

**EVALUACIÓN DE MATERIA SECA Y ALMIDÓN DE YUCA (*Manihot esculenta*
Crantz) VARIEDAD MCOL 2066 (CHIROSA) CON INDUCTOR AUXINICO DE
ENRAIZAMIENTO APLICADO EN PRE-SIEMBRA, CULTIVADA EN EL SINÚ
MEDIO**

**JHONATAN MANUEL AVILA ARCIRIA
CRISTIAN ANTONIO MIRANDA CARDONA**

**PROGRAMA DE QUÍMICA
FACULTAD DE CIENCIAS BÁSICAS**



**UNIVERSIDAD DE CÓRDOBA
MONTERÍA, 2020**

**EVALUACIÓN DE MATERIA SECA Y ALMIDÓN DE YUCA (*Manihot esculenta*
Crantz) DE VARIEDAD MCOL 2066(CHIROSA) CON INDUCTOR AUXINICO DE
ENRAIZAMIENTO APLICADO EN PRE-SIEMBRA, CULTIVADA EN EL SINÚ
MEDIO**

**JHONATAN MANUEL AVILA ARCIRIA
CRISTIAN ANTONIO MIRANDA CARDONA**

**Director: YURI JANIO PARDO PLAZA
yjpardoplaza@**

**Director : MIRIAM ELENA CANTERO GUEVARA
miriamcantero@correo.unicordoba.edu.co**

**PROGRAMA DE QUÍMICA
FACULTAD DE CIENCIAS BÁSICAS
UNIVERSIDAD DE CÓRDOBA
MONTERÍA, 2020**

RESUMEN

La yuca requiere un mínimo aporte de insumos agrícolas para su cultivo, sin embargo, produce relativamente buenos rendimientos con pocos insumos. En el Sinú medio la producción de yuca es tradicional, es decir no se aplican tecnologías avanzadas, debido a la adaptabilidad del cultivo a condiciones extremas sumado a la falta de recursos por parte de los campesinos. El uso de reguladores de crecimiento es utilizado para inducir la formación de raíces fibrosas y su elongación. Las auxinas como el ácido 1-naftalen acético tiene la capacidad de inducir el proceso de enraizamiento en diferentes cultivos. El objetivo del presente estudio es evaluar el contenido de materia seca y almidón de yuca (*Manihot esculenta* Crantz) de variedad Mcol 2066 (chirosa) con inductor auxínico de enraizamiento aplicado en pre-siembra, cultivado en el Sinú medio. Este proyecto se realizó en el Municipio de Ciénaga de Oro – Córdoba, vereda el Salado. La semilla se obtuvo a partir de tallos con 10 meses de edad, los cuales fueron cortados y almacenadas durante diez días bajo sombra. Posteriormente fueron trozados para obtener estacas (semillas) de 15 cm de longitud, las cuales fueron sometidas al tratamiento auxínico, durante 5, 10 y 20 min, en soluciones de ácido 1-naftalenacético a concentraciones de 0ppm, 100ppm, 200ppm y 300ppm. Se realizó el muestreo, a los 240 días después de la siembra de las estacas tratadas con el fin de evaluar, el contenido de materia seca y almidón de las raíces. Mediante el presente estudio, se espera contribuir a un incremento en el rendimiento del cultivo, lo cual se verá reflejado en un mayor beneficio para la producción agrícola, debido a que se pueden obtener cultivos de mejor rendimiento y calidad. Por otro lado, con la tecnología y conocimientos suficientes se podrá contribuir al incremento competitivo del cultivo de yuca basado en el aprovechamiento agronómico y comercial.

TABLA DE CONTENIDO	Pág.
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	2
3. JUSTIFICACIÓN.....	3
4. OBJETIVOS.....	5
5. HIPÓTESIS.....	5
6. MARCO TEÓRICO.....	6
6.1 TAXONOMÍA Y MORFOLOGÍA DE LA YUCA.....	6
6.2 EXIGENCIAS EDAFOCLIMÁTICAS DEL CULTIVO DE YUCA.....	8
6.3 REGULADORES DEL CRECIMIENTO VEGETAL.....	14
6.4 TRANSPORTE DE AUXINAS.....	21
6.5 EFECTOS FISIOLÓGICOS DE LAS AUXINAS.....	24
6.6 MECANISMOS DE ACCIÓN.....	27
6.7 AUXINAS SINTÉTICAS Y SUS USOS COMERCIALES.....	29
7. METODOLOGÍA.....	32
7.1 TRABAJO DE CAMPO.....	33
7.2 DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE MATERIA SECA Y ALMIDÓN.....	39
8. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	40
9. CONCLUSIONES.....	44
10. RECOMENDACIONES.....	44
11. BIBLIOGRAFÍA.....	45
12. ANEXOS.....	49

LISTA DE FIGURAS

Pág.

FIGURA 1: ESTRUCTURAS QUÍMICAS CORRESPONDIENTES A ALGUNAS AUXINAS NATURALES..	17
FIGURA 2: INFLUENCIA DE LA CONCENTRACIÓN DE AUXINA SOBRE LA RESPUESTA DE CRECIMIENTO DE RAÍCES, YEMAS Y TALLOS..	19
FIGURA 3: PROCESOS QUE REGULAN LA CONCENTRACIÓN DE AIA.....	20
FIGURA 4: BIOSÍNTESIS DEL AIA	21
FIGURA 5: ESTRUCTURAS QUÍMICAS CORRESPONDIENTES A ALGUNAS AUXINAS SINTÉTICAS.	30
FIGURA 6: ESTRUCTURA DEL ÁCIDO 1-NAFTALENACETICO.....	31

LISTA DE TABLAS	Pág.
TABLA 1: DANE.....	13
TABLA 2: DESCRIPCIÓN DE LOS TRATAMIENTOS.....	33
TABLA 3: MANEJO DE PLAGAS.....	34
TABLA 4: RESULTADOS DE ANÁLISIS DEL SUELO.....	36
TABLA 5: EXTRACCIÓN DE NUTRIENTES DEL CULTIVO DE YUCA.....	36

LISTA DE GRAFICAS	Pág.
GRAFICA 1: PORCENTAJE DE MATERIA SECA DE RAÍZ DE YUCA BAJO DIFERENTES CONCENTRACIONES DE ANA	41
GRAFICA 2: PORCENTAJE DE ALMIDÓN DE YUCA BAJO DIFERENTES CONCENTRACIONES DE ANA.	42
GRAFICA 3: PRODUCCIÓN DE PESO FRESCO DE RAÍZ EN KILOGRAMOS POR HECTÁREA BAJO LA INFLUENCIA DE ANA.	43

1. INTRODUCCIÓN.

La necesidad de aumentar la producción de recursos alimenticios en países latino americanos, genera una mayor atención en el manejo agronómico del cultivo de raíces y tubérculos tropicales, como en el caso de la yuca (*Manihot esculenta* Crantz), el cual es un alimento de gran aceptación a nivel mundial, debido a la importancia socioeconómica que tiene y por considerarse, uno de los componentes principales de la canasta familiar, además ha contribuido significativamente a la generación de materia prima en las industrias procesadoras de alimentos (Aristizábal y Sánchez, 2007).

La región del Sinú medio, ha sido una de las regiones de Colombia que cuenta con las condiciones requeridas para diferentes sistemas productivos como el cultivo de maíz, yuca y arroz, contribuyendo en la competencia productiva a nivel local departamental y nacional, sin embargo, en la zona no se cuenta con la tecnología y conocimiento suficiente para contribuir al incremento competitivo del cultivo de yuca basado en el aprovechamiento agronómico y comercial (Salazar , 2017).

La planta de yuca se propaga mediante reproducción asexual, es decir por esquejes o estacas, por esta razón la calidad de los tallos y la capacidad de enraizamiento contribuye al establecimiento del cultivo, Burgos et al. (2009). Estudios realizados por Weaver, (1976) han indicado que el uso de reguladores de crecimiento es una de las practicas más comunes para inducir la formación de raíces fibrosas y su elongación, los más usados son las auxinas como el ANA que ha mostrado la capacidad de inducir el proceso de enraizamiento en diferentes cultivos.

Por lo anterior, es posible que la aplicación en pre-siembra de ácido 1-naftalenacetico (ANA) a estacas de yuca, plantadas en condiciones de campo, induzca mayor diferenciación de raíces

fibrosas que posteriormente podrían convertirse en raíces reservantes generando un incremento en el rendimiento del cultivo. Razón por la cual es de gran interés analizar el efecto de la aplicación de ANA al variar su concentración y el tiempo de inmersión de las estacas, sobre la expresión de enraizamiento, cantidad de materia seca y porcentaje de almidón. Lo cual se verá reflejado en un mayor beneficio para la producción agrícola, debido a que se puede obtener cultivos de mejor rendimiento y calidad.

2. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.

La yuca es uno de los principales alimentos utilizado como fuente de energía en el mundo, ocupando el noveno puesto después del arroz, el trigo, caña de azúcar, el maíz, la soya, la papa, las legumbres y el aceite de palma. Es un componente básico en la dieta de más de 1000 millones de personas, es fuente importante de hidratos de carbono, proteínas, minerales y vitaminas principalmente carotenos y vitamina C (Aguilera, 2012). Se caracteriza por su gran variedad de usos, tanto sus raíces como sus hojas pueden ser consumidas por humanos y animales de maneras muy variadas. Industrialmente se está convirtiendo en una de las materias primordiales para la producción de harinas, almidón y alcohol (Aguilera, 2012). Sin embargo, se ha evidenciado que en la zona del Sinú medio existen pequeños productores de yuca que no cuentan con los conocimientos técnicos ni con los recursos económicos que les permita mejorar la producción y rendimiento de sus cultivos. Se ha identificado que implementando nuevas alternativas como son sistemas de siembra tecnificados, uso eficiente de productos agroquímicos, semillas mejoradas y certificadas, pueden lograr potencializar las condiciones del cultivo (Mosquera, 2016).

La calidad intrínseca de los tallos y todo tratamiento agronómico que mejore la capacidad de enraizamiento y el potencial de brotación, contribuye al establecimiento del cultivo, puesto

que el enraizamiento es el determinante del rendimiento que condiciona el éxito de la plantación y el logro de un adecuado número de plantas, Burgos et al. (2009).

Los reguladores del crecimiento vegetal modifican las características normales del crecimiento de las plantas causando diversas respuestas fisiológicas. En el caso de las auxinas, éstas regulan la proliferación de raíces, su elongación y la dominancia apical de la planta (Hartmann, 2001).

El ANA como auxina sintética, aplicada tanto en viveros, como en la producción a campo, ha mostrado la capacidad de inducir el proceso de enraizamiento en diferentes cultivos forestales, frutales y ornamentales (Weaver, (1976). Sin embargo, el efecto del tratamiento auxínico sobre la diferenciación del sistema radical (raíces reservantes y raíces fibrosas) de la yuca no ha sido evaluado en condiciones de campo en el Sinú medio.

Por todo lo expuesto, es posible que la aplicación de ANA a estacas de yuca en pre-siembra, para plantar a campo induzca mayor diferenciación de raíces fibrosas, que potencialmente podrían especializarse en el almacenamiento de reservas de almidón generando incrementos del rendimiento del cultivo.

3. JUSTIFICACIÓN.

La yuca (*Manihot esculenta* Crantz) es una planta tropical originaria de la Amazonía Americana que ha tomado importancia en el contexto del país debido a sus usos tan diversos, ya que también hace parte de la seguridad alimentaria de muchas personas de escasos recursos (FAO, 2000).

En condiciones de suelos ácidos, con escaso fósforo disponible, texturas arenosas y bajo potencial nutricional en las zonas productoras de la sabana de Córdoba y Sucre, la producción

de yuca ha sido afectada de manera negativa, Combatt et al. (2016), esta reducción en los rendimientos se puede deber a varios factores; entre ellos, a que los suelos de la zona productora han sido cultivados durante más de 30 años, con un uso intensivo y métodos de labranza que degradan u oxidan rápidamente los contenidos de materiales orgánicos, Jaraba et al. (2007).

El estudio de las de auxinas sobre el control fisiológico y la manera en que modifican las características normales de crecimiento de las plantas ha sido una fuente importante en la producción de métodos agrícolas para la optimización del cultivo, uno de los estimulantes más utilizados es el ANA para la promoción y elongación de las raíces (Weaver, 1976). Burgos et al. (2009) estudiaron el efecto del ANA en dos variedades de yuca donde se observó diferenciación de raíces reservantes e incremento del contenido de materia seca. Una de las posibles razones limitantes en la producción agrícola de campesinos locales, se debe a la falta de conocimientos técnicos y el degradamiento de la materia orgánica de los suelos en la zona del Sinú medio.

Con base en lo anterior, en el presente estudio se propone evaluar el efecto de la auxina (ANA) sobre el contenido de materia seca y almidón de yuca cultivada en condiciones de campo, lo cual contribuirá a una mejor producción y rendimiento del cultivo. Este trabajo permitirá la adquisición y actualización conocimientos.

4. OBJETIVOS.

Objetivo general.

Evaluar el contenido de materia seca y almidón de yuca (*Manihot esculenta* Crantz) de variedad Mcol 2066 (chirosa) con inductor auxínico de enraizamiento aplicado en pre-siembra, cultivado en el Sinú medio.

Objetivo específico.

- Establecer los parámetros óptimos de concentración y tiempo de inmersión en los que el ácido 1-naftalenacético produce mejor respuesta en la biomasa del sistema radicular del cultivo.

5. HIPÓTESIS.

La aplicación de ácido 1-naftalenacético (ANA) en las estacas de yuca podría inducir un aumento en la diferenciación de raíces fibrosas a reservantes, lo que conllevaría a incrementos en el rendimiento del cultivo.

6. MARCO TEÓRICO.

6.1 TAXONOMÍA Y MORFOLOGÍA DE LA YUCA.

Taxonomía.

Dentro de las jerarquías sistemáticas, la yuca pertenece a la clase Dicotiledoneae, caracterizada por la producción de semilla con dos cotiledones, al orden Euphorbiales, familia Euphorbiaceae, género *Manihot* y especie *Manihot esculenta* Crantz. Dentro de la familia Euphorbiaceae se encuentra la *Manihot esculenta* Crantz, la cual se cultiva comercialmente. El género *Manihot*, tiene alrededor de 180 especies, se compone principalmente de arbustos y está confinado al nuevo mundo desde Arizona, Estados Unidos, hasta Argentina, Caballero et al. (2019).

Morfología.

La yuca es un arbusto perenne, monoica, de ramificación simpodial y con variaciones en la altura de la planta que oscilan entre 1 a 5 m, aunque la altura máxima generalmente no excede los 3 m. Se divide en dos áreas importantes: una comprendida por hojas, tallos y semillas y la otra por el sistema radicular o raíz.

Hojas.

Las hojas son los órganos en los cuales ocurre, principalmente, la fotosíntesis que permite la transformación de la energía radiante en energía química. son simples y están compuestas por la lámina foliar y el pecíolo. La lámina foliar es palmeada y profundamente lobulada. El número de lóbulos en una hoja es variable y por lo general impar, oscilando entre 3 y 9. Los lóbulos miden entre 4 y 20 cm de longitud y entre 1 a 6 cm de ancho; los centrales son de mayor tamaño que los laterales. El pecíolo de la hoja puede tener una longitud entre 9 y 20

cm, es delgado y de pigmentación variable (verde a morada), dependiendo de la variedad (Ceballos & De la Cruz, 2002).

Tallos.

Los tallos son particularmente importantes en la yuca, pues son el medio que se utiliza para la multiplicación vegetativa o asexual de la especie (Ceballos & De la Cruz, 2002). El tallo maduro es cilíndrico y su diámetro varía de 2 a 6 cm, se pueden observar tres colores básicos de tallo maduro: gris-plateado, morado y amarillo verdoso. Tanto el diámetro como el color varían significativamente con la edad de la planta y variedad, Caballero et al. (2019).

Los tallos están formados por la alternación de nudos y entrenudos. En las partes más viejas se observan unas protuberancias que marcan en los nudos la posición que ocuparon inicialmente las hojas. El nudo es el punto en el que una hoja se une al tallo, y el entrenudo es la porción del tallo comprendida entre dos nudos sucesivos (Ceballos. & De la Cruz, 2002).

La filotaxia típica observada en los tallos de yuca es de $2/5$, esto quiere decir que las hojas se ubican en espiral, alrededor del tallo. Si se parte de una determinada hoja (la número 1) y se cuentan sucesivamente las hojas hacia arriba, la sexta hoja estará exactamente en la misma posición, pero más arriba en el tallo que la hoja número 1. La fracción $2/5$ implica que se tienen que dar dos vueltas al tallo hasta encontrar una hoja perfectamente superpuesta con la hoja 1, y en el proceso se cuentan 5 hojas (Ceballos & De la Cruz , 2002).

Semillas.

La semilla es el medio de reproducción sexual de la planta, posee un valor incalculable en el mejoramiento genético del cultivo, pues a través de la reproducción sexual se pueden producir nuevos cultivares genéticamente superiores. La semilla es de forma ovoide-

elipsoidal y mide alrededor de 10 mm de largo, 6 mm de ancho y 4 mm de espesor (Suárez & Mederos, 2011).

Raíces.

Las raíces de la planta de yuca, tienen como característica principal la capacidad de almacenamiento de almidones, razón por la cual es el órgano de la planta que hasta el momento ha tenido un mayor valor económico. Sin embargo, no todas las raíces producidas eventualmente se convierten en órganos de almacenamiento, Caballero et al. (2019).

6.2 EXIGENCIAS EDAFOCLIMÁTICAS DEL CULTIVO DE YUCA.

Suelo.

La yuca puede plantarse en una gran variedad de suelos. El cultivo se da desde los suelos muy pobres en elementos nutritivos hasta aquellos con alta fertilidad. Los suelos deben ser sueltos, porosos, con cierta cantidad de materia orgánica y con un pH entre 6 y 7; crece muy bien en suelos pobres, bajo condiciones de extrema acidez crece bien y da rendimientos razonables. La tolerancia a pH muy bajos es debido a su habilidad para crecer en suelos con muy altos niveles de saturación de aluminio, superior a 80%, sin disminuir su producción, pero es muy sensible a la salinidad (Ramírez & Jiménez, 2010).

El suelo ideal para el cultivo de la mandioca debe ser profundo, suelto con buen drenaje y buena fertilidad, con textura entre franco arenosa o arcillo arenosa. Estas condiciones favorecen el crecimiento de las raíces, la buena aireación y circulación de agua; además facilita el arranque y cosecha de las raíces. Los suelos bajos y anegados favorecen la aparición de las enfermedades que causan pudrición en las raíces, Caballero et al. (2019).

Clima.

Los rendimientos máximos de la mandioca se obtienen a una temperatura media de 25 a 27°C, siempre que haya suficiente humedad disponible en el periodo de crecimiento. Las mejores temperaturas para el buen desarrollo del cultivo se registran entre 25 a 30°C. Temperaturas inferiores a 16°C y superiores a los 34°C detienen el crecimiento de la planta (Fernández & Cerrato, 2017).

Precipitación.

La planta de la mandioca requiere entre 700 y 2000 mm de lluvia, bien distribuidas durante todo el ciclo del cultivo. Aunque muestra tolerancia a niveles inferiores de lluvia en relación a otros cultivos, Brenes et al. (2017).

Fotoperiodo.

Es una planta que crece bien en condiciones de plena luz, sus rendimientos dependen en primer lugar de este factor, que juega un papel esencial en la fotosíntesis y en las reacciones fotoperiodicas. Para su desarrollo, la planta requiere de plena luz, en general son necesarias de 10 a 12 horas de luz diaria para su mayor producción de raíces tuberosas, Caballero et al. (2019).

Fases del cultivo de yuca.**Fase de tuberización.**

Inicia desde los 30 a 45 días hasta el tercer o cuarto mes después de siembra. Es una fase de gran relevancia porque aquí se determina cuántas raíces tuberosas tendrá el cultivo y cuántas entran a la fase de engrosamiento (Ospina , 2015).

Fase de engrosamiento.

Inicia desde el tercer o cuarto mes después de siembra y se prolonga hasta el quinto o sexto mes. Es importante resaltar que desde la fase de tuberización las raíces comienzan a acumular materia seca (MS) y almidón (productos de la fotosíntesis), pero es en la siguiente fase donde se desarrolla este potencial (Cadavid, 2008).

Fase de acumulación.

Comienza desde el quinto o sexto mes hasta el final del ciclo del cultivo. Fase de vital importancia para la planta. Cualquier alteración de la parte aérea durante este período afecta el contenido de materia seca y el rendimiento final sobre la base de peso seco, por ejemplo, ataque de gusano cachón (*Erinnyis ello* L.) con defoliación mayor del 80% (Ospina, 2015).

Control de malezas.

La presencia de maleza en los cultivos de yuca durante los primeros 60 días, causa una reducción en los rendimientos de aproximadamente el 50%, en comparación con yuca libre de malezas durante todo el ciclo por competencia de luz, nutrimentos y agua. Existen diferentes opciones para el control de malezas (Cadavid, 2006).

Control manual.

Se adelanta principalmente en cultivos pequeños y con mano de obra disponible. Consiste en realizar desyerbas periódicas desde la siembra hasta que el follaje del cultivo cierre, utilizando herramientas manuales (DANE 2016).

Control mecánico.

Consiste en la utilización de herramientas como cultivadoras rotativas o ganchos tiradas por animales o tractores que pasan entre las hileras y los caballones; este tratamiento se inicia

cuando el cultivo tiene entre 15-30 días y hasta que el cultivo lo permita (Aristizábal y Sánchez, 2007).

Control químico.

Se realiza mediante el uso de herbicidas pre-emergentes que evitan el crecimiento de las malezas por un período de 30 a 45 días, y pos-emergentes. Este control se puede realizar con bombas grandes (600 a 1000 litros) o con bombas de espalda (20 litros) donde se utilizan dos jornales por hectárea, (Cadavid, 2006).

Importancia económica y valor nutritivo de las raíces.

La yuca tiene su principal valor económico en su órgano de reserva o almacenamiento de energía, las raíces, este tiene diversos usos en la alimentación humana y animal, aunque su follaje se aprovecha para alimentación animal en algunas zonas rurales y en África, se utiliza como verdura fresca para consumo humano, Folgueras et al. (2012). Este producto se dirige fundamentalmente a cuatro mercados según los usos principales del mismo: como raíz fresca y procesada para consumo humano, como insumo en la industria alimenticia procesada para producir harina seca, como materia prima en la industria productora de alimentos balanceados para animales y como producto intermedio en la industria no alimenticia. El almidón obtenido de las raíces de yuca puede utilizarse en una gran variedad de sectores, desde la fabricación de alimentos y productos farmacéuticos hasta la producción de contrachapado, papel y bioetanol. En algunos países, la yuca también se cultiva por sus hojas, que contienen hasta un 25% de proteínas, Howeler et al. (2013).

El producto industrial más importante elaborado con base en yuca es el almidón, que se usa en las industrias alimenticia y textil y en la fabricación de papeles y adhesivos, aunque también tiene potencial en la producción de dextrosa y múltiples derivados, sin contar con

su potencial para producir alcohol, como se ha hecho en Brasil para sustituir petróleo. Las propiedades de claridad y baja retrogradación del almidón de yuca hacen que se pueda utilizar en muchos productos alimenticios (Suárez y Mederos, 2011).

El almidón está presente en una gran variedad de productos agrícolas como lo son cereales (maíz, trigo, arroz), leguminosas (frijol, chícharo, haba) y tubérculos (papa), además de semillas, raíces, tallos y hojas, Singh et al. (2003). Es el mayor polisacárido de almacenamiento de las plantas. El almidón está compuesto por dos tipos de alfa-glucanos: amilosa y amilopectina, que representan aproximadamente el 98 – 99 % en peso seco del almidón. La relación de los dos polisacáridos, varía de acuerdo a la fuente botánica. Los almidones puros contienen < 0.6 % de proteína, presentan cantidades pequeñas de minerales (<0.4 %) como calcio, magnesio, fósforo, potasio y sodio. Estos dos polímeros y su organización dentro de la estructura granular, confieren propiedades fisicoquímicas y funcionales únicas al almidón. Tester et al. (2004).

La modificación del almidón, involucra la alteración de las características físicas y químicas del almidón nativo, con el fin de desarrollar características deseables para aplicaciones específicas. Se consigue, generalmente, mediante modificaciones químicas, a través de reacciones de derivatización, tales como eterificación, esterificación, reticulación, descomposición (hidrólisis ácida o enzimática y oxidación del almidón) o tratamientos físicos, utilizando calor o humedad. Singh et al. (2007).

Zonas agroecológicas productoras de yuca y sus cultivares en Colombia.

Zona agroecológica Descripción	Descripción	Departamento	Cultivares	Usos
Zona 1 Costa Atlántica	Clima tropical entre semiárido y subhúmedo. Altura 0-300 msnm. Clima unimodal con estación seca prolongada. Temperatura > 24 °C. Precipitación 700 a 1500 mm/año.	Atlántico Bolívar Cesar Magdalena Córdoba Sucre	Mona blanca Pie de palomo Venezolana o MCol 2215 Verdecita o MCol 1505 ICA negrita o CM 3306-4 ICA costeña o CG 1141-1 M Tai 8 Verónica o CM 4919-1 Guines o CM 4843-1 Corpoica caribeña o SGB 765-2 Corpoica rojita o SGB 765-4 Corpoica colombiana o CM 3306-19	Mesa Mesa Doble propósito Doble propósito Doble propósito Industrial Industrial Industrial Mesa Mesa Industrial Industrial
Zona 2 Orinoquia	Sabanas de suelos ácidos. Altura < 300 msnm. Clima unimodal con estación seca prolongada. Temperatura > 24 °C. Humedad relativa alta. Precipitación 1500 a 4000 mm/año.	Meta Casanare Arauca	ICA Catumare o CM 523-7 Corpoica reina o CM 6740-7 Brasilera o MCol 2737 ICA Cebucan o CM 2177-2 HMC-1 o ICA P13 Vergara o CM 6438-14 La roja o CM 4574-7 Forrajera o CM 507-37	Doble propósito Doble propósito Doble propósito Doble propósito Doble propósito Industrial Industrial
Zona 3 Amazonia y Andén Pacífico	Trópico bajo. Estación seca leve y lluvias abundantes. Precipitación > 3500 mm/año. Altura < 300 msnm. Humedad relativa alta y constante.	Caquetá Putumayo Amazonas Nariño Chocó	Brasilera o MCol 2737	Doble propósito
Zona 4 Valle del Cauca Norte del Cauca	Trópico medio. Altura 800 a 1200 msnm. Temperatura 24 a 28 °C. Humedad relativa alta. Precipitación 1000 a 2000 mm/año. Clima bimodal	Valle del Cauca Norte del Cauca	ICA Catumare o CM 523-7 HMC-1 o ICA P13 CMC 40 o MCol 1468 Verdecita o MCol 1505 MBra 12 MPer 183	Doble propósito Doble propósito Mesa Doble propósito Industrial Mesa
Zona 5 Zona Cafetera	Trópico alto. Altura 1300 a 2000 msnm. Temperatura 24 a 20 °C. Precipitación 1500 a 2500 mm/año. Régimen de lluvias bien distribuidas.	Caldas Quindío Risaralda Antioquia Santander Tolima Cauca	Chirosa o MCol 2066 HMC-1 o ICA P13 MPer 183 Algodonosa o MCol 1522 Panameña o MCol 2261 Batata o MCol 2258 Sata Dovio o MCol 2059 Americana o MCol 2257	Mesa Doble propósito Mesa Mesa Doble propósito Doble propósito Doble propósito Doble propósito
Zona 6 Valle del Alto Magdalena	Trópico entre semiárido y subhúmedo. Altura 100 a 1000 msnm. Clima bimodal. Temperatura > 24 °C. Humedad relativa muy baja. Precipitación 900 a 2300 mm/año.	Tolima Huila	Brasilera o MCol 2737 ICA Catumare o CM 523-7 MBra 12 Verdecita o MCol 1505 MVen 25	Doble propósito Doble propósito Industrial Doble propósito Industrial

TABLA 1: (Cadavid,2008)

6.3 REGULADORES DEL CRECIMIENTO VEGETAL.

El funcionamiento normal de los organismos pluricelulares exige mecanismos precisos de regulación que permitan una perfecta coordinación de las actividades de sus células, tejidos y órganos. Además, el organismo debe ser capaz de percibir y responder a las fluctuaciones de su ambiente. Entre los posibles mecanismos de regulación, el más conocido es el sistema de mensajeros químicos (señales químicas), que permite la comunicación entre las células y coordina sus actividades. En las plantas, la comunicación química se establece fundamentalmente a través de hormonas (o fitohormonas), aunque no se excluye la existencia de otros posibles mediadores químicos cuya naturaleza, por el momento, se desconoce (Taiz & Zeiger, 2006).

El concepto clásico de hormona, tal como se define en fisiología animal, reúne tres premisas básicas: 1) sitio localizado de biosíntesis; 2) transporte hasta células diana separadas espacialmente del lugar de la biosíntesis, y 3) control de la respuesta fisiológica a través de cambios en los niveles endógenos de la hormona. Las hormonas vegetales conocidas no cumplen, de modo estricto, las tres premisas básicas que configuran el concepto clásico de hormona animal (Azcón-Bieto & Talón, 2013).

Las hormonas vegetales no se sintetizan en estructuras especializadas comparables a las glándulas endocrinas de los animales. De hecho, pueden formarse en muy diversas células y tejidos. Sin embargo, las pruebas experimentales disponibles muestran que no todas las células y tejidos tienen la misma capacidad para sintetizar hormonas. En general, los lugares principales de biosíntesis son los ápices meristemáticos de tallos y raíces, primordios de órganos vegetativos, o reproductores y semillas en desarrollo. La expresión de programas específicos de desarrollo (p. ej., senescencia) o la acción de diversos tipos de estrés también

pueden desencadenar la biosíntesis de algunas hormonas en órganos maduros, Garcia et al.(2018).

En las plantas resulta difícil definir órganos, tejidos o células que actúen específicamente como diana para las hormonas. Debe tenerse en cuenta, sin embargo, que no existen razones teóricas para asumir que una hormona debe actuar exclusivamente sobre un único tipo de célula diana. En sentido amplio, la capa de aleurona de los cereales puede considerarse un tejido diana para las giberelinas. Asimismo, la zona de abscisión del pecíolo funciona como diana para el etileno y las auxinas (Azcón-Bieto & Talón, 2013).

El desarrollo de las plantas está afectado por un gran número de sustancias orgánicas. El reconocimiento como hormona de cualquiera de estas sustancias depende, en última instancia, de su aislamiento y de la determinación de sus propiedades biológicas y químicas. Hasta fechas recientes ha existido un acuerdo general en clasificar como hormonas vegetales a auxinas, giberelinas, citoquininas, etileno y ácido abscísico, que constituyen los cinco grupos hormonales clásicos. En los últimos años, sin embargo, se ha ido aislando una serie de sustancias que también pueden clasificarse como hormonas basándose en sus efectos sobre el desarrollo o el fenotipo de mutantes con defectos en su síntesis o percepción. En este nuevo grupo de hormonas se incluyen brasinosteroides, oxilipinas (los representantes más conocidos son los jasmonatos), poliaminas, salicilatos, oligopéptidos y óxido nítrico (Taiz & Zeiger, 2006).

La presencia de hormonas en diferentes niveles en las plantas y sus células, permite que éstas desarrollen caminos morfogénicos alternativos muy distintos, los cuales pueden darse todos de acuerdo al grado de ontogenia. Lo más general es que las células en crecimiento por acción de varias hormonas expresen división y elongación celular; sin embargo, y especialmente

bajo condiciones in vitro, se ha observado que tales células inician procesos de diferenciación bajo ciertos niveles hormonales, por ejemplo, generación de elementos xilemáticos (Taiz & Zeiger, 2006). A nivel tisular en cambio las respuestas pueden ser más sorprendentes. Si se combinan diferentes niveles de auxinas y citocininas pueden darse varias respuestas alternativas: la presencia de niveles relativamente altos de ambas hormonas conduce solo a una multiplicación celular con escasa diferenciación. Si existiese un nivel relativamente alto de citocininas vs. auxinas, el tejido manifiesta la formación de nuevos brotes a cambio de la intensa proliferación celular vista antes. Si, por el contrario, los niveles de ambas hormonas se invierten de manera de tener una relación más alta de auxinas vs. citocininas, la expresión del tejido cambia y se originan raíces. Con ello se han generado plantas modificadas a partir de células que han recibido y codificado positivamente nuevos genes insertos que se expresan en plantas viables y son reproducibles genéticamente y fielmente en el tiempo, mediante el potencial de la biotecnología derivada de la totipotencia celular vegetal (Squeo & Cardemil, 2007).

El mecanismo de acción de una hormona se define como la reacción primaria capaz de iniciar una serie de eventos moleculares que, en última instancia, conducen a un efecto fisiológico mensurable. Por tanto, la célula debe estar programada para responder a las señales hormonales (primeros mensajeros) mediante mecanismos específicos. De un modo general, el mecanismo de acción tiene lugar mediante un acoplamiento estímulo-respuesta, que se puede dividir en tres fases: 1. Percepción de la señal (primer mensajero) por parte de la célula. 2. Generación y transmisión de la señal (transducción). 3. Activación de un cambio bioquímico (respuesta) (Azcón-Bieto & Talón, 2013).

Como en todos los organismos vivos, las células vegetales están equipadas con una serie de receptores, de naturaleza proteica, capaces de reconocer las señales hormonales. Los receptores deben cumplir dos propiedades fundamentales: unión específica y reversible a la hormona y, como consecuencia, inducción de una respuesta biológica (Taiz & Zeiger, 2006).

AUXINAS.

Las auxinas fueron las primeras fitohormonas identificadas y es precisamente el ácido indolacético AIA, la principal auxina endógena en la mayoría de las plantas. La mayoría de las moléculas que integran este grupo son derivados indólicos, aunque también se encuentran algunos compuestos fenoxiacéticos, benzoicos o picolínicos con actividad auxínica (figura 1). Las auxinas se encuentran en la planta en mayores cantidades en las partes donde se presentan procesos activos de división celular, lo cual se relaciona con sus funciones fisiológicas asociadas con la elongación de tallos y coleóptilos, formación de raíces adventicias, inducción de floración, diferenciación vascular, algunos tropismos y promoción de la dominancia apical (Aguilar, Melgarejo, & Romero, 2007).

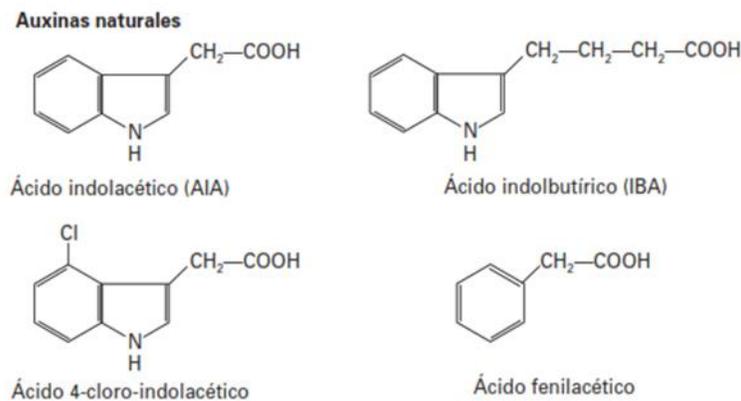


FIGURA 1: Estructuras químicas correspondientes a algunas auxinas naturales (Azcón-Bieto & Talón, 2013).

Actualmente se admite que una auxina debe poseer una estructura con una carga negativa en el carboxilo, separada de otra carga residual positiva por una distancia de 0.55 nm (5.5 Å). Esta última carga puede estar localizada sobre un anillo indólico o aromático, como en el AIA o el ácido 2,4-diclorofenoxiacético (2,4-D), respectivamente. Se ha podido comprobar que el anillo no es estrictamente necesario, ya que el N,N-dimetil carboximetiltiocarbamato, carente de anillo pero con la distancia adecuada entre las cargas, posee carácter auxínico (Azcón-Bieto & Talón, 2013).

El crecimiento del tallo aumenta con la concentración de auxina hasta alcanzar la respuesta máxima, con una concentración próxima a 10^{-5} M. Las concentraciones supraóptimas reducen el crecimiento hasta inhibirlo, llegando a producir incluso la muerte de la planta. Resultados similares se observan cuando se estudia el crecimiento de yemas y raíces, en las que la máxima respuesta se consigue a concentraciones de 10^{-8} y 10^{-10} M, respectivamente. Se deduce de estos datos que la intensidad de la respuesta a la auxina depende de la concentración, en cada órgano (figura 2). Lo anterior pone de manifiesto la importancia que para la planta tiene la existencia de mecanismos que regulen eficazmente la concentración de hormona, a fin de mantener en cada momento y lugar la concentración óptima (Salisbury & Ross, 2000).

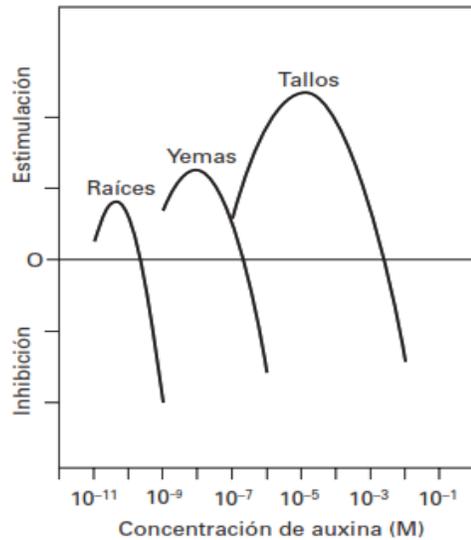


FIGURA 2: Influencia de la concentración de auxina sobre la respuesta de crecimiento (estimulación o inhibición) de raíces, yemas y tallos (Azcón-Bieto & Talón, 2013).

Procesos que pueden modificar la concentración del ácido indolacético.

Los procesos que favorecen la acumulación de AIA en un tejido u órgano son: la biosíntesis in situ, el transporte de llegada (importación, in) y la hidrólisis de conjugados. Los que favorecen la disminución de la concentración de hormona libre son: la conjugación, la oxidación y el transporte de salida (exportación, ex). Tras la actuación de la auxina en el crecimiento, se produce su destrucción (figura 3) (Squeo & Cardemil, 2007).

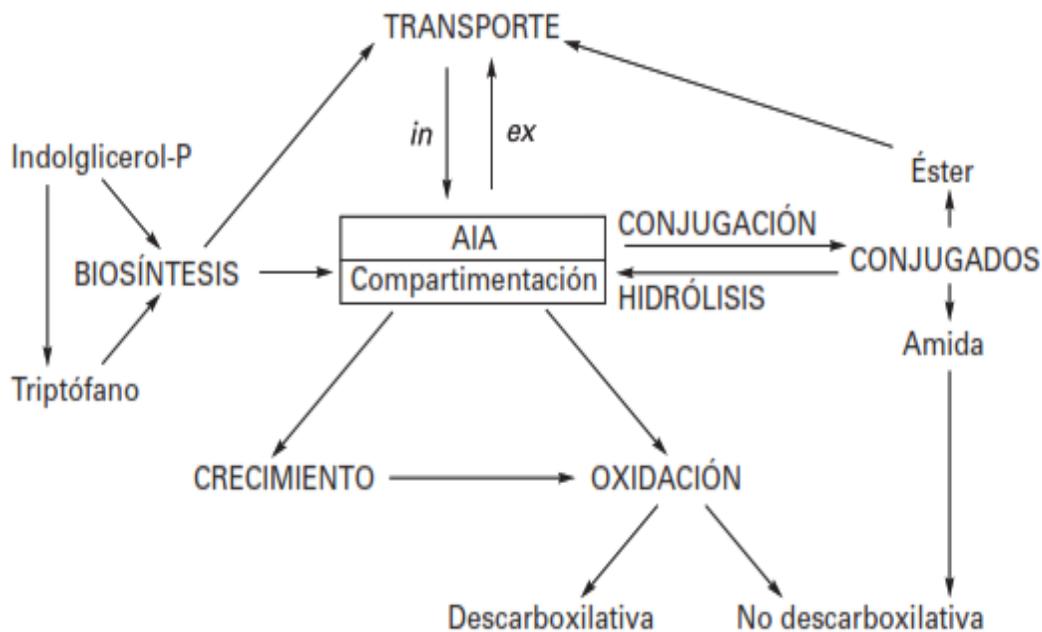


FIGURA 3: Procesos que regulan la concentración de AIA (Azcón-Bieto & Talón, 2013).

Rutas de síntesis del ácido indolacético.

Durante muchos años se ha considerado que el precursor en la síntesis del AIA es el aminoácido triptófano (Trp). Hoy se admite que el AIA puede sintetizarse también a partir de un precursor del Trp. Algunos estudios indican que, incluso en una misma planta y dependiendo de la edad, la síntesis de AIA puede ser dependiente o independiente del Trp. La conversión del Trp en AIA puede producirse por diferentes rutas, en la mayoría de las especies vegetales, la ruta más frecuente es la del ácido indolpirúvico (figura 4) (Salisbury & Ross, 2000).

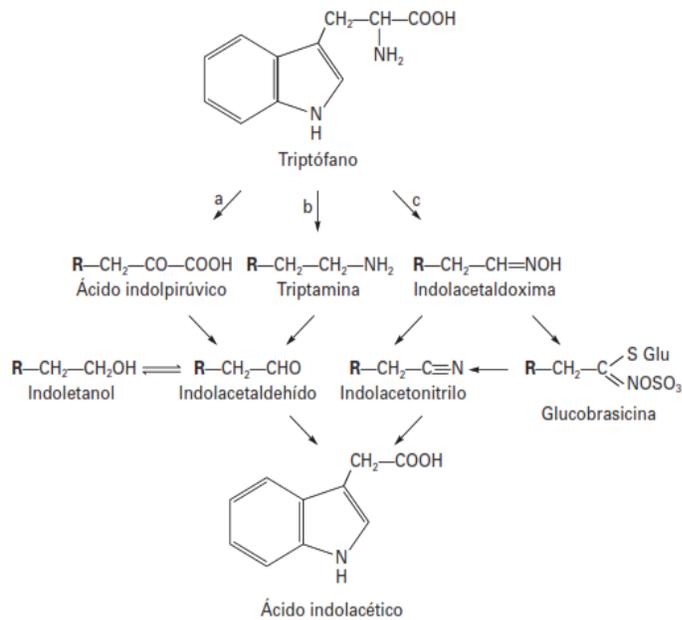


FIGURA 4: Biosíntesis del AIA a partir del triptófano. a) ruta del ácido indolpirúvico; b) ruta de la triptamina; c) ruta de la indolacetaldoxima. (R = anillo indólico) (Azcón-Bieto & Talón, 2013).

6.4 TRANSPORTE DE AUXINAS

El ápice de los tallos es sin duda el tejido por excelencia donde se sintetiza AIA y de donde se puede establecer un gradiente de la hormona hasta la base. Algunas objeciones a esta hipótesis sugieren que el AIA presente en ápices aéreos sería transportado desde semillas por el xilema. Una evidencia para ello es la presencia de AIA en el exudado de gutación en coleóptilos decapitados. Sin embargo, la capacidad de los mismos coleóptilos para sintetizar AIA a partir de Trp, sugiere que en realidad éstos son capaces de producir su propia hormona. AIA ha sido detectado en el cambium, xilema y floema. AIA puede ser sintetizado en el cambium a partir del Trp liberado a partir de células del xilema que entran en fase de diferenciación. Probablemente esta capacidad será mayor en tallos jóvenes. La cantidad de auxina presente en hojas dependerá de la edad de estos tejidos. Aunque se estima que los niveles de AIA decrecen con la edad foliar, proteólisis en tejidos senescente podría generar un nuevo aumento de la hormona a causa de un aumento del precursor Trp. Se ha notado que

cualquier tejido foliar es capaz de convertir Trp en AIA, aunque hojas jóvenes son más eficientes (Squeo & Cardemil, 2007).

Ensayos con bloqueadores de transporte (por ejemplo, TIBA) y estudios con mutantes han demostrado que el transporte de auxinas es necesario para el desarrollo normal radicular, vascular y embrionario y para respuestas a tropismos. El transporte de auxinas es complejo y está regulado por la acción de varias proteínas. AIA se sintetiza principalmente en el ápice de las yemas, y se transporta polarmente hacia la raíz a través de células parenquimáticas asociadas al tejido vascular. La polaridad del transporte de auxina, como se indicó antes, fue demostrada por primera vez por Fritz Went usando coleóptilos de avena. Sin embargo, evidencias adicionales sugieren que AIA también es transportado de otros órganos hacia el ápice de tallos. El transporte polar de AIA es por medio de un mecanismo dependiente de energía. Ocurre en forma basipétala en tallos y en raíces, aunque en éstas últimas puede ocurrir en ambos sentidos, en forma acropétala en el cilindro central y basipétala en la epidermis. La mayor parte de auxinas que se produce en hojas maduras viaja al resto de la planta en forma pasiva y apolar a través del floema. Las auxinas aplicadas exógenamente sobre las hojas pueden penetrar en los elementos cribosos después de ser absorbidas, pero luego se transportan al parénquima vascular (Salisbury & Ross, 2000).

Una vez en el tejido receptor, el transporte de auxinas ocurre a través de las células en forma polar, activa, unidireccional e implicando consumo energético. Siendo las auxinas ácidos débiles que se encuentran generalmente protonadas en el pH relativamente bajo del apoplasto, de acuerdo al modelo quimiosmótico, un gradiente de pH entre la pared celular (pH ~5) y el citoplasma (pH ~7) facilitaría la entrada de la forma reducida de AIA a través de la membrana citoplasmática. Una vez al interior de la célula, el alto pH del citoplasma

resulta en la ionización del AIA, impidiéndose la salida de éste en forma oxidada. El importe de AIA se puede incrementar en algunos tejidos con la ayuda de algunos transportadores. Se ha observado que uno de los primeros mutantes del transporte de auxinas en *Arabidopsis* fue AUX1, el cual codifica a una proteína de transmembrana similar a las permeasas de aminoácidos. AUX1 y otras proteínas similares, están localizadas asimétricamente en membranas plasmáticas facilitando el transporte unidireccional de auxina. La salida de auxina de la célula es en definitiva un proceso activo y dependiente de varios factores como las proteínas PIN y miembros de la familia de proteínas de resistencia a múltiples drogas (MDRs). Parece ser que las proteínas PIN no son capaces de transportar auxina en forma directa, sino más bien cooperan con las proteínas MDRs para la exportación de AIA. Las proteínas PIN tienen varios motivos de transmembrana y se reciclan entre la membrana plasmática y compartimentos de vesículas intracelulares. Al igual que AUX1, las proteínas PIN están asimétricamente distribuidas en la membrana plasmática. Garcia et al. (2018).

El movimiento polar hacia las raíces por los tejidos asociados con vasos xilemáticos, está correlacionado con la localización superior de AUX1 y basal de proteínas PIN en estas células. El sistema de exportación de auxinas gobernado por proteínas PIN es suficiente para generar una distribución diferencial de auxina en los tejidos, siendo los importadores de auxina necesarios sólo en tejidos donde se requiera una repartición rápida de la hormona. La localización polar de las proteínas PIN es compleja y dinámica; se re-localizan dependiendo de la necesidad de auxina por el tejido. La distribución de auxina en la raíz también está dirigida por proteínas PIN las cuales se pueden mover del centro de máxima concentración de auxinas cerca al meristemo radicular hacia la zona de elongación. La redistribución de AIA es requerida para regular la elongación de células conforme éstas se distancian del

meristema y ubican en la zona de elongación. Recientemente se ha descrito que la auxina re-localizada en la zona de elongación también puede ser reciclada al transporte polar hacia el centro de la raíz, regresando al ápice radicular. La transcripción, acumulación y localización subcelular de proteínas PIN también son reguladas por auxina, lo que sugiere que esta hormona regula su propia distribución. Por eso, mutaciones de algún miembro de genes PIN tiene poco efecto sobre la distribución de auxina, pues la hormona sería capaz de cambiar la expresión de otros genes PIN para compensar la pérdida de uno de ellos (Squeo & Cardemil, 2007).

6.5 EFECTOS FISIOLÓGICOS DE LAS AUXINAS.

Crecimiento y formación de raíces:

Debido a que las auxinas influyen tanto la división, como el crecimiento y diferenciación celular, están involucradas en muchos procesos del desarrollo, en algunos de ellos interactuando con otras fitohormonas. Diversos bioensayos han sido descritos para analizar respuestas a auxinas, los cuales han sido útiles en la identificación de compuestos con actividad típica de auxinas y de plantas mutantes con defectos en la síntesis, metabolismo o respuestas a auxinas. Uno de los ensayos que caracterizan el efecto de auxinas en el desarrollo es la regulación del crecimiento radicular el cual es definido desde el desarrollo embrionario. Mientras las auxinas estimulan el crecimiento de los tallos y coleóptilos, inhiben el crecimiento de la raíz primaria, pero estimulan la formación de raíces secundarias (Salisbury & Ross, 2000).

La concentración óptima para el promover elongación de tallos es entre 10^{-6} y 10^{-5} M, sin embargo, en raíces esta concentración es muy alta y retarda su crecimiento. Las auxinas además promueven la biosíntesis de la hormona etileno que inhibe el crecimiento radicular.

Niveles menores a 10^{-9} M de AIA serían capaces de inducir crecimiento de raíz, pero no ocurriría a niveles normales endógeno más altos. El proceso de rizogénesis está íntimamente asociado a la división celular. Una práctica común en horticultura es aplicar auxinas para favorecer el enraizamiento de esquejes. En técnicas de cultivo de tejidos se utilizan auxinas y citocininas para promoverla división celular y la diferenciación de raíces y tallos, respectivamente. Las auxinas estimulan a la división de células localizadas en el periciclo en la zona justo arriba de la zona de elongación para provocar la formación de raíces laterales. Este fenómeno también se aplica en la formación de raíces adventicias la cual puede ocurrir en varios tejidos donde existan un grupo de células en activa división (Squeo & Cardemil, 2007).

Regulación de tropismos:

Mientras el crecimiento puede ser definido como un proceso irreversible derivado de la elongación celular, los tropismos son movimientos de crecimiento direccionales en respuesta a un estímulo también direccional. El efecto que tienen las auxinas sobre el crecimiento de tallos y raíces es importante para controlar los tropismos. Estas respuestas se concretan con curvaturas, giros o inclinaciones que realizan los tallos y raíces hacia un estímulo de luz (fototropismo), de gravedad (geotropismo o gravitropismo), o de contacto (tigmotropismo). Estos crecimientos direccionales se explican con el modelo clásico de Cholodn y Went, el cual describe que una distribución lateral diferencial de auxina en el tallo o raíz es responsable del crecimiento diferencial del órgano. En el caso del fototropismo, la auxina que se produce en el ápice, en vez de ser transportada hacia la base, es transportada lateralmente hacia el lado sombreado. Asimismo, se han encontrado varias proteínas que actuarían como receptoras para el fototropismo (fototropinas). Una de ellas, NPH1, es

fosforilada en un gradiente lateral durante la exposición a luz azul lateral. De acuerdo con el modelo clásico, la fosforilación en gradiente de NPH1 induciría de alguna manera el movimiento de auxina hacia el lado no iluminado del tallo o coleóptilo. Sin embargo, la regulación de la respuesta fototrópica es más compleja, pues la actividad de ésta y otras fototropinas varía dependiendo la calidad de luz y la acción de fitocromos. Una vez en el lado opuesto de la luz, la auxina es transportada en forma basipétala a la zona de elongación, donde aceleraría el crecimiento de esa zona con respecto a la zona iluminada, provocando la curvatura hacia la luz (Taiz & Zeiger, 2006).

Dominancia apical:

La distribución en gradiente de auxina desde el ápice primario hacia la base de la planta reprime el desarrollo de brotes axilares laterales a lo largo del tallo, manteniendo así lo que se denomina como dominancia apical (Squeo & Cardemil, 2007).

Abscisión de órganos:

Las auxinas tienen un efecto general negativo sobre la abscisión de los órganos, retardando especialmente la caída de hojas, flores y frutos jóvenes. El movimiento de la auxina fuera de la lámina foliar hacia la base del pecíolo parece prevenir la abscisión inhibiendo la acción de la hormona etileno, principal efector de la formación de la zona de abscisión. Cuando los tejidos foliares envejecen, la producción de auxinas decrece, dando paso así a la acción del etileno y progresión de la abscisión. Sin embargo, también se han descrito casos en que aplicaciones de auxina exógena en el lado opuesto de la zona de abscisión (cerca al tallo) acelerarían el efecto del etileno sobre la abscisión (Azcón-Bieto & Talón, 2013).

Desarrollo de flores y frutos:

Plantas que son tratadas con inhibidores de transporte de auxinas o plantas mutantes defectuosas en transportar auxina muestran deformidades en las inflorescencias y en la arquitectura floral, lo que sugiere que esta hormona es necesaria para un adecuado desarrollo de flores. De igual manera la aplicación de auxina en forma exógena induce el desarrollo floral en varias especies. Asimismo, auxina contribuye con el crecimiento normal de frutos. Un ejemplo clásico lo constituyen aquenios de frutilla que fallan en completar su crecimiento (cuaje) cuando se les ha retirado las semillas, fuentes de auxina endógena. Sin embargo, la aplicación de auxina a estos frutos sin semillas es capaz de restaurar el desarrollo de frutos normales. Además, su auxina tendría un efecto positivo sobre la maduración de algunos frutos al promover de alguna manera la síntesis de etileno (Salisbury & Ross, 2000).

Diferenciación vascular:

Las auxinas controlan la división celular en el cambium, donde ocurre la diferenciación de las células que darán origen a los elementos de floema y xilema. Su mayor efecto se advierte en la diferenciación del xilema. El número de elementos de xilema que se forman en tallos decapitados tratados con AIA es proporcional a la cantidad de hormona aplicada (Taiz & Zeiger, 2006).

6.6 MECANISMOS DE ACCIÓN.**Crecimiento y elongación celular:**

Las auxinas promueven el crecimiento de las plantas principalmente por un aumento de la expansión celular. De acuerdo con la hipótesis del “efecto ácido” sobre el crecimiento, las auxinas estimulan la actividad de la bomba de protones (H^+ -ATPasa) localizada en la membrana plasmática a través de dos mecanismos: activación de las bombas preexistentes y

por inducción de síntesis de nuevas H⁺-ATPasas. La extracción de protones hacia la pared celular genera una reducción del pH (acidificación) lo que a su vez activaría proteínas que rompen enlaces de hidrógeno entre los constituyentes de la pared. Los candidatos más probables para este papel inicial son las expansinas, proteínas de pared que favorecerían inicialmente a la plasticidad de la célula. Otras Enzimas hidrolíticas actuarían posteriormente y la célula crecería como resultado de la presión de turgor generada por la vacuola y por el depósito de nuevos materiales, cuya síntesis y transporte también parecen ser regulados por auxinas. Las auxinas también inducen la síntesis de giberelinas, hormonas que promueven el crecimiento del tallo, por lo que las auxinas también estimularían el crecimiento en forma indirecta (Aguilar et al., 2007).

Receptores de auxinas:

Por muchos años la búsqueda de receptores para auxinas se ha basado en el estudio respuestas características como la elongación de coleótilos y la inducción de raíces o tallos regulado por el balance auxinas y citocininas extractos de distintas especies han sido usados para obtener fraccionamientos sub-celulares en búsqueda de proteínas capaces de unir AIA y auxinas sintéticas. Proteínas candidatas han sido distinguidas en fracciones de membrana, de retículo endoplásmico y citoplásmicas. Una de ellas, ABP1 (por auxin binding protein) fue por algún tiempo considerada como un posible receptor, debido a que plantas que carecían de ella perecían. Sin embargo, ABP1 no se asemeja a otros receptores hormonales y no cumple con regular múltiples genes afectados por auxina, ni explicar todos los efectos causados por la hormona. Por su localización en retículo endoplásmico ABP1 podría estar involucrada en conjugación o transporte intracelular de auxina. Sin embargo, analizando mutantes de respuesta a auxina, recientemente se ha logrado identificar una proteína, TIR1,

como el receptor de auxina. TIR1 es una proteína del tipo “caja F”, que se une a reguladores transcripcionales AUX/AIA que reprimen genes que responden a auxina y los marca para ser ubiquitinados y luego degradados por el proteasoma 26S. La unión de auxina a TIR1 activaría su interacción con AUX/AIA incitando la degradación de estos represores (Salisbury & Ross, 2000).

6.7 AUXINAS SINTÉTICAS Y SUS USOS COMERCIALES.

Tras el descubrimiento de la estructura del AIA, se han obtenido compuestos químicos estimulantes del crecimiento basados en auxinas naturales. En un principio se analizaron otros compuestos con anillo indólico, como el ácido indolbutírico (IBA) y derivados del naftaleno como el ácido 1-naftalenacético (ANA) y el ácido naftoxi-2-acético (NOA) (figura 5), que también resultaron activos. IBA fue clasificado inicialmente como una auxina sintética, pero es un compuesto endógeno de la planta, más eficiente que AIA en promover formación de raíces laterales y es usado comercialmente con este propósito. Posteriormente, el análisis de algunos ácidos fenoxiacéticos con actividad auxínica, llevó al descubrimiento del 2,4 diclorofenoxiacético (2,4-D). A partir de éste se desarrollaron varios compuestos con actividad auxínica, como el ácido 2-metoxi, 3,6-dicloro benzoico (dicamba), el ácido 2,4 diclorofenoxibutírico (2,4-DB), el ácido 2-metil, 4-cloro fenoxiacético (MCPA) y el ácido 2,4,5 triclorofenoxiacético (2,4,5-T), Todos con propiedades herbicidas cuando se emplean a concentraciones elevadas (Squeo & Cardemil, 2007).

Las auxinas sintéticas, que se usan en forma de aerosol o de polvo, tienen varias aplicaciones en la agricultura. Entre sus usos están frenar el brote de yemas de tubérculos de papas, destruir hierbas de hoja ancha y prevenir la caída prematura de frutos (ANA) y pétalos de flores. Estos compuestos también se usan para obtener frutos sin semillas (partenocárpicos) como

tomates, higos y sandías, y para estimular el crecimiento de raíces en esquejes (IBA, ANA) (Azcón-Bieto & Talón, 2013)

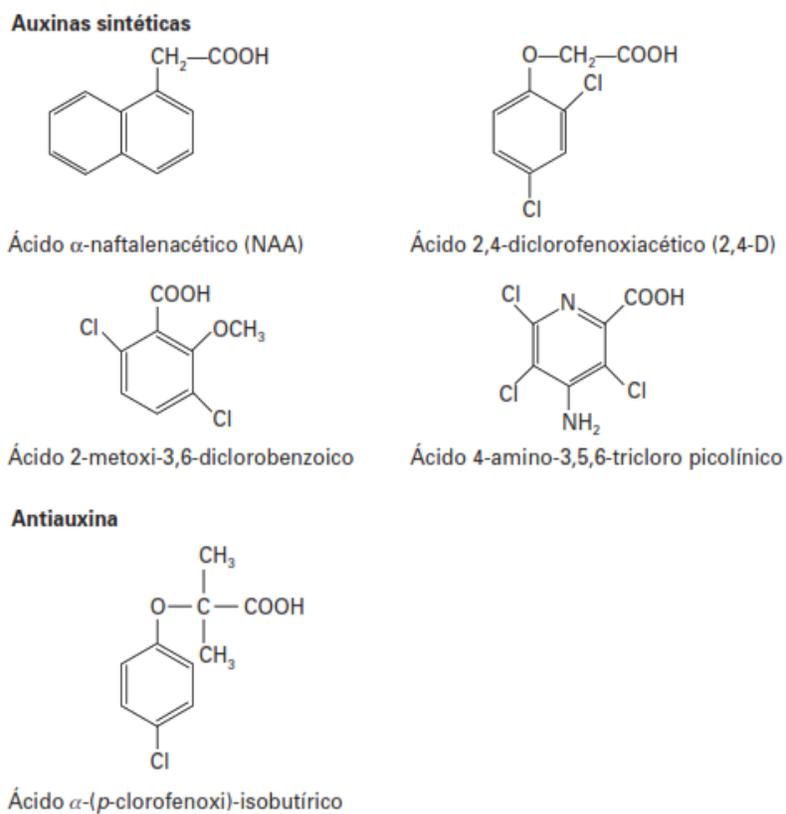
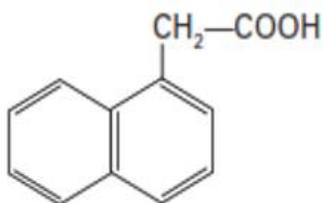


FIGURA 5: Estructuras químicas correspondientes a algunas auxinas sintéticas, La antiauxina tiene una analogía estructural con las auxinas, pero contrarresta su acción fisiológica (Azcón-Bieto & Talón, 2013).

Ácido 1-naftalenacético:

El ácido 1-naftalenacético (ANA) es una hormona vegetal de síntesis perteneciente a la familia de las auxinas. El ácido 1-naftalenacético (figura 6) y el ácido indolbutírico son los compuestos más utilizados en la propagación vegetativa realizada a partir de estacas y de trozos de hojas. Desde que en 1935 se descubrió que estos dos compuestos eran más potentes que el ácido indolacético, se convirtieron en las auxinas más usadas para el enraizamiento de estacas y para la micro propagación (cultivo de tejidos vegetales). Es componente de muchos productos comerciales utilizados para el enraizamiento de especies frutales y hortícolas. En micro propagación de diversas especies, el ácido 1-naftalenacético se añade al medio de cultivo que contiene los nutrientes esenciales para la supervivencia de los explantos. A diferencia del ácido indolbutírico, el ácido 1-naftalenacético no es sensible a la luz (Hartmann & Kester, 2015), no ocurre naturalmente. Se sintetiza por hidrólisis del 1-naftalen acetonitrilo, Se considera al ácido 1-naftalenacético un compuesto ligeramente tóxico a las concentraciones usadas comercialmente, pero a concentraciones más altas puede ser tóxico para los animales. Esto se demostró cuando se prueba en ratas a través de la ingestión oral en 1000-5900 mg/kg. (Tomlin, 2011).



Ácido α -naftalenacético (NAA)

FIGURA 6: Estructura del Ácido α -naftalenacético (Azcón-Bieto & Talón, 2013).

7. METODOLOGÍA.

Localización de la zona de trabajo.

El presente estudio se realizó en el Municipio de Ciénaga de Oro – Córdoba, vereda el salado, finca el brillante (Lat: 8°54′ 59.962518″ N. Lon: 75° 35′ 24.840215″ W), desde el mes de mayo del 2019. El clima de la zona es subtropical, con precipitación anual promedio de 1350 mm y temperatura media anual de 27,5°C., Combatt et al. (2016). Los suelos son planos, Franco-Arenosos, bien drenados.

Los pobladores de la región se dedican a actividades agrícolas, principalmente: cultivo de maíz (*Zea mays*), arroz (*Oryza sativa*), yuca (*Manihot esculenta*) y papaya (*Carica papaya*), teniendo también ganado, así como animales de compañía.

Diseño Experimental:

En este experimento se evaluó la yuca variedad Mcol 2066 (chirosa). La investigación fue de tipo cuantitativa. El diseño experimental utilizado fue factorial con un arreglo en bloques completos al azar, utilizando unidades experimentales con dimensiones de 7 por 8m, separadas entre sí 2m, ocupando un área total de 120m por 45m. Por cada parcela se plantaron manualmente 72 estacas en posición vertical, con una distancia entre plantas de 1m.

Descripción de los tratamientos:

Todas las plantas madres se cultivaron en la finca el brillante, (vereda el salado) bajo las mismas condiciones ambientales y de manejo tradicional. Los tallos con 10 meses de edad, fueron cortados y almacenados durante diez días en posición vertical bajo la copa de árboles para protegerlos del sol. Posteriormente, los tallos almacenados fueron trozados manualmente para obtener estacas de 15 cm de longitud. Estas estacas caulinarias se

sometieron al tratamiento auxínico, mediante inmersiones durante 5, 10 y 20 min, en soluciones de ANA a concentraciones de 0ppm,100ppm, 200ppm y 300ppm. Dando como resultado 13 tratamientos con 3 repeticiones para un total de 39 unidades experimentales.

Tratamiento	Concentración ANA (ppm)	Tiempo de inmersión (min)	Replicas
T1	0	5	3
T2	0	10	3
T3	0	20	3
T4	100	5	3
T5	100	10	3
T6	100	20	3
T7	200	5	3
T8	200.	10	3
T9	200	20	3
T10	300	5	3
T11	300	10	3
T12	300	20	3
T13	Seco	N.A	3

TABLA 2: Descripción de los tratamientos. Fuente: Elaboración propia

7.1 TRABAJO DE CAMPO.

Preparación del terreno.

El terreno se encontraba limpio facilitando la delimitación, la preparación del terreno se realizó con dos pases de labranza convencional utilizando rastra de disco la cual rompe la capa superficial a 30 cm aproximadamente.

Siembra.

La siembra del material vegetal se efectuó el mes de mayo del año 2019 las estacas seleccionadas se cortaron, luego se seleccionaron aquellas que presentaban mejor calidad en los cortes, la siembra se realizó manualmente después de repartir el material vegetal a una distancia de un metro entre plantas, a continuación, se procedió a enterrar los esquejes de 8

10 cm de longitud a una inclinación aproximada de 90°, con densidad de siembra e 72 plantas/parcela, en un marco de plantación de 1 x 1m.

Plan de manejo de plagas y enfermedades.

Se presentaron ataques de plagas en los primeros meses de establecido el cultivo, entre estas el ataque de gusano cachón (*Erinnys ello*), se realizó los primeros días un control cultural que consta en eliminar de las plantas el gusano manualmente. Para la eliminación de la plaga se utilizó Cipermetrina, utilizando una dosis de 20 mL en 20 litros de agua. Al realizar este control se obtuvo una disminución de la plaga en el cultivo de un 95%. En la tabla 5 se pueden identificar los nombres de las plagas que se presentaron en el cultivo y los nombres de los insumos utilizados para su control. También se presentó en el cultivo ataque de mosca blanca (*Aleurtrachus sociales*), hormiga arriera (*Atta Sp*) y Barrenador del tallo (*Chilomima clarkey*).

Elaboración propia.

PLAGAS IDENTIFICADAS EN EL CULTIVO		
Nombre común y científico	Insumos	Dosis
Gusano cachón (<i>Erinnys ello</i>)	Abasac (abamentina)	30mL/20L de agua
	Agrociper (Cipermetrina)	20mL/20L de agua
Mosca blanca (<i>Aleurtrachus sociales</i>)	Agrociper (Cipermetrina)	20mL/20L de agua
	Malathion (malation)	120mL/20L de agua
Hormiga arriera (<i>Atta Sp</i>)	Agrociper (Cipermetrina)	3ml/10L de agua
Barrenador del tallo (<i>Chilomima clarkey</i>)	Control manual de la larva de la planta hospedante.	Ninguna

TABLA 3: Manejo de plagas.

Plan de manejo de enfermedades.

Se presentó en el cultivo solo en ciertas plantas pudriciones radicales, esto puede ser debido por los pseudohongos *Phytophthora* spp. y *Pythium* spp. que se encuentran en el suelo y atacan en cualquier etapa del cultivo. El desarrollo del patógeno es favorecido por un suelo encharcado, que se seque rápidamente o que tenga bajo contenido de nutrientes (especialmente potasio). Ataca principalmente a las plantas cercas a zanjas de drenaje, y causa en ellas marchitez repentina y una intensa producción blanda en las raíces, exudando un líquido de olor repugnante, y luego se deterioran completamente en el suelo, (Cadavid, 2006).

Plan de fertilización.

Para realizar el programa de fertilización se realizó la determinación físico química, a través del análisis del suelo, el tipo de fertilización aplicado al cultivo fue edáfico, mediante la utilización de fertilizantes de composición simples.

TABLA 4: Resultados de análisis de suelo.

Análisis de suelo		
Parámetros	Valor cmolc.Kg-1	Resultado
Fósforo	668,5	Alto
Potasio	0,14	Bajo
Magnesio	0,5	Bajo
Calcio	4,0	Medio
Aluminio		NA
Sodio	0,02	Ideal
Azufre	3,4	Bajo
Hierro	42,4	Medio
Boro	0,07	Bajo
Cobre	2,8	Ideal
Manganeso	27,2	Alto
Zinc	12,4	Alto
M.O	0,810	
pH	5,64	
RELACIONES IÓNICAS		
Ca/Mg	8,0	Alto
Ca/K	28,6	Ideal
Mg/K	3,6	Bajo
(Ca+Mg)/K	32,1	Ideal

Fuente: Informe de análisis de suelos, laboratorio de suelos, universidad de córdoba

TABLA 5: Extracción de nutrientes del cultivo de yuca.

NUTRIENTES	Extracción (kg/ha)	
	Estimado para 15.000 Kg/ha de yuca	Estimado para 30.000 Kg/ha de yuca
N	66.3 Kg/ha	132.6 Kg/ha
P	10.1 Kg/ha	20.1 Kg/ha
K	53.7 Kg/ha	107.4 Kg/ha
Ca	20.4 Kg/ha	40.8 Kg/ha
Mg	12.3 Kg/ha	24.6 Kg/ha

Fuente: (Cadavid, 2006).

- **Volumen del suelo.**

$$V_s = L \times A \times \text{Profundidad efectiva del cultivo} = 100\text{m} \times 100\text{m} \times 0.2\text{m} = 2.000\text{m}^3$$

- **Densidad aparente**

$$D_a = 1,37 \text{ g/cm}^3$$

- **Peso de la capa arable.**

$$P_{CA} = V_s \times D_a = \left(2.000\text{m}^3 \times \frac{1.000.000\text{cm}^3}{1\text{m}^3} \right) \times \left(1.37 \frac{\text{g}}{\text{cm}^3} \times \frac{1\text{kg}}{1000\text{g}} \right) = 2.740.000 \frac{\text{kg}}{\text{ha}}$$

- **Disponibilidad de bases en el suelo en Kg/ha.**

$$D_{BS} = \frac{\text{meq}/100\text{g} \times P_{CA} \text{ Kg/ ha} \times \text{meq}/100\text{g AS}}{100 \text{ meq}/100\text{g} \quad 1 \text{ meq}/100\text{g}}$$

- **Disponibilidad de magnesio en el suelo en Kg/ha.**

$$D_{BS}_{Mg} = \frac{0,012 \frac{\text{meq}}{100\text{g}} \text{Mg} \times 2.740.000 \frac{\text{Kg}}{\text{ha}} \times 0,5 \frac{\text{meq}}{100\text{g}}}{100 \frac{\text{meq}}{100\text{g}} \text{Mg} \quad 1 \frac{\text{meq}}{100\text{g}}} = 16,44 \frac{\text{Kg}}{\text{ha}} \text{Mg}$$

Disponibilidad de potasio en el suelo en Kg/ha.

$$D_{BS}_K = \frac{0,0391 \frac{\text{meq}}{100\text{g}} \text{K} \times 2.740.000 \frac{\text{Kg}}{\text{ha}} \times 0,14 \frac{\text{meq}}{100\text{g}}}{100 \frac{\text{meq}}{100\text{g}} \text{K} \quad 1 \frac{\text{meq}}{100\text{g}}} = 149,98 \frac{\text{Kg}}{\text{ha}} \text{K}$$

Disponibilidad de elementos en el suelo en Kg/ha.

$$D_{NS} = \frac{P_{CA} \times \text{ppmNs}}{1.000.000\text{ppm}}$$

Disponibilidad de azufre en el suelo en Kg/ha.

$$DNS_s = \frac{2.740.000 \frac{Kg}{ha} * 3,4 \text{ppm S}}{1.000.000 \text{ppm}} = 9,316 \frac{Kg}{ha} S$$

Disponibilidad de boro en el suelo en Kg/ha.

$$DNS_B = \frac{2.740.000 \frac{Kg}{ha} * 0,07 \text{ppm B}}{1.000.000 \text{ppm}} = 0,1918 \frac{Kg}{ha} B$$

Necesidad de fertilización acorde a la extracción de nutriente del cultivo de yuca.

$$NF = \frac{RPC - DNS}{EF} * 100$$

$$NF_{Mg} = \frac{24,6 \frac{Kg}{ha} - 16,44 \frac{Kg}{ha}}{60\%} * 100\% = 13,6 \frac{Kg}{ha}$$

$$NF_K = \frac{107,4 \frac{Kg}{ha} - \frac{149,98}{2} \frac{Kg}{ha}}{60\%} * 100\% = 71 \frac{Kg}{ha}$$

Ahora bien, para determinar la necesidad de fertilización para nitrógeno (NT) se procede de la siguiente forma:

$$NT = \frac{M.O\%}{20} = \frac{0,810}{20} = 0,0405$$
$$NA = 0,0405 * 0,025\% = 1.0125 * 10^{-3}\%$$

$$DNS = \frac{NA * PCA \text{ Kg/ ha}}{100\%} = \frac{1,0125 * 10^{-3}\% * 2.740.000 \text{ Kg/ ha}}{100\%} = 27,7425 \frac{Kg}{ha}$$

$$NF_N = \frac{132,6 \frac{Kg}{ha} - 27,4525 \frac{Kg}{ha}}{70\%} * 100\% = 150,2107 \frac{Kg}{ha}$$

NA es nitrógeno aprovechable y 2.5% es un porcentaje de mineralización promedio (este factor puede estar entre 1% y 5%) (Cadavid, 2000).

Con base en los resultados anteriores (TABLA 4) se estableció la cantidad de fertilizante para aplicar al cultivo, teniendo en cuenta las necesidades de la especie y los nutrientes aportados por el suelo y, aspectos como la capa arable, densidad y profundidad de laboreo (Cadavid, 2000).

De igual manera se debe tener en cuenta la eficiencia en cuanto a la absorción de los elementos por parte de las raíces de la planta y finalmente se calculó el aporte que hace el suelo de cada nutriente (Bello & Pino, 2000). Se utilizó el requerimiento nutricional de la especie ponderado para 30 t/ha.

7.2 DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE MATERIA SECA Y ALMIDÓN.

Materia seca.

- Se tomaron muestras de yuca fresca por tratamiento.
- Cortar en partes de tamaño similar
- Someter las muestras a 75°C por 72 horas.
- Por diferencia se obtuvo el contenido de materia seca.

$$\%Humedad = (W_{HUMEDO} - W_{SECO}) / W_{HUMEDO} \times 100$$

$$\%Ms = 100 - \%Humedad$$

Porcentaje de almidón.

Dado que el contenido de almidón en raíces frescas de yuca constituye alrededor del 85-90 % de materia seca, el contenido de almidón puede ser estimado, tomando un promedio de este rango (0,875), por medio de la siguiente fórmula: (Aristizábal y Sánchez, 2007).

$$\% \text{ AL} = \% \text{ MS} \times 0,875,$$

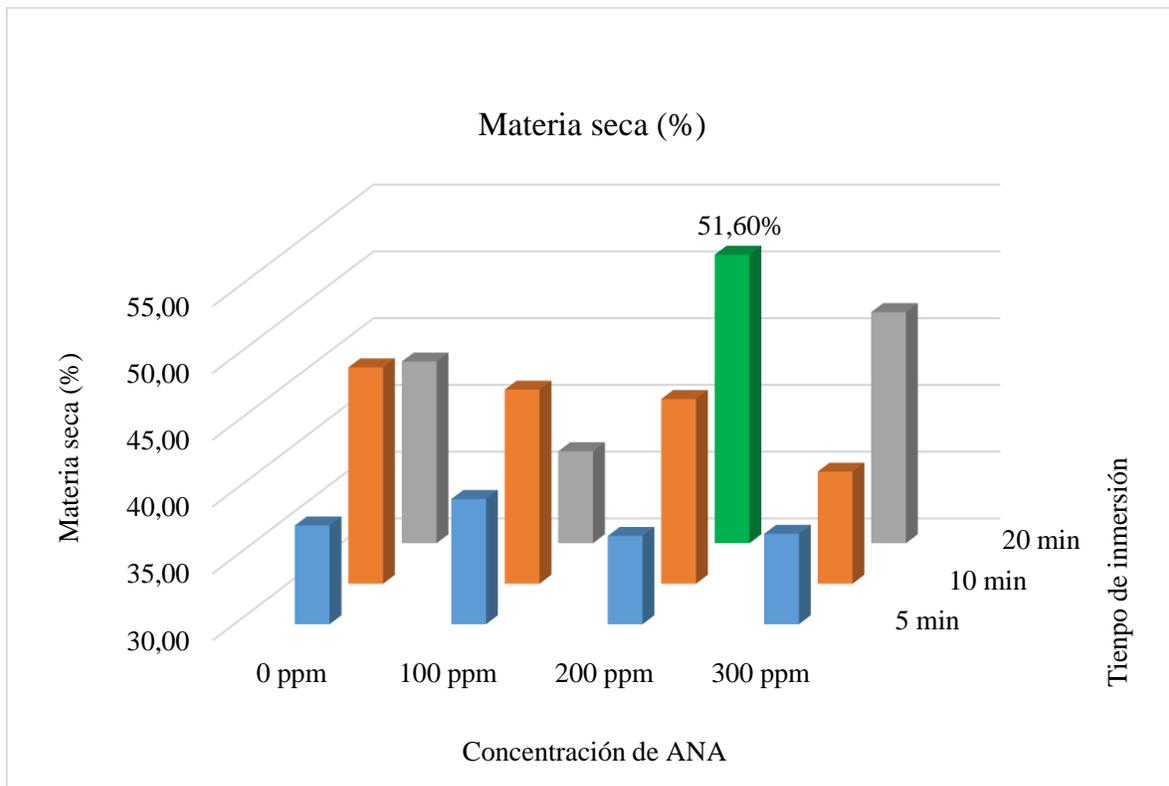
Análisis estadístico.

A los datos obtenidos en campo a los 240 días después de la siembra, se les realizó análisis de normalidad para su posterior análisis de varianza y prueba de medias de Tukey al 5 %, utilizando el paquete estadístico MINITAB, versión 18.1.0.

8. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

Porcentaje materia seca de raíz.

El Porcentaje promedio de materia seca de las raíces cosechadas en el presente bioensayo corresponde a 41,57%, estos valores están comprendidos, con un 95% de probabilidad entre 36,6% y 51,6%, valores superiores a los reportados por Aristizábal & Sánchez. (2007) 20% -45%. Al realizar el Anova se encontraron diferencias entre el tratamiento T9 y los tratamientos (T4, T11, T1, T6, T10 y T7) (ver anexo 1), la prueba de media de Tukey ($P < 0.05$), presentó diferencias altamente significativas; el más alto porcentaje de materia seca (51,6%), se obtuvo con el tratamiento T9 (200 ppm en 20min). Los tratamientos T12, T2, T5, T8 y T3 presentaron un porcentaje materia seca de 45,08%, y los tratamientos T4, T11, T1, T6, T10 y T7 presentaron, en promedio, la producción más baja en materia seca, con un 37,56%. (ver anexo 1)

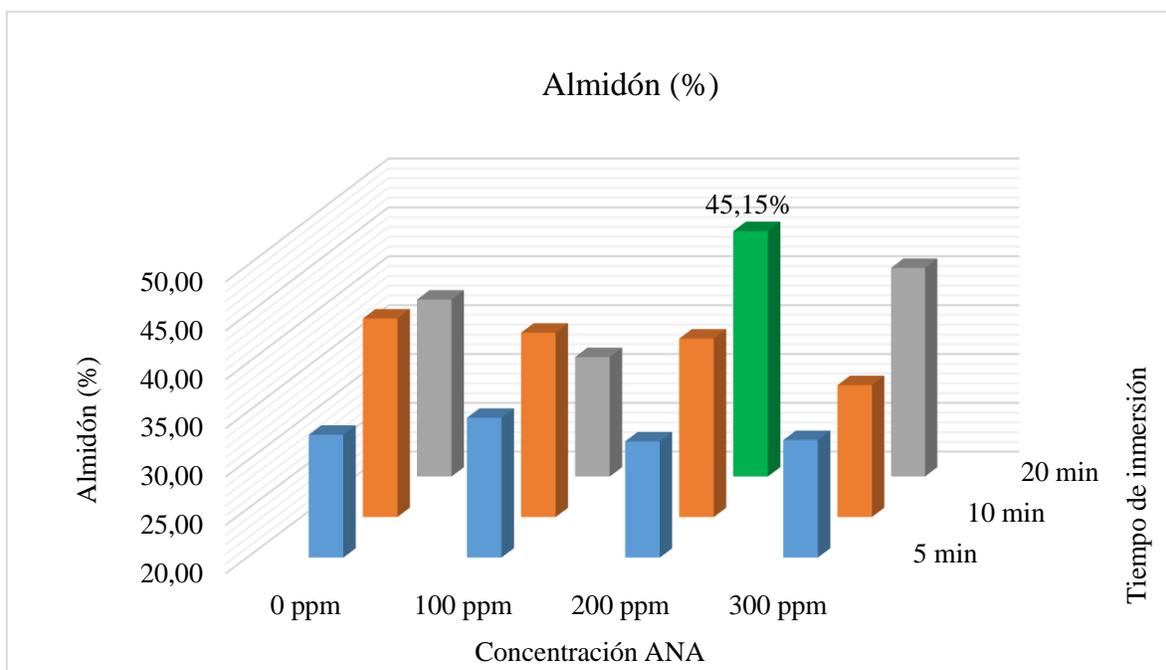


GRAFICA 1: porcentaje de materia seca de raíz de yuca bajo diferentes concentraciones de ANA.

Los resultados obtenidos pueden ser debidos a que el regulador ANA favoreció la definición de los componentes del rendimiento de manera significativa, al observar los valores de porcentaje de materia seca de raíz, el mejor resultado se obtuvo con la aplicación de ANA en una concentración de 200ppm por 20 minutos (T9) (ver grafica 1), lo anterior podría deberse a que las raíces reservantes presentaron la mayor capacidad de acumulación de materia seca. Comportamiento que difiere al reportado por Burgos et al. (2009). Donde observaron una disminución en el porcentaje de materia seca al someter dos variedades de yuca bajo la influencia de ANA.

Porcentaje de almidón.

Al realizar la prueba media de Tukey ($P < 0.05$), se encontró diferencias significativas entre T9 y los tratamientos (T11, T1, T6, T10, T7) (ver anexo 2). Los valores de porcentaje de almidón más altos se obtuvieron bajo la aplicación de ANA a 200ppm en 20 minutos (T9), mientras que los tratamientos (T11, T1, T6, T10, T7) presentaron los valores promedios más bajos en porcentaje de almidón. Los tratamientos (T12, T2, T5, T8 T3, T4) mostraron un comportamiento muy similar entre sí, (ver anexo 2).



GRAFICA 2: porcentaje de almidón de yuca bajo diferentes concentraciones de ANA.

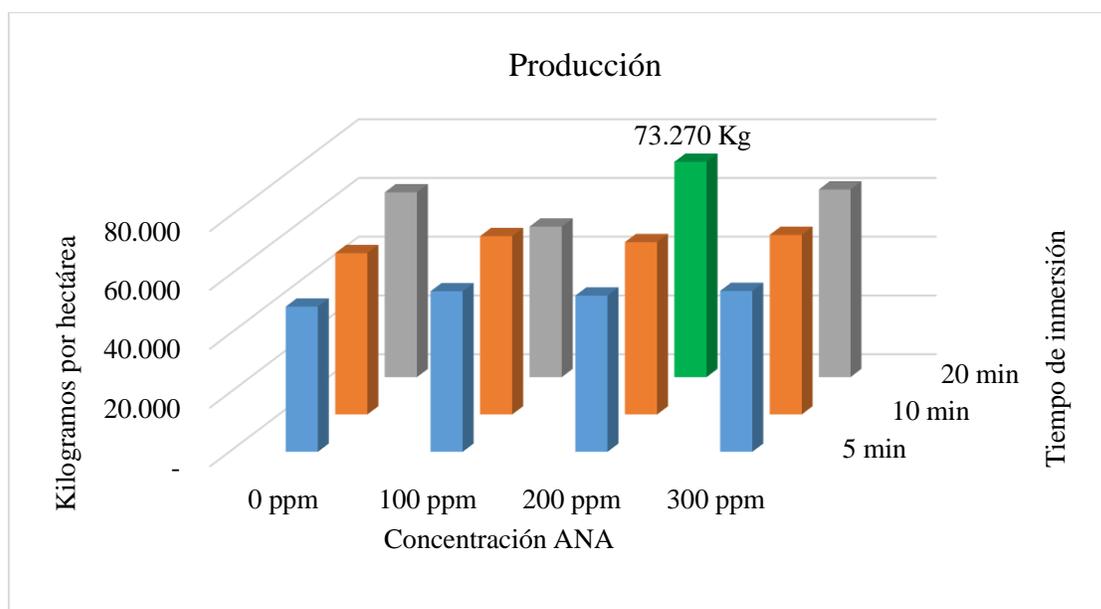
El contenido de almidón, está relacionado principalmente con el contenido de materia seca, debido a esta relación, el rendimiento de producción del almidón depende directamente de

este contenido. es por tanto el principal componente de la materia seca de la raíz y tiene una gran influencia en factores de calidad (Bu- Contreras y Rao 2002.) Teniendo en cuenta esta relación, observamos que el tratamiento de mayor rendimiento (T9) en materia seca (ver grafica 1), es también el tratamiento con mayor porcentaje de almidón (ver gráfica 2), mostrando el comportamiento proporcional de ambos parámetros.

El análisis efectuado para el contenido de almidón establece que el tratamiento (T9) con un porcentaje de almidón de 45,15 es superior a los valores reportados por Aristizábal & Sánchez (2007) (17,5-39,4%)

Producción.

La producción total de raíces frescas presento diferencias significativas. La más alta (73.270 Kg/ha), se obtuvo del tratamiento (T9). Los tratamientos (T12, T3, T11, T5, T8, T2, T10, T4, T7) presentaron un promedio de producción de 58.246 Kg/ha y los tratamientos (T6 y T1) manifestaron en promedio la producción más baja con 50.265 Kg/ha (ver anexo 3).



GRAFICA 3: Producción de peso fresco de raíz en kilogramos por hectárea bajo la influencia de ANA.

De acuerdo a los análisis realizados deja en evidencia que el tratamiento T9 es el de mayor respuesta en masa fresca (ver grafica 3), esto puede obedecer a un mayor enraizamiento producido por la exposición de los esquejes al ANA, ocasionando una producción de masa fresca de 73.270 Kg/ha superior a la reportada por Combatt et al. (2016) (23.590Kg/ha)

9. CONCLUSIONES

- Los resultados obtenidos permitieron establecer que la inmersión de los esquejes por 20 minutos en una solución con concentración de 200ppm de ácido 1-naftalenacético son los parámetros óptimos, en el que el sistema radicular presenta una mejor respuesta para la biomasa, expresada como porcentaje de materia seca, almidón y producción de raíces frescas de yuca chirosa por hectárea.
- Los altos valores de rendimiento, indican que la aplicación del ácido 1-naftalenacético bajo las condiciones en las que se realizó este experimento, indujo una mayor diferenciación de raíces fibrosas que posteriormente se especializaron en raíces reservantes.

10. RECOMENDACIONES

Los resultados obtenidos en el presente estudio contribuyen aproximaciones en el uso de reguladores de crecimiento bajo condiciones de campo en plantas de yuca; nuevos ensayos donde se evalúen otras concentraciones y tiempos de exposición de los esquejes en la auxina permitirán generar nuevos conocimientos en el tema.

11. BIBLIOGRAFÍA

1. Aguilar Brenes, E., Segreda Rodríguez, A., Saborío Argüello, D., Morales González, J., Chacón Lizano, M., Rodríguez Rojas, L., & Gómez Bonilla. (2016). Manual del cultivo de yuca *Manihot esculenta* Crantz (No. F01/10918). Instituto Nacional de Innovación Tecnológica y Transferencia en Tecnología Agropecuaria, San José (Costa Rica). P, 12
2. Aguilar, M., Melgarejo, L. M., & Romero, M. (2007). Fitohormonas. Departamento de biología. Universidad de Colombia. Bogotá. P, 41-42
3. Aguilera, M. (2012). La yuca en el Caribe colombiano: De cultivo ancestral a agroindustrial. Banco de la República-Economía Regional. P, 4
4. Aristizábal, J., & Sánchez, T. (2007). Guía técnica para producción y análisis de almidón de yuca. Italia. P, 7, 105-107
5. Azcón-Bieto, J., & Talón, M. (2000). Fundamentos de fisiología vegetal (No. 581.1). McGraw-Hill Interamericana. P, 351-395
6. Bello, M., & Pino, C. (2000). Cálculos básicos para fertirrigar. Boletín INIA-Instituto de Investigaciones Agropecuarias, (26). P, 91-96
7. Burgos, Á. M., Cenóz, P. J., & Prause, J. (2009). Efecto de la aplicación de auxinas sobre el proceso de enraizamiento de estacas de dos cultivares de mandioca (*Manihot esculenta* Crantz). Revista Científica UDO Agrícola, 9(3). P, 539-546.
8. Bu-Contreras, R., & Rao, M. A. (2002). Dynamic rheological behavior of heated potatoes. Food science and technology international, 8(1). P, 3-10.
9. Ceballos, H., & De la Cruz, G. A. (2002). La yuca en el tercer milenio: sistemas modernos de producción, procesamiento, utilización y comercialización. La yuca en

- Colombia y el mundo: nuevas perspectivas para un cultivo milenario. Colombia, Cali, CIAT: Eds. Ospina, B. P, 16-30.
10. Cadavid, L. F. (2002). Suelo y fertilización para la yuca. La yuca en el tercer milenio. Sistemas modernos de producción, procesamiento, utilización y comercialización (Soils and fertilization of cassava. In: Cassava in the Third Milenium, Modern Systems of Production, Processing, Utilization and Marketing). CIAT. Cali, Colombia. P, 76-103.
 11. Cadavid López, L. F. (2006). Aspectos tecnológicos sobre producción de yuca.P, 12-23
 12. Cadavid López, L. F. (2008). Fertilización del cultivo de la yuca (Manihot esculenta Crantz) (No. PDF 660). P, 3-10
 13. Combatt Cabellero, E. M., Polo Santos, J. M., & Jarma Orozco, A. D. J. (2017). Rendimiento del cultivo de yuca con abonos orgánicos y químicos en un suelo ácido. P, 1-8
 14. Dane (departamento administrativo nacional de estadística). (2016). el cultivo de la yuca (manihot esculenta crantz). in boletín mensual de insumos y factores asociados a la producción agropecuaria (vol. 46). Retrieved from https://www.dane.gov.co/files/investigaciones/agropecuario/sipsa/bol_insumos_abr_2016.pdf. P, 6
 15. de Dios Jaraba, J., Lozano, Z., & Espinosa, M. (2007). Nematodos agalladores asociados al cultivo de papaya (Carica papaya L.) en el departamento de Córdoba, Colombia. Agronomía colombiana, 25(1). P, 124-130.
 16. El-Sharkawy, M. A. (2003). Cassava biology and physiology. Plant molecular biology, 53(5). P, 621-641.

17. Fernández, L., & Cerrato, R. (2017). Cartilla tecnológica del cultivo de yuca en el litoral Atlántico de Honduras (No. IICA F01). Programa Regional de Investigación e Innovación por Cadenas de Valor Agrícola Secretaría de Agricultura y Ganadería (Honduras). Dirección de Ciencia y Tecnología Agropecuaria. Ed DICTA P, 7
18. Giraldo, L. A., Ríos, H. F., & Polanco, M. F. (2009). Efecto de dos enraizadores en tres especies forestales promisorias para la recuperación de suelos. RIAA, (1). P, 41-47.
19. Howeler, R. H., & Cadavid, L. F. (1983). Accumulation and distribution of dry matter and nutrients during a 12-month growth cycle of cassava. Field Crops Research, 7. P, 123-139.
20. Howeler, R., Litaladio, N., & Thomas, G. (2013). Save and grow: cassava. A guide to sustainable production intensification Produire plus avec moins Ahorrar para crecer (No. FAO 633.6828 S266). FAO, Roma (Italia).
21. Mosquera Torres, L. F. (2016). Implementación de un proyecto productivo de yuca (*Manihot esculenta crantz*) como estrategia de fortalecimiento del sector agropecuario en el corregimiento de Playa de Oro-Tadó-Chocó. P, 6-9
22. Ospina, B. (2015). Tecnologías modernas para la producción de yuca. Corporación clayuca. P, 71-72
23. Ramírez, N., Miguel, L., & Jiménez, P. A. (2010). El cultivo de la yuca *Manihot esculenta* Crantz; para producción forrajera y su utilización en la alimentación de bovinos: manual técnico (No. Doc. 23045) CO-BAC, Bogotá). P, 4-6
24. Salazar, P. (2017). Implementación de un proyecto productivo de yuca mcol 2066 (*Manihot esculenta* Crantz). En el municipio de Tibú departamento de Norte de Santander. P, 11-15

25. Salisbury, F. B., Ross, C., & Alonso, J. M. (2000). Fisiología de las plantas. Grupo editorial Iberoamérica. P, 296-315
26. Singh, N., Singh, J., Kaur, L., Sodhi, N. S., & Gill, B. S. (2003). Morphological, thermal and rheological properties of starches from different botanical sources. Food chemistry, 81(2). P, 219-231.
27. Singh, J., Kaur, L., & McCarthy, O. J. (2007). Factors influencing the physico-chemical, morphological, thermal and rheological properties of some chemically modified starches for food applications—A review. Food hydrocolloids, 21(1). P, 1-22.
28. Squeo, F. A., & Cardemil, L. (2007). El Agua y el Potencial Hídrico. Fisiología vegetal. Squeo FA y L. Cardemil eds. Ediciones Universidad de La Serena, 3. P, 67-84.
29. Suárez, L., & Mederos, V. (2011). Apuntes sobre el cultivo de la yuca (Manihot esculenta Crantz). Tendencias actuales. Cultivos tropicales, 32(3). P, 27-35.
30. Taiz, L., & Zeiger, E. (2006). Fisiología vegetal (Vol. 10). Universitat Jaume I. P, 807-857
31. Tester, R. F., Karkalas, J., & Qi, X. (2004). Starch—composition, fine structure and architecture. Journal of cereal science, 39(2). P, 151-165.
32. Tomlin, C. D. (2009). The pesticide manual: A world compendium (No. Ed. 15). British Crop Production Council.
33. Weaver, R. J. (1976). Reguladores del crecimiento de las plantas en la agricultura (No. 581.183 W439.). México^ eD. FDF: Trillas.

12. ANEXOS.

(Anexo 1) ANOVA y prueba de Tukey del porcentaje de materia seca

Factor	N	Media Ms(%)	Desv.Est.	IC de 95%
T1	3	37,38	2,04	(32,41; 42,34)
T2	3	46,19	7,2	(41,22; 51,15)
T3	3	43,6	5,1	(38,64; 48,57)
T4	3	39,36	0,766	(34,397; 44,323)
T5	3	44,52	3,56	(39,55; 49,48)
T6	3	36,88	5,99	(31,91; 41,84)
T7	3	36,6	0,358	(31,637; 41,563)
T8	3	43,82	3,35	(38,86; 48,79)
T9	3	51,6	2,42	(46,63; 56,56)
T10	3	36,76	2,43	(31,80; 41,72)
T11	3	38,38	3,3	(33,41; 43,34)
T12	3	47,3	6,56	(42,34; 52,27)

Método de Tukey y una confianza de 95%				
Factor	N	Media Ms (%)	Agrupación	
T9	3	51,6	A	
T2	3	47,3	A	B
T2	3	46,19	A	B
T5	3	44,52	A	B
T8	3	43,82	A	B
T3	3	43,6	A	B
T4	3	39,36	A	B
T11	3	38,38		B
T1	3	37,38		B
T6	3	36,88		B
T10	3	36,76		B
T7	3	36,6		B

(Anexo 2) ANOVA y prueba de Tukey del porcentaje de almidón

Factor	N	Media Al (%)	Desv.Est.	IC de 95%
T1	3	32,7	1,78	(28,36; 37,05)
T2	3	40,41	6,3	(36,07; 44,75)
T3	3	38,15	4,46	(33,81; 42,50)
T4	3	34,44	0,671	(30,098; 38,782)
T5	3	38,95	3,12	(34,61; 43,29)
T6	3	32,27	5,24	(27,93; 36,61)
T7	3	32,025	0,313	(27,683; 36,367)
T8	3	38,35	2,93	(34,00; 42,69)
T9	3	45,15	2,12	(40,80; 49,49)
T10	3	32,16	2,13	(27,82; 36,51)
T11	3	33,58	2,89	(29,24; 37,92)
T12	3	41,39	5,74	(37,05; 45,73)

Método de Tukey y una confianza de 95%				
Factor	N	Media Al (%)	Agrupación	
T9	3	45,15	A	
T12	3	41,39	A	B
T2	3	40,41	A	B
T5	3	38,95	A	B
T8	3	38,35	A	B
T3	3	38,15	A	B
T4	3	34,44	A	B
T11	3	33,58		B
T1	3	32,7		B
T6	3	32,27		B
T10	3	32,16		B
T7	3	32,025		B

(Anexo 3) ANOVA y prueba de Tukey, kilogramos hectárea

Factor	N	Media Kg (ha)	Desv.Est.	IC de 95%
T1	3	4934	1580	(3469; 6400)
T2	3	5487	1329	(4022; 6952)
T3	3	6287	327	(4822; 7753)
T4	3	5456	528	(3991; 6921)
T5	3	6065	406	(4599; 7530)
T6	3	5119	509	(3653; 6584)
T7	3	5310	1581	(3844; 6775)
T8	3	5858	1517	(4392; 7323)
T9	3	7327	2269	(5862; 8793)
T10	3	5467,7	151,4	(4002,2; 6933,1)
T11	3	6107	762	(4642; 7573)
T12	3	6384	1962	(4918; 7849)

Método de Tukey y una confianza de 95%				
Factor	N	Media Kg (ha)	Agrupación	
T9	3	73.270	A	
T12	3	63.840	A	B
T3	3	62.870	A	B
T11	3	61.070	A	B
T5	3	60.650	A	B
T8	3	58.580	A	B
T2	3	54.870	A	B
T10	3	54.670	A	B
T4	3	54.560	A	B
T7	3	53.100	A	B
T6	3	51.190		B
T1	3	49.340		B

