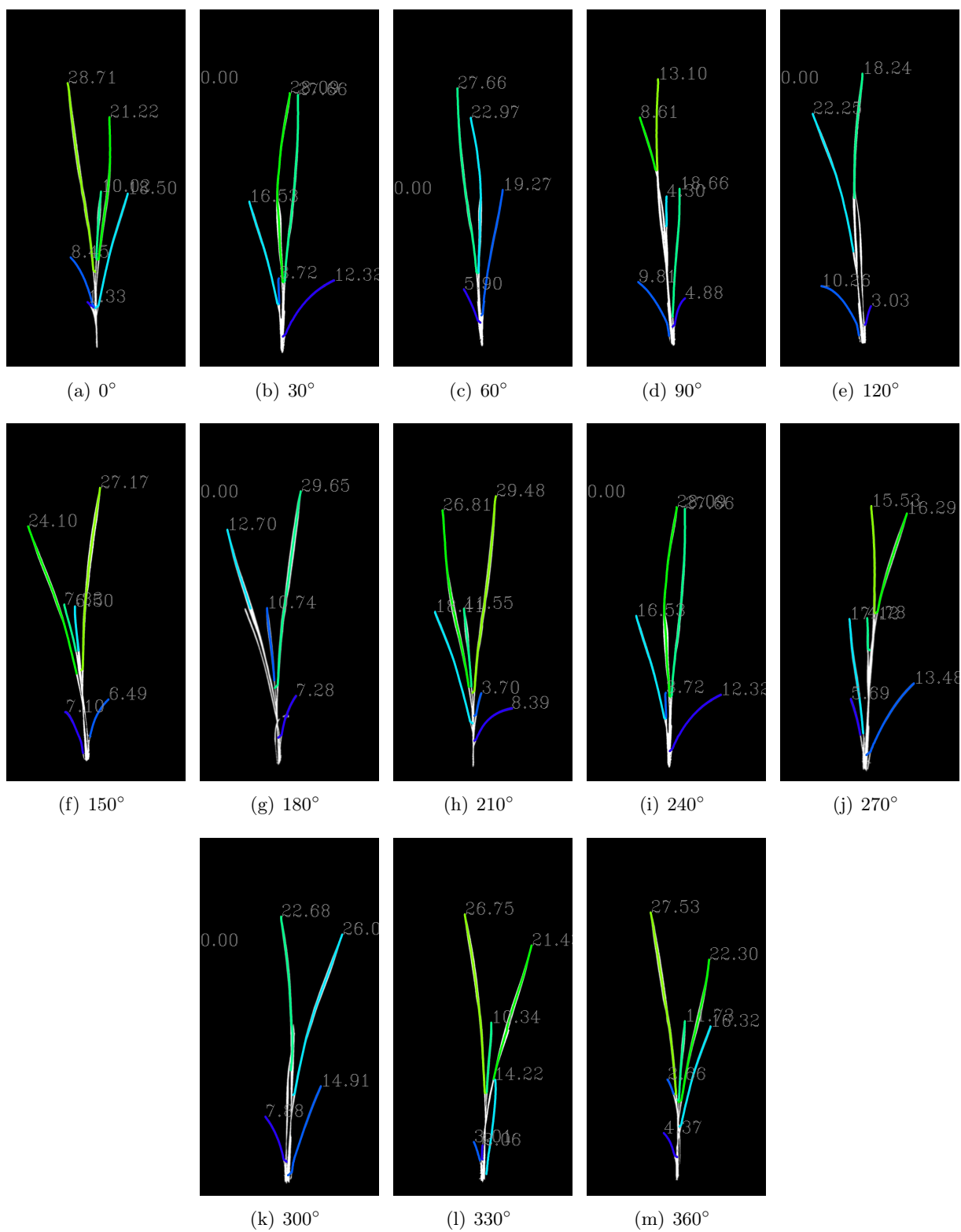


Figura 3.43: Longitudes de las hojas de la planta de arroz utilizando el sistema de procesamiento (Python y PlantCV). Algunas imagenes tiene un valor de 0.0 en el extremo superior izquierdo, esto significa que a la imagen le hace falta una o más hojas respecto a la cantidad real de la planta.

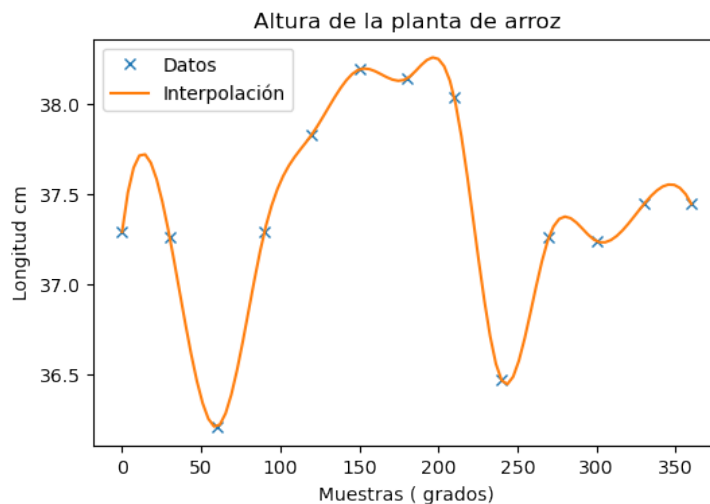
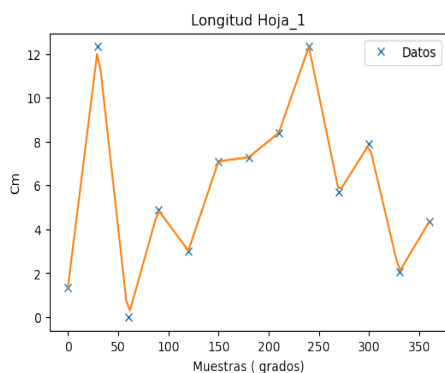


Figura 3.44: Altura de la planta en cm. Para obtener el valor aproximado al medido manualmente, se utiliza el valor máximo, en este caso 38.18 cm. Esto se debe a que en algunas perspectivas la altura será mayor o menor dependiendo de la inclinación de la planta.

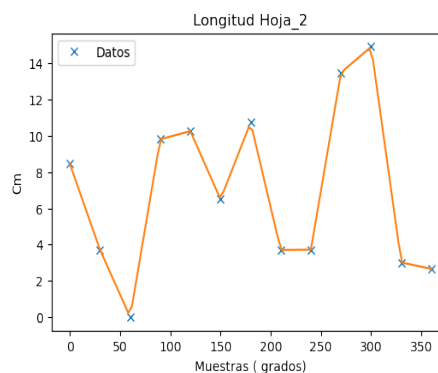
La Figura 3.43 contiene todas las longitudes de las cinco hojas que posee la planta a sus tres meses de germinación. Por cada imagen se tienen tres, cuatro o cinco hojas a analizar. Un método fácil para trabajar con varios datos es a través de gráficas como a), b), c), d) y e) de la Figura 3.45. Las cuales contienen las longitudes de todas las hojas respectivamente. Para obtener el dato aproximado al valor medido manualmente se busca el máximo de cada gráfica, así, para la primera hoja el valor máximo equivale a 12.10 cm y el valor de la última hoja es igual a 30.15 cm. Finalmente en el Capítulo 4 **Análisis de resultados** se correlaciona los datos obtenidos mediante ambos métodos.

Es posible obtener la curvatura de las hojas de las imágenes de la Figura 3.41 como se indicó en la sección 3.2.4 **Implementación de algoritmos para el procesamiento de imágenes**, para ello se utiliza el mismo procedimiento que la Figura 3.39 y se obtiene como resultado la Figura 3.46. Al igual que en las gráficas de longitud, el valor que se escoge es el valor máximo de la función de interpolación, esto se debe a que la curvatura de la hoja es dependiente de las perspectivas, si por ejemplo una hoja está paralela a la posición del lente de la cámara, se obtiene una curvatura muy cercana a 1, es decir una hoja erecta. Ver Figura 3.47.

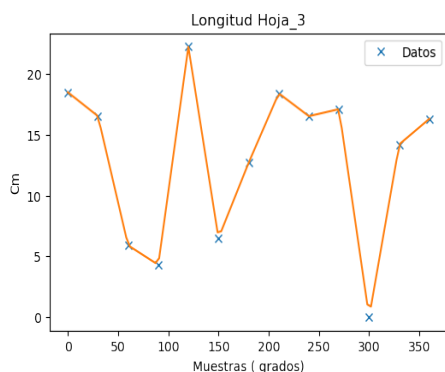
Para obtener el ángulo de inclinación de las hojas se usan las 13 imágenes de la Figura 3.41 y se obtiene la longitud de cada hoja. Con la longitud máxima se obtiene el ángulo de las hojas, el cual correspondería al valor más aproximado con el medido manualmente.



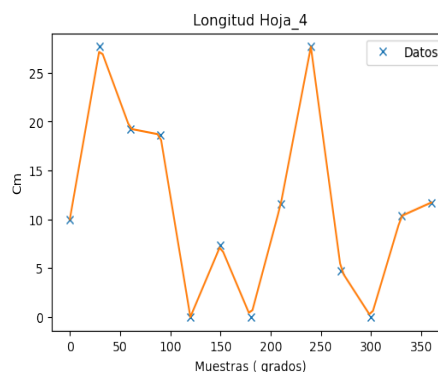
(a) Longitud Máxima: 12.32 cm.



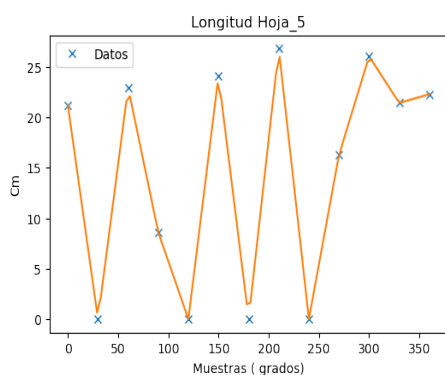
(b) Longitud Máxima: 14.90 cm.



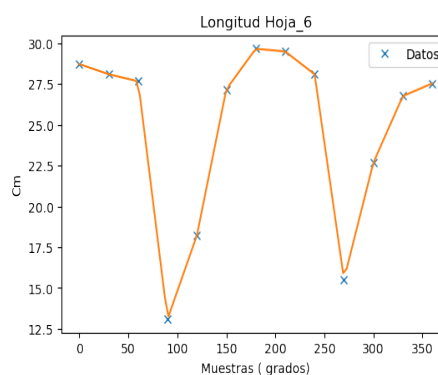
(c) Longitud Máxima: 22.24 cm.



(d) Longitud Máxima: 27.66cm.



(e) Longitud Máxima: 26.80cm.



(f) Longitud Máxima: 29.64cm.

Figura 3.45: Gráficas de las longitudes de todas las hojas de la planta de arroz. El eje x representa las muestras en grados y el eje y representa las longitudes medidas para cada hoja en cada imagen. En algunas gráficas se pueden ver valores en 0, esto significa que esa hoja no es visible en la perspectiva en la cual se capturó la planta.

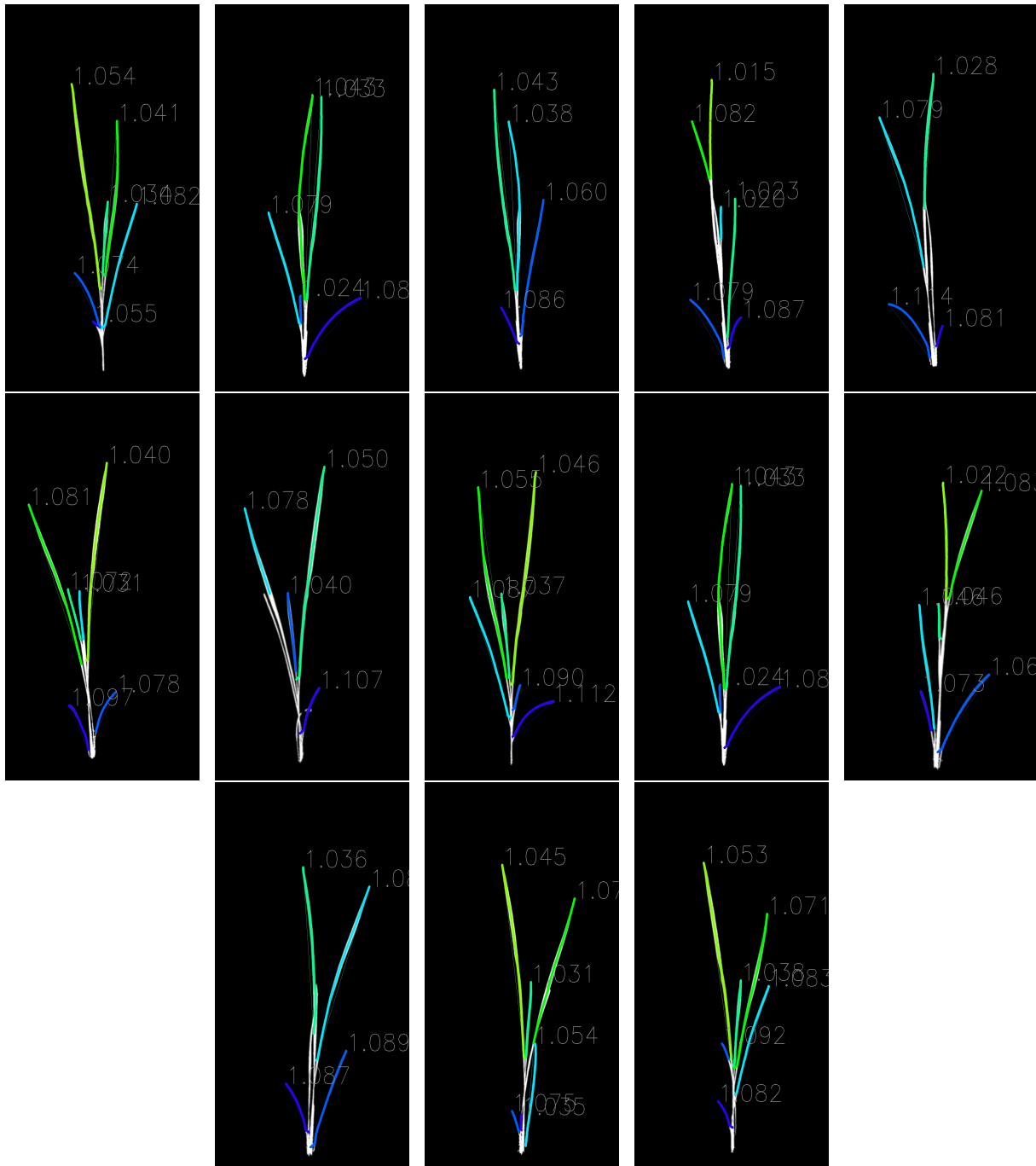
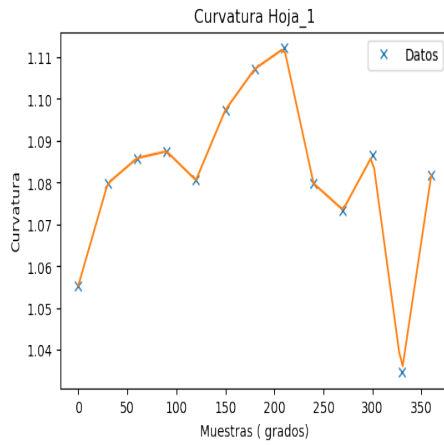
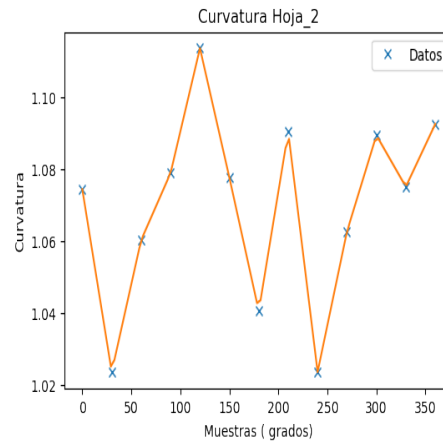


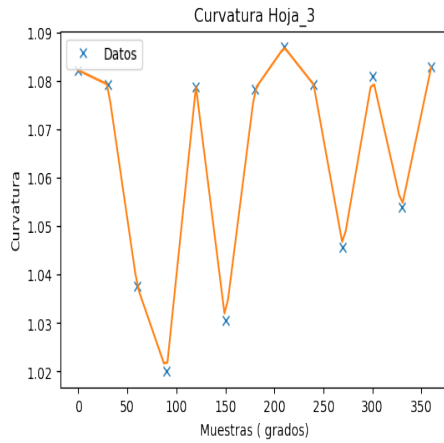
Figura 3.46: Curvatura de las hojas de la planta de arroz utilizando el sistema de procesamiento (Python y PlantCV).



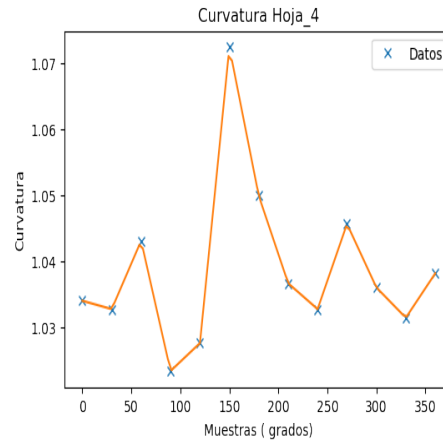
(a) Curvatura aproximada: 1.11.



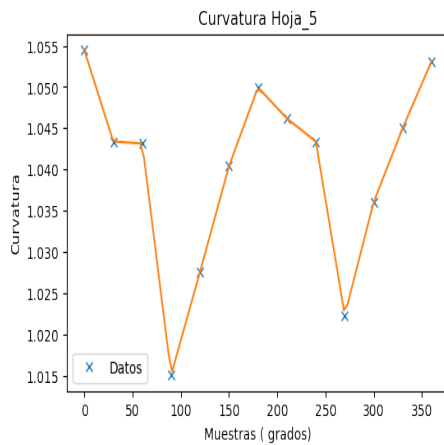
(b) Curvatura aproximada: 1.11.



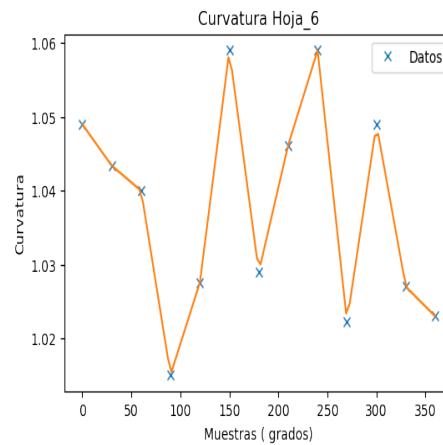
(c) Curvatura aproximada: 1.08.



(d) Curvatura aproximada: 1.07.



(e) Curvatura aproximada: 1.05.



(f) Curvatura aproximada: 1.04.

Figura 3.47: Gráficas de las curvaturas de todas las hojas de la planta de arroz, el valor que se escoge es la muestra (grados) donde la hoja tiene su valor máximo de longitud.

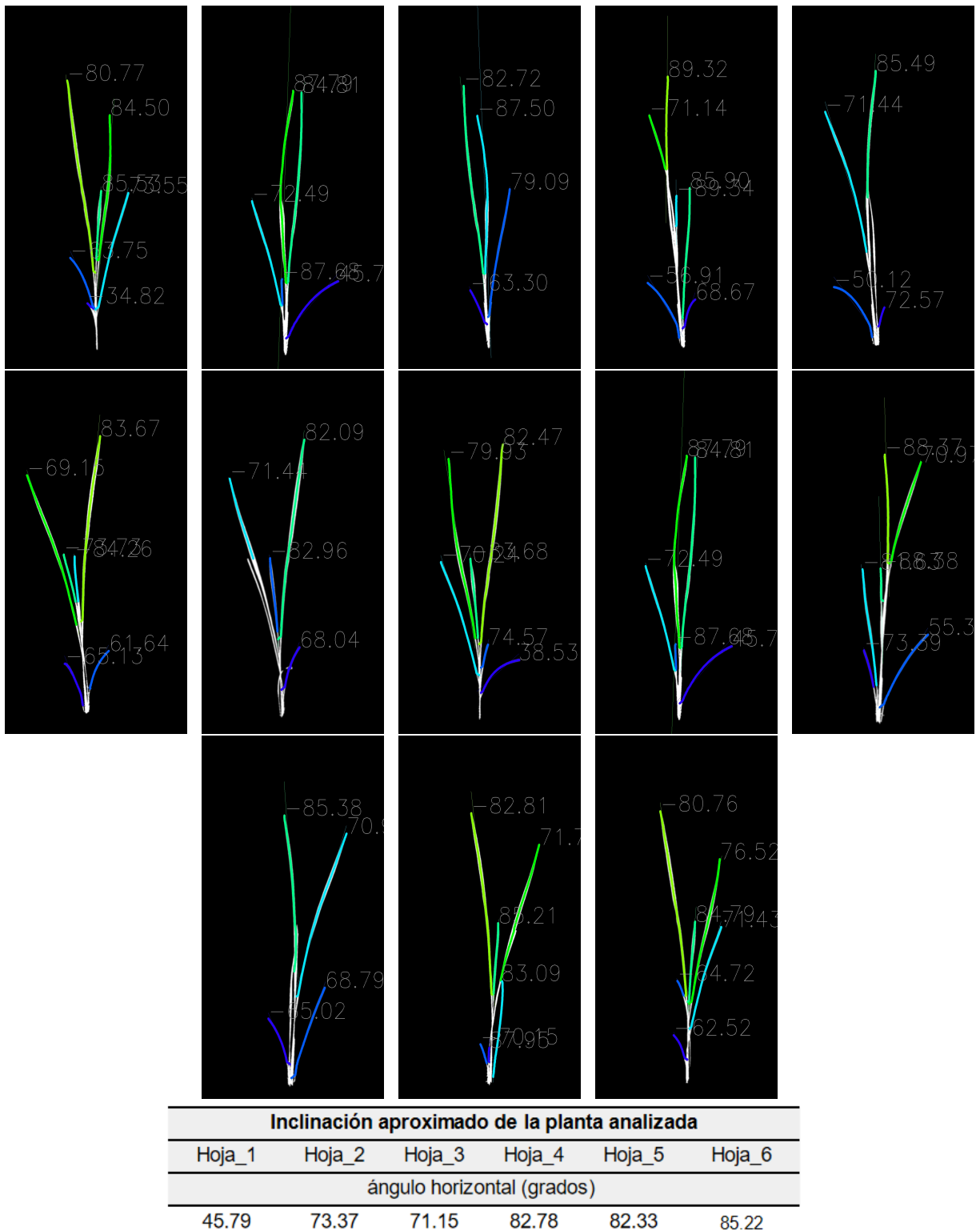


Figura 3.48: Ángulos horizontales de las hojas de la planta de arroz utilizando el sistema de procesamiento (Python y PlantCV).

3.2.6. Salida de datos

Una vez que son analizadas todas las imágenes de la planta de arroz, se procede a crear un archivo en formato JSON para guardar los datos y ser compartidos con el trabajo de grado paralelo a éste. Ver Figura 3.49.

```
import json
data = {}
data['Desarrollo_hojas'] = []

data['Hojas_angulo_superior'] = []
data['Hojas_angulo_axial'] = []
data['Hojas_Largo'] = []

data['Desarrollo_hojas'].append({
    'Largo_Hoja1': 16,
    'Largo_Hoja2': 10,
    'Largo_Hoja3': 21.5,
    'Largo_Hoja4': 27,
    'Largo_Hoja_Incompleta': 6,
    'Ancho_Hojas_iniciales': 0.6,

    'Angulo_Hoja1': 180,
    'Angulo_Hoja2': 0,
    'Angulo_Hoja3': 45,
    'Angulo_Hoja4': 270,
    'Angulo_Incompleta': 90,

    'Altura_Tallo_Hoja1': 2.5,
    'Altura_Tallo_Hoja2': 3,
    'Altura_Tallo_Hoja3': 4,
    'Altura_Tallo_Hoja4': 7,
    'Altura_TalloHojas_Incompleta': 1,

    'Alto_Tallo_nueveHojas': 19,
    'Media_Largo_Hojas': 15,
    'Desviacion_NueveHojas': 2
})

data['Tallos_Tamano'].append({
    'TTam0': 100,
})

data['Hojas_angulo_superior'].append({
    'HAng_s0': 100,
    'HAng_s1': 0.8,
    'HAng_s2': 0.2,
    'HAng_s21': 15
})

data['Hojas_Largo'].append({
    'HLargo0': 100,
    'HLargo1': 0.8,
    'HLargo2': 0.2,
})

print ('ARREGLO COMPLETO :', data)

with open('data.json', 'w') as file:
    json.dump(data, file, indent=4)
```

Figura 3.49: Con este código se crea el formato JSON y se guardan los datos de la planta.

3.2.7. Resumen del método propuesto

Finalmente en las Figuras 3.50 a), 3.50 b) y 3.51 se puede observar todo el procedimiento mediante el cual opera el sistema de captura de datos morfológicos de la planta de arroz.

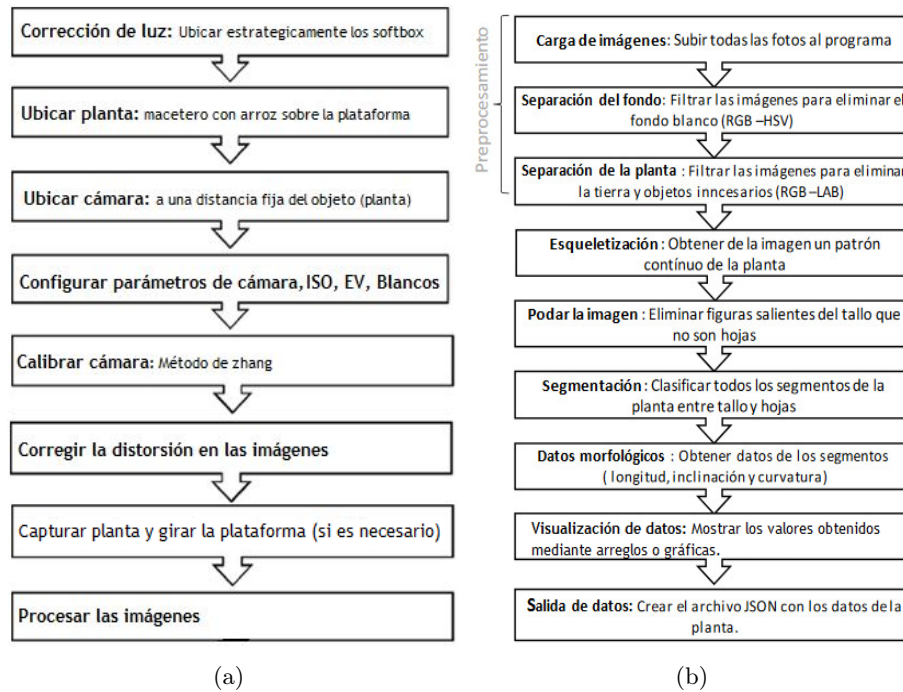


Figura 3.50: a) Funcionamiento del sistema físico. b) Funcionamiento del algoritmo de procesamiento de imágenes.

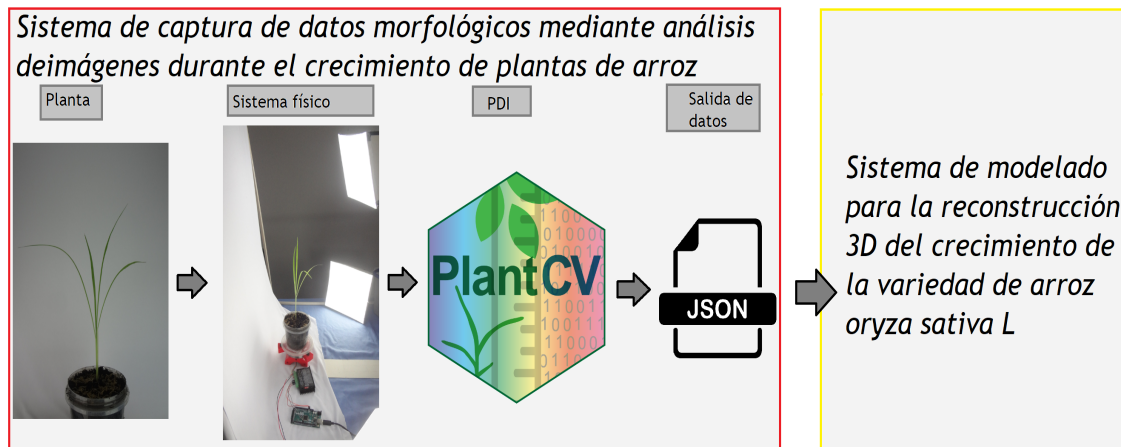


Figura 3.51: Resumen de la metodología empleada.

Con algunos de los datos morfológicos de las plantas adquiridos a través del análisis de imágenes digitales, el equipo de trabajo encargado de crear una reconstrucción 3D de la planta de arroz logró modelar la planta en diferentes etapas. Ver Figura 3.52.



Figura 3.52: Modelo 3D computarizado de la planta de arroz *Oriza Sativa L.*

ANÁLISIS DE RESULTADOS

El objetivo de este trabajo es la implementación de un sistema de bajo costo que permita obtener datos morfológicos (fenotipos estructurales y temporales) de la planta de arroz en diferentes etapas de su crecimiento a través del análisis de imágenes y con ayuda del software gratuito PlantCV.

El software de código abierto PlantCV permite la obtención de diferentes rasgos fenotípicos de variedad de genotipos de plantas, a través del análisis de imágenes 2D. En este trabajo se realizó la obtención de fenotipos estructurales (holísticos y por componentes) de plantas de arroz, específicamente la variedad F60. Con los datos obtenidos de los fenotipos estructurales se logró integrar fenotipos temporales basados en trayectoria como los siguientes; tasa de crecimiento de la planta, tasa de crecimiento del tallo y tasa de elongación de las hojas.

La implementación de algoritmos para análisis de imágenes mediante la herramienta computacional PlantCV permite analizar parámetros fenotípicos de las plantas en un período de tiempo mucho más corto que las mediciones hechas manualmente. Por ejemplo, medir cinco plantas en 13 puntos de tiempo diferentes en vista lateral, para la obtención de la altura, significa medir parámetros a partir de 65 imágenes. La obtención de parámetros como la altura de la planta requiere al menos 12 minutos de trabajo manual, mientras que obtener tanto la altura como medida de sus otros componentes requiere al menos una hora y media de trabajo manual. Con análisis de imágenes, la misma tarea se puede realizar en menos de tres minutos en un computador de escritorio de bajo rendimiento.

Validación

Para validar los resultados producidos por el sistema de captura de datos morfológicos mediante análisis de imágenes, se analizaron cinco plantas de arroz en un periodo de experimento que comenzó el día 9 después de la siembra, y finalizó el día 117 después de la siembra. El tiempo entre toma de datos fue cada 9 días para obtener un fenotipo estructural holístico (altura de la planta). Mientras que para una sola planta del experimento se realizó fenotipado estructural tanto holístico como por componentes (altura de la planta, altura del tallo, número de hojas, longitud de las hojas, ángulo y curvatura de las hojas), tomando muestras o datos cada 3 días.

A continuación se presentan gráficas que correlacionan los datos obtenidos mediante el sistema de captura de imágenes con los datos obtenidos manualmente. Se utilizó en la mayoría de gráficas el coeficiente de determinación (R) para medir que tan dispersos están los datos utilizando ambos métodos y así poder estimar la precisión del método propuesto.

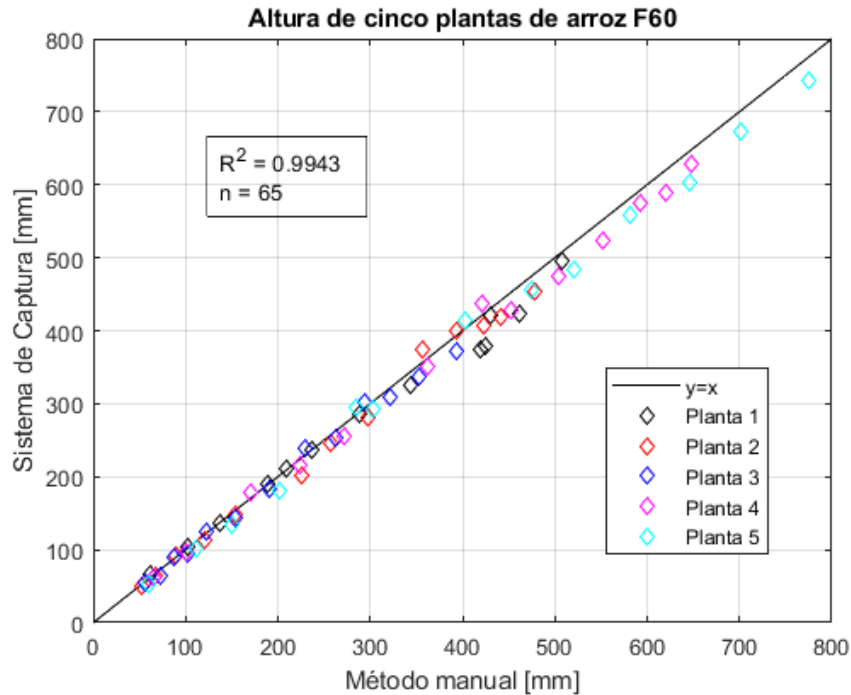


Figura 4.1: **Validación para el fenotipo altura de la planta:** Los colores en el diagrama de correlación representan cinco plantas de arroz en 13 puntos de tiempo diferentes después de la siembra. La línea recta de color negro representa la tendencia de relación entre los datos y una regresión lineal. El análisis de cinco plantas en 13 puntos de tiempo diferentes requiere analizar 65 imágenes, por lo cual se derivaron y estructuraron $n = 65$ datos a correlacionar.

La precisión y reproducibilidad de un sistema de análisis de imágenes son los factores clave para la evaluación de un proceso de fenotipado. En el experimento de medición de la altura de cinco plantas en 13 puntos de tiempo diferentes, mediante el sistema de captura de imágenes y el método manual, se obtuvo un coeficiente de determinación (R) de 0.9943, lo cual indica una buena aproximación entre los valores calculados y los medidos manualmente, además se obtuvo un error relativo promedio de 5.0% para la altura de las plantas. Por otra parte, se puede observar en la Figura 4.1 que los datos se desvían ligeramente por debajo de las mediciones manuales, principalmente cuando la planta es más alta el error es más grande.

Es posible también observar en la Figura 4.1 variabilidad de alturas entre las cinco plantas de la misma variedad de arroz (F60), sin embargo, la Figura 4.2 muestra de una mejor manera la variabilidad de las alturas, y la tasa de crecimiento aproximada obtenida en cada planta.

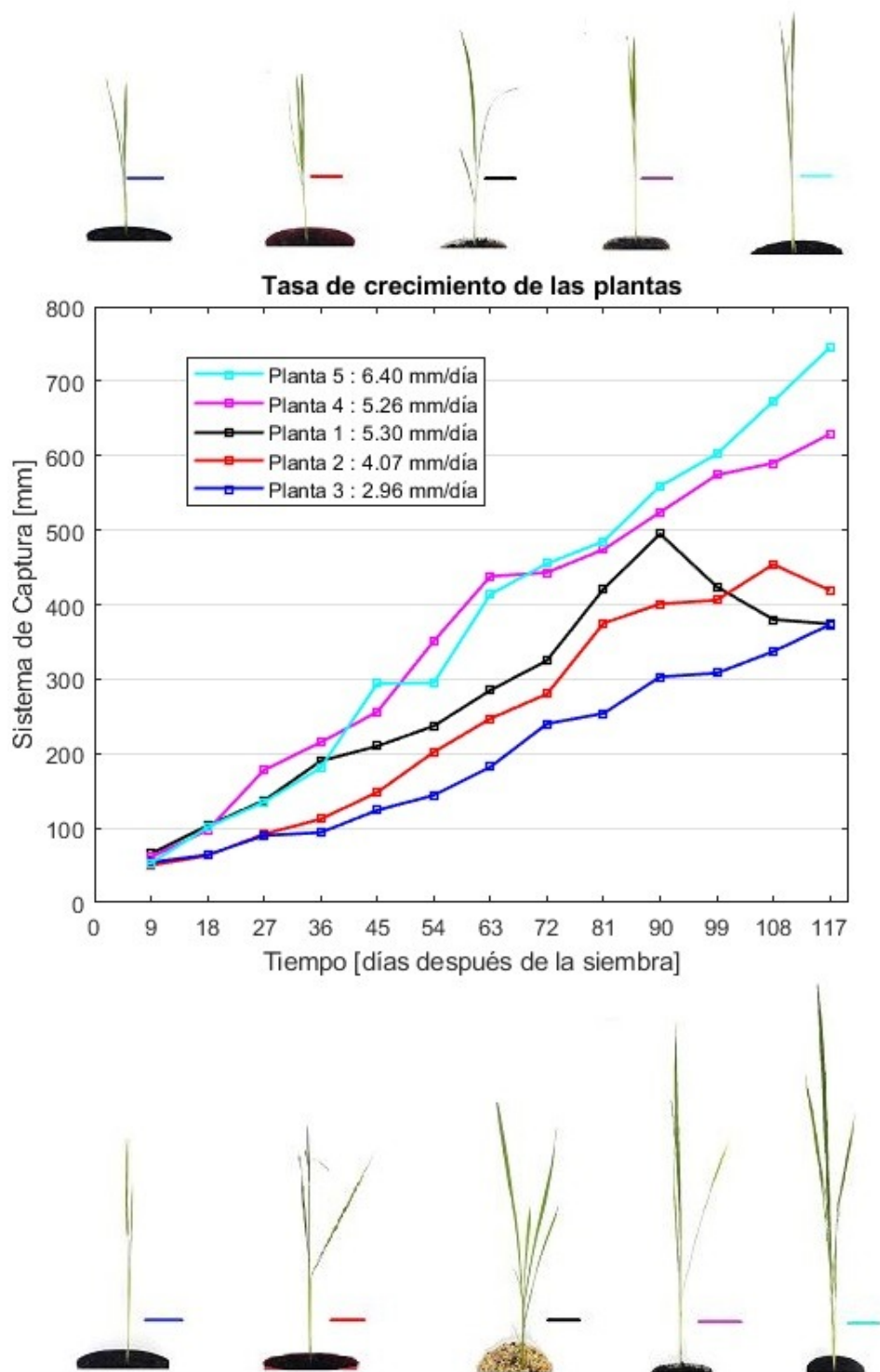


Figura 4.2: Fenotipo temporal basado en trayectoria: tasa de crecimiento de cinco plantas de arroz F60.

En la Figura 4.2 se puede observar la variabilidad de alturas de las cinco plantas de arroz F60. Se obtuvo tasas de crecimiento desde 2.96 mm/día hasta 6.40 mm/día, mientras que las tasas de crecimiento de las mediciones manuales varían desde el 3.11 mm/día hasta 6.60 mm/día, lo cual representa errores relativos promedio desde 3.0% hasta 5.5%. A pesar de que se cultivó y trabajó la variedad F60 en las mismas condiciones ambientales y de riego continuo se obtuvo variabilidad de alturas significativas, alcanzando incluso diferencias de 30 cm de altura en etapas finales de desarrollo. Para estas gráficas, se han derivado y estructurado manualmente los datos de los resultados obtenidos mediante el análisis de imágenes.

Para la validación del fenotipado estructural por componentes capturados por el sistema y los medidos manualmente se analizó la planta 1 en un periodo de casi 120 días, realizando mediciones de sus componentes cada 3 días. No se realizó la medición por componentes de otras plantas debido al tiempo requerido para hacerlo, dado que analizar la planta 1 con más de cuatro hojas requiere inspección y trabajo manual de casi una hora y media.

En las Figuras 4.3, 4.4, 4.5, 4.6 se puede observar el análisis de los datos recolectados mediante el método manual y con el sistema de captura en diferentes etapas de crecimiento.

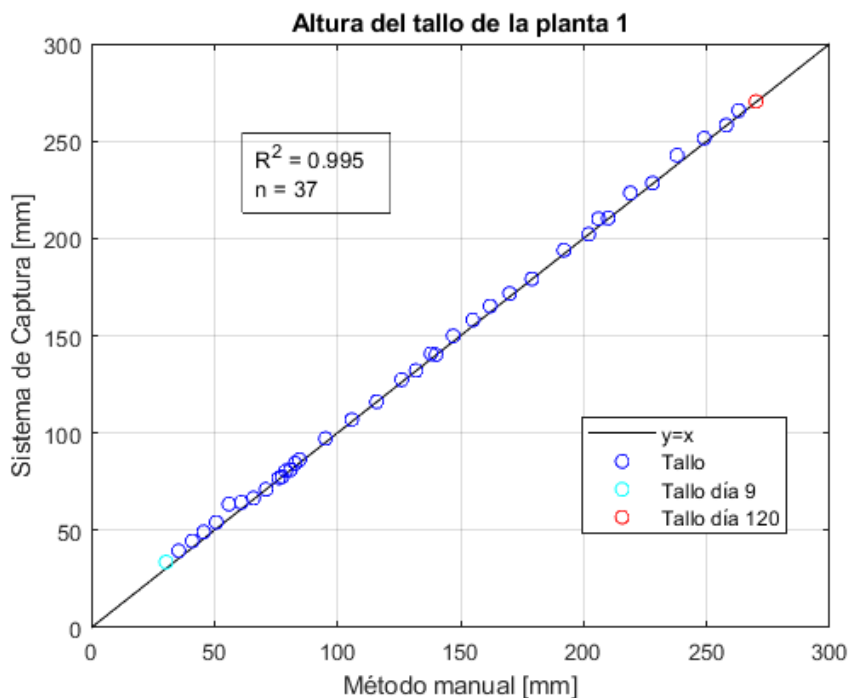


Figura 4.3: **Validación para el fenotipo longitud del tallo:** el tiempo del experimento fue desde el día 9 (marcado con el color celeste en la gráfica) hasta el día 120 (marcado con el color rojo en la gráfica), cada tres días (color azul en la gráfica). La línea recta de color negro representa la tendencia de relación entre los datos y una regresión lineal. Los datos representados en esta gráfica ($n=37$) se derivaron y estructuraron manualmente de los datos obtenidos del análisis de imágenes.

Se puede observar en la Figura 4.3 que los datos casi no están dispersos, por lo que se obtuvo un coeficiente de determinación (R) de 0.995 entre el método manual y el implementado, lo cual indica una alta precisión para la medición computacional de este parámetro fenotípico estructural. Esto también se debe a que la herramienta PlantCV permite reconocer el tallo más fácil que las hojas, dado que a diferencia de las hojas (que poseen una forma alargada en forma de cinta), el tallo posee una forma cilíndrica.

Por otra parte, los datos recolectados de este fenotipo estructural a lo largo del tiempo se integraron a un fenotipo temporal basado en trayectoria con una tasa de crecimiento del tallo de 2.13 mm/día, mientras que el obtenido de los datos manuales fue del 2.15 mm/día, dando un error relativo promedio del 1 % entre ambos métodos.

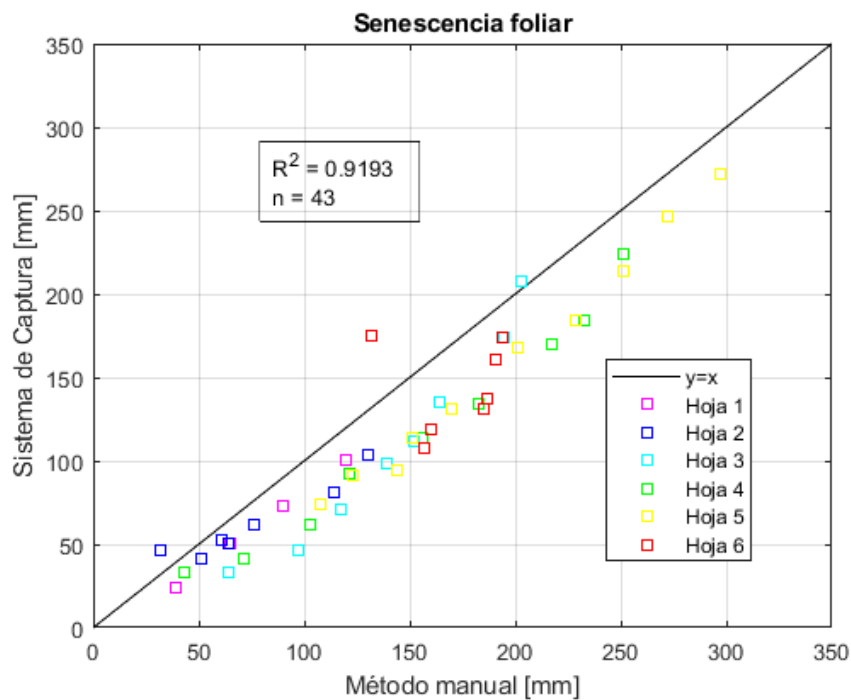
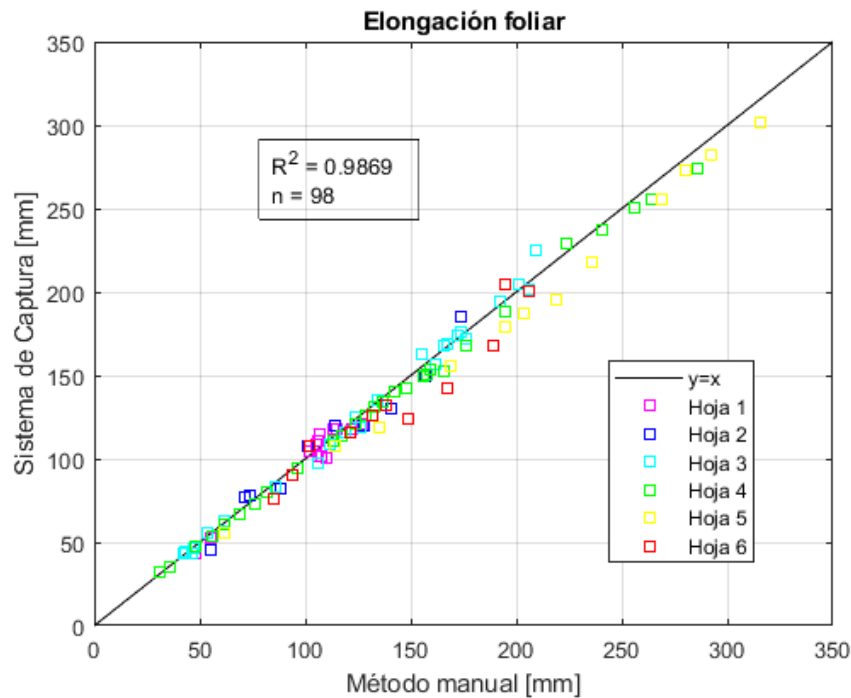


Figura 4.4: **Validación para el fenotipo longitud de las hojas:** a) Longitud de las hojas de la planta 1 en etapa de elongación foliar. b) Longitud de las hojas de la planta 1 en etapa de senescencia foliar (envejecimiento de las hojas).

En la Figura 4.4 a) y Figura 4.4 b), $n = 98$ y $n = 43$ representan el conjunto de datos obtenidos por el sistema en etapa de elongación y senescencia foliar, respectivamente. Para realizar estas gráficas, los datos se derivaron y estructuraron manualmente de los datos obtenidos del análisis de imágenes.

La Figura 4.4 a) presenta un coeficiente de determinación (R) de 0.9869 entre el método manual y el método implementado, mientras que la Figura 4.4 b) presenta un coeficiente de determinación (R) de 0.9193. Esto se debe principalmente a que para el sistema es más fácil reconocer el color verde que el color amarillo o marrón presente en las puntas de las hojas en la etapa de senescencia foliar, por lo que los datos obtenidos por el sistema cuando las hojas están envejeciendo son menos precisos que cuando la hoja está en proceso de elongación. El error relativo promedio entre mediciones manuales y las obtenidas por análisis de imágenes varían desde 2.7 % hasta el 7.5 % en etapa de elongación foliar, mientras que en etapa de envejecimiento de las hojas los errores relativos varían desde el 15 % hasta el 25 %.

Los valores atípicos en este caso representarían a los datos de la Figura 4.4 b), los cuales fueron causados particularmente por las puntas de las hojas y las partes de las hojas marrones y amarillas que no pudieron segmentarse como plantas. Cabe mencionar que en las gráficas se puede observar algunos datos de los colores representativos de cada hoja más que otros (por ejemplo hay más datos de la hoja 5 que de la hoja 4), lo cual se debe al tiempo de vida que tuvo una hoja en particular. Finalmente, los datos obtenidos por el sistema de captura mediante análisis de imágenes también se integraron a un fenotipo temporal basado en trayectoria, por lo que la tasa de elongación de las hojas varió desde 2.63 mm/día hasta 7.13 mm/día. Para el conjunto de datos de las mediciones manuales, la tasa de elongación de hojas varió desde 2.42 mm/día hasta 7.69 mm/día. Los errores relativos promedio para la tasa de elongación de hojas se encuentran entre 3 % y 8 %.

Los datos obtenidos del fenotipo estructural ángulo de las hojas mediante el sistema implementado se dispersan ligeramente de los datos obtenidos manualmente, por lo que se obtuvo un coeficiente de determinación (R) de 0.7907. Esto se debe principalmente a que cualquier variación mínima en perspectiva de las imágenes, altera significativamente los datos obtenidos. Como se explicó en el apartado de métodos y materiales, las hojas deben estar paralelas al lente de la cámara para que su medida sea la más aproximada, por lo que cualquier variación en la rotación de la plataforma dio como resultado ángulos más grandes obtenidos por el sistema que los medidos manualmente. Otro factor que influye a que los datos estén más dispersos se debe a que el experimento fue invasivo para la planta, por lo que cuando se obtenían las longitudes de las hojas era necesario estirarlas y esto afecta de cierta forma al ángulo con el cual las hojas quedan después de ser medidas.

El rango de datos obtenidos por el sistema se desvían ligeramente por encima de las mediciones manuales. Estos datos se encuentran principalmente entre 60 y 90 grados. Los errores relativos promedio para los ángulos de cada hoja varían entre el 7 % y 8 %.

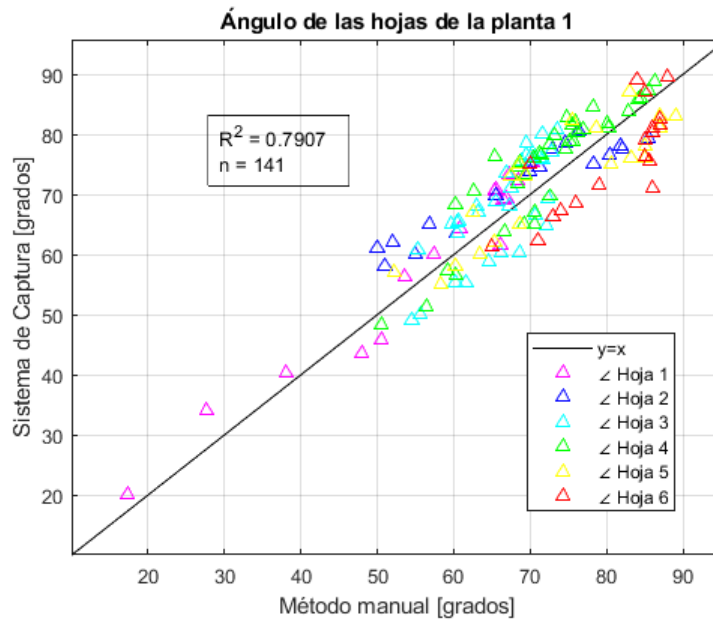


Figura 4.5: **Validación para el fenotipo ángulo de las hojas:** en este caso $n = 141$ representa la integración de datos de los ángulos de las hojas en la etapa de elongación foliar y en la etapa de senescencia foliar.

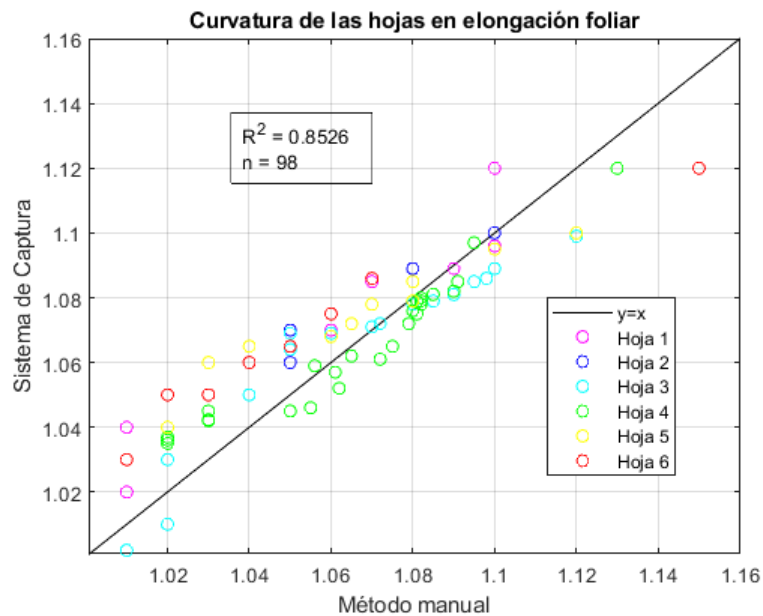


Figura 4.6: **Validación para el fenotipo curvatura de las hojas.**

Para la curvatura de las hojas se tomaron los datos en etapa de elongación foliar ($n = 98$), dado que para la etapa de senescencia foliar el programa no detecta toda la hoja, solo hasta donde encuentre pixeles verdes segun el rango HSV, por lo que comparlo con las medidas manuales daría un error casi del 60 %.

En la Figura 4.6 se puede observar que los datos obtenidos mediante el sistema de captura se dispersan ligeramente de las mediciones manuales, por lo que se obtuvo un coeficiente de determinación (R) de 0.8526 para la curvatura de las hojas. Este parámetro también es afectado por la perspectiva de las hojas. Dado que la curvatura depende de la longitud de la hoja (distancia euclidiana) y la distancia geodésica, es necesario que la hoja esté paralela al lente de la cámara para que su valor sea el más aproximado al real. Si la hoja no se encuentra paralela al lente de la cámara da como resultado cambios mínimos de perspectiva, lo cual hace que la curvatura cambie considerablemente.

CONCLUSIONES

En el desarrollo de este trabajo de grado se logró la implementación de un sistema de captura de imágenes para la obtención de datos morfológicos de plantas de arroz en diferentes etapas de su crecimiento, mediante la herramienta computacional de análisis de imágenes PlantCV. El sistema propuesto es portátil, y puede ser una alternativa para realizar procesos de fenotipado a pequeña escala o para las instituciones o programas con recursos limitados, dado que actualmente una plataforma o instalación de fenotipado de alto rendimiento (HTP) sigue teniendo muchas limitaciones, como lo es la accesibilidad, o los costos para establecer una.

Para validar los resultados se experimentó con la variedad de arroz F60, en un período de tiempo de casi cuatro meses. Se logró obtener fenotipos estructurales, tanto holísticos (altura de la planta), como por componentes (longitud del tallo, longitud de las hojas, número de hojas, ángulo y curvatura de las hojas). El sistema permite opacar la dificultad de contar y medir la longitud de las hojas gracias a que se rota y captura imágenes de la planta cuando esta presenta más de 4 hojas, las cuales generalmente presentan auto-oclusiones.

La precisión y reproducibilidad de un sistema de análisis de imágenes son los factores clave para la evaluación de un proceso de fenotipado. El sistema implementado es de fácil reproducibilidad puesto que los materiales son de bajo costo y muy asequibles. Por otra parte, la precisión de los datos obtenidos mediante el sistema se desviaron ligeramente de los datos obtenidos manualmente. Se obtuvieron coeficientes de determinación (R) entre el sistema implementado y las mediciones manuales de 0.9943 para la altura de las plantas, 0.9869 para la longitud de las hojas en etapa de elongación foliar, 0.9193 para las longitudes de las hojas en etapa de senescencia foliar (envejecimiento de las hojas), 0,7907 para el ángulo de las hojas y de 0,8526 para la curvatura de las hojas.

Se logró observar que el sistema captura con alta precisión variables como: altura de la planta, altura del tallo y la longitud de las hojas en etapa de elongación foliar, gracias a los coeficientes de determinación obtenidos y a errores relativos promedios encontrados de: 3.0 % para el tallo, 5.0 % para la altura de la planta y 5.12 % para la longitud de las hojas en etapa de elongación foliar. Sin embargo, la longitud de las hojas en etapa de senescencia foliar, el ángulo de las hojas y la curvatura de las hojas, se dispersaron en mayor magnitud. Para la longitud de las hojas en etapa de senescencia foliar se logró observar que las puntas de las hojas y las partes de las hojas marrones y amarillas no pudieron segmentarse como plantas, por lo que los datos obtenidos por el sistema

fueron mucho más pequeños que los medidos manualmente, presentando errores relativos promedio de hasta el 25 %. Para el ángulo y curvatura de las hojas se logró observar que los datos obtenidos por el sistema variaron ampliamente de los medidos manualmente debido a la perspectiva en las imágenes, obteniendo errores relativos promedio de hasta el 8 % y 10 % respectivamente. Las hojas deben estar paralelas al lente de la cámara para obtener datos más aproximados, tanto de longitud, ángulo y curvatura. Cualquier variación en la perspectiva hace que los datos de ángulo y curvatura varíen ampliamente, generando ángulos más rectos y curvaturas más pequeñas.

También se logró observar que en las plantas del experimento los ángulos de las hojas son grandes (entre 60 y 90 grados) y las curvaturas de las hojas cercanas a 1, haciendo que tengan una forma erecta. Las tasas de crecimiento encontradas en la variedad F60 se encuentran entre 2.96 mm/día hasta 6.40 mm/día, sometidas bajo las mismas condiciones ambientales y riego continuo.

El método propuesto no es invasivo puesto que se adquieren datos fenotípicos de las plantas de arroz a partir de análisis de imágenes. Para el experimento fue necesario invadir algunas plantas de arroz para validar los resultados comparados con el método manual, sin embargo, el método empleado no fue destructivo y si se realiza fenotipado de otras plantas o cereales, el sistema no tendría que ser invasivo puesto que se validó que es eficiente y se obtendrían los datos únicamente a partir del análisis de imágenes.

Cabe mencionar que la variedad de arroz F60 cultivada en casa, no presentó macollamiento, lo cual supondría un reto mayor al analizar las imágenes por componentes, puesto que el tallo y las hojas no se identificarían fácilmente, presentando auto-oclusiones. Sin embargo, el principal fenotipo estudiado actualmente en cultivos de arroz (según el Instituto Internacional de Investigación del Arroz) son la altura y número de macollos, que determinan la productividad, la tasa de crecimiento, y el rendimiento de una planta, por lo que se podría obtener con alta precisión la altura de la planta y no supondría dificultad para el sistema contar, al igual que lo hace con las hojas, el número de macollos.

TRABAJOS FUTUROS

Este trabajo tiene muchas posibilidades para ayudar aún más en la fenotipación de variedad de plantas y cereales. Por una parte, es una base para poder analizar más especies de plantas y obtener muchos datos fenotípicos de ellas, los cuales podrían corroborar ciertas investigaciones genotípicas. Para ello se necesitan estudiar más etapas del crecimiento de las plantas, desde la semilla hasta la cosecha. Por otra parte analizar cultivos para obtener datos fenotípicos de varias plantas al mismo tiempo ayudaría considerablemente a reducir la mano de obra y el tiempo empleado en mediciones manuales.

Cabe mencionar que este trabajo se ve limitado al uso del computador para realizar el análisis de imágenes, por lo que utilizar otros medios tecnológicos como un aplicativo móvil, una página web o un programa en la nube podría mejorar aún más la comodidad y accesibilidad del sistema. Por otra parte, se podría integrar cámaras de vista superior para la obtención de parámetros como hojas y macollos, los cuales se podrían correlacionar con los datos de vista lateral para que el método sea más preciso al analizar plantas más complejas. Así mismo, se podría guardar las imágenes adquiridas en un repositorio, para almacenar datos y realizar gráficas automáticamente de plantas en diferentes etapas de crecimiento.

Finalmente, el sistema propuesto podría integrarse a una plataforma de fenotipado de alto rendimiento (HTP) automatizado, el cual incluya cámaras no solamente de luz visible para la medición de fenotipos estructurales sino también cámaras fluorescentes, infrarojas e hiperespectrales, para medición de variables fisiológicas como el contenido de agua en las plantas, la temperatura de la planta, los niveles de estrés en las hojas o el contenido de carbohidratos en el tallo, en diferentes etapas de crecimiento de las plantas para la obtención de fenotipos temporales basados en trayectoria y basados en eventos.

Bibliografía

- [1] Pontificia Universidad Javeriana, ICESI, Universidad de los Andes, Universidad del Quindío, Universidad de Ibagué, Universidad de los Llanos, CIAT, Cenicaña, Fedearroz, and California Institute of Technology. Omicas: Optimización multiescala insilico (infraestructura y validación en arroz y caña de azúcar. 2018.
- [2] Roland Pieruschka and Uli Schurr. Plant phenotyping: past, present, and future. *Plant Phenomics*, 2019, 2019.
- [3] Fabio Fiorani and Ulrich Schurr. Future scenarios for plant phenotyping. *Annual review of plant biology*, 64:267–291, 2013.
- [4] Anja Hartmann, Tobias Czauderna, Roberto Hoffmann, Nils Stein, and Falk Schreiber. Htp-heno: an image analysis pipeline for high-throughput plant phenotyping. *BMC bioinformatics*, 12(1):1–9, 2011.
- [5] Sruti Das Choudhury, Vincent Stoerger, Ashok Samal, James C Schnable, Zhikai Liang, and Jin-Gang Yu. Automated vegetative stage phenotyping analysis of maize plants using visible light images. In *KDD workshop on data science for food, energy and water, San Francisco, California, USA*, 2016.
- [6] Rita Armoniené, Firuz Odilbekov, Vivekanand Vivekanand, and Aakash Chawade. Affordable imaging lab for noninvasive analysis of biomass and early vigour in cereal crops. *BioMed research international*, 2018, 2018.
- [7] Guillaume Lobet. Image analysis in plant sciences: publish then perish. *Trends in plant science*, 22(7):559–566, 2017.
- [8] Noah Fahlgren, Maximilian Feldman, Malia A Gehan, Melinda S Wilson, Christine Shyu, Douglas W Bryant, Steven T Hill, Colton J McEntee, Sankalpi N Warnasooriya, Indrajit Kumar, et al. A versatile phenotyping system and analytics platform reveals diverse temporal responses to water availability in setaria. *Molecular plant*, 8(10):1520–1535, 2015.
- [9] Hsien Ming Easlson and Arnold J Bloom. Easy leaf area: Automated digital image analysis for rapid and accurate measurement of leaf area. *Applications in plant sciences*, 2(7):1400033, 2014.
- [10] Malia A Gehan, Noah Fahlgren, Arash Abbasi, Jeffrey C Berry, Steven T Callen, Leonardo Chavez, Andrew N Doust, Max J Feldman, Kerrigan B Gilbert, John G Hodge, et al. Plantcv v2: Image analysis software for high-throughput plant phenotyping. *PeerJ*, 5:e4088, 2017.
- [11] Manuel Martín Ortiz. Procesamiento digital de imágenes. *Benemérita universidad Autónoma de Puebla <http://www.cs.buap.mx/~mmartin/pdi>*, 2013.

- [12] J Fernández-Boza. Fotografía digital: ventajas e inconvenientes. *Rev Esp Ortod*, 34:335–41, 2004.
- [13] J Fernández-Bozal. La imagen digital. *Rev Esp Ortod*, 35:255–56, 2005.
- [14] Sites Google. Digitalización de imágenes. <https://sites.google.com/site/prinbasicdigitalimagenes/tratamiento-de-imagenes/1--resolucion>, Enero 2012. Accedido en Enero 7 de 2021.
- [15] Universidad de Cornell. Tutorial de digitalización de imágenes. <http://preservationtutorial.library.cornell.edu/tutorial-spanish/intro/intro-03.html>, Abril 2003. Accedido en Enero 7 de 2021.
- [16] Adobe. Tutorial de digitalización de imágenes. <https://helpx.adobe.com/es/photoshop/using/bit-depth.html>, Julio 2020. Accedido en Enero 7 de 2021.
- [17] Hannes Flo. Qué es el rango dinámico de una cámara. <https://quecamarareflex.com/que-es-el-rango-dinamico-de-una-camara-fotografia-video/>, Febrero 2020. Accedido en Enero 7 de 2021.
- [18] FotoNostra. La compresión. <https://www.fotonostra.com/fotografia/compresion.htm>, Abril 2015. Accedido en Enero 7 de 2021.
- [19] Laura Alonso. Qué es una imagen vectorial: características y diferencias con los mapas de bits. <https://marketing4ecommerce.co/que-es-una-imagen-vectorial-y-como-reconocerla/>, Septiembre 2019. Accedido en Enero 7 de 2021.
- [20] Florencia Ucha. Definición de mapa de bits. <https://www.definicionabc.com/tecnologia/mapa-de-bits.php>, Septiembre 2012. Accedido en Enero 8 de 2021.
- [21] Arribas Angel Gonzales. Tipos de imágenes y formatos. <https://sites.google.com/site/ticvalcarcel/optimizacion-de-imagenes-para-internet/tipos-de-imagenes-y-formatos>, Enero 2013. Accedido en Enero 8 de 2021.
- [22] Pedro Querejeta Simbeni. Procesamiento digital de imágenes. 1:5, 2015.
- [23] José Ramón Mejía Vilet. Procesamiento digital de imagenes. *Facultad de Ingeniería UASLP, Documento PDF, disponible en la página* <http://read.pudn.com/downloads159/ebook/711796/Procesamiento_Digital_de_Imagenes.pdf> [Citado 22 de septiembre de 2012], 2005.
- [24] EcuRed[®]. Modelo hsv. https://www.ecured.cu/Modelo_HSV, Enero 2012. Accedido en Noviembre 5 de 2020.
- [25] SobreColores[®]. Espacio de color lab. <https://sobrecolores.blogspot.com/2010/03/modo-de-color-lab.html>, Febrero 2010. Accedido en Noviembre 5 de 2020.

- [26] Wikipedia[®]. Espacio de color lab. https://es.wikipedia.org/wiki/Espacio_de_color_Lab, Enero 2002. Accedido en Noviembre 5 de 2020.
- [27] Fredy[®] Carranza Athó. Esqueletización. <https://es.scribd.com/doc/49462631/esqueletizacion>, Enero 2006. Accedido en Noviembre 5 de 2020.
- [28] J Aragonés Ferrero and S Luján Mora. Imagen digital, 2008.
- [29] Chovi. Tipos de arroz: cuáles son y cómo usarlos en cada receta. <https://www.chovi.com/es/receta/tipos-de-arroz/>, mes-Enero 2010. Accedido en 14 enero de 2021.
- [30] Fao. Una crisis de arroz se cierne sobre asia. <http://www.fao.org/ag/esp/revista/9809/spot1.htm>, Septiembre 1998. Accedido en Enero 30 de 2021.
- [31] FedeArroz. Bondades y beneficios del arroz. <http://www.fedearroz.com.co/new/bondades.php>, Enero 2012. Accedido en Enero 14 de 2021.
- [32] Novartis M. Enz y Ch. Dachler. Compendio para la identificación de los estadios fenológicos de especies mono- y dicotiledóneas cultivadas. page 123, 1998.
- [33] Sruti Das Choudhury, Srinidhi Bashyam, Yumou Qiu, Ashok Samal, and Tala Awada. Holistic and component plant phenotyping using temporal image sequence. *Plant methods*, 14(1):1–21, 2018.
- [34] Sruti Das Choudhury, Ashok Samal, and Tala Awada. Leveraging image analysis for high-throughput plant phenotyping. *Frontiers in plant science*, 10:508, 2019.
- [35] Gustavo Angel Maddonni, Maria Elena Otegui, Bruno Andrieu, Michael Chelle, and Jorge J Casal. Maize leaves turn away from neighbors. *Plant physiology*, 130(3):1181–1189, 2002.
- [36] Sruti Das Choudhury, Saptarsi Goswami, Srinidhi Bashyam, Ashok Samal, and Tala Awada. Automated stem angle determination for temporal plant phenotyping analysis. In *Proceedings of the IEEE International Conference on Computer Vision Workshops*, pages 2022–2029, 2017.
- [37] Haoxing Wang, Wuming Zhang, Guoqing Zhou, Guangjian Yan, and Nicholas Clinton. Image-based 3d corn reconstruction for retrieval of geometrical structural parameters. *International Journal of Remote Sensing*, 30(20):5505–5513, 2009.
- [38] Johann Rose, Stefan Paulus, and Heiner Kuhlmann. Accuracy analysis of a multi-view stereo approach for phenotyping of tomato plants at the organ level. *Sensors*, 15(5):9651–9665, 2015.
- [39] Wanneng Yang, Hui Feng, Xuehai Zhang, Jian Zhang, John H Doonan, William David Batchelor, Lizhong Xiong, and Jianbing Yan. Crop phenomics and high-throughput phenotyping: past decades, current challenges, and future perspectives. *Molecular Plant*, 13(2):187–214, 2020.

-
- [40] Rigoberto Castro Rivera, Alfonso Hernández Garay, Omar Ramírez Reynoso, Gisela Aguilar Benitez, Javier Francisco Enríquez Quiroz, and Sergio Iban Mendoza Pedroza. Crecimiento en longitud foliar y dinámica de poblaciones de tallos de cinco asociaciones de gramíneas y leguminosa bajo pastoreo. *Revista mexicana de ciencias pecuarias*, 4:201 – 215, 06 2013.
- [41] PlantCV[®]. Tutorial: Morphology functions. https://plantcv.readthedocs.io/en/latest/morphology_tutorial/, mes-agosto 2020. Accedido en 5 noviembre de 2020.