



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCION DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS
CAMPUS CAMPECHE

POSTGRADO EN BIOPROSPECCIÓN Y SUSTENTABILIDAD AGRÍCOLA
EN EL TRÓPICO

**EFFECTO DE LA FERTILIZACIÓN EN LA CALIDAD Y DEMANDA
NUTRIMENTAL DE PLANTAS DE JAGUA (*Genipa americana* L.) EN
VIVERO**

RAMIRO REYES CASTRO

T E S I S

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS

SIHOCHAC, CHAMPOTÓN, CAMPECHE

2020



COLEGIO DE POSTGRADUADOS
INSTITUCION DE ENSEÑANZA E INVESTIGACION EN CIENCIAS AGRICOLAS

MÉXICO-PUEBLA-SAN LUIS POTOSI-TABASCO-VERACRUZ-CÓRDOBA-CAMPECHE
CAMPUS CAMPECHE

**CARTA DE CONSENTIMIENTO DE USO DE LOS DERECHOS DE AUTOR Y DE LAS
REGALIAS COMERCIALES DE PRODUCTOS DE INVESTIGACION**

En adición al beneficio ético, moral y académico que he obtenido durante mis estudios en el Colegio de Postgraduados, el que suscribe Ramiro Reyes Castro, Alumno de esta institución, estoy de acuerdo en ser partícipe de las regalías económicas y/o académicas, de procedencia nacional e internacional, que se deriven del trabajo de investigación que realicé en esta institución, bajo la dirección del Profesor Dr. Jesús Arreola Enríquez, por lo que otorgo los derechos de autor de mi tesis EFECTO DE LA FERTILIZACIÓN EN LA CALIDAD Y DEMANDA NUTRIMENTAL DE PLANTAS DE JAGUA (Genipa americana L.) EN VIVERO y de los productos de dicha investigación al Colegio de Postgraduados. Las patentes y secretos que se pueden derivar serán registrados a nombre del Colegio de Postgraduados y las regalías económicas que se deriven serán distribuidas entre la Institución, El Consejero o Director de Tesis y El que suscribe, de acuerdo a las negociaciones entre las tres partes, por ello me comprometo a no realizar ninguna acción que dañe el proceso de explotación comercial de dichos productos a favor de esta institución.

Sihochac, Champotón, Campeche a 4 de febrero de 2020.

Firma

Vo.Bo. del Consejero o Director de Tesis

La presente tesis, titulada: Efecto de la fertilización en la calidad y demanda nutrimental de plantas de jagua (*Genipa americana* L.) en vivero, realizada por el alumno: Ramiro Reyes Castro, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS
BIOPROSPECCIÓN Y SUSTENTABILIDAD AGRÍCOLA EN EL TRÓPICO

CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO:



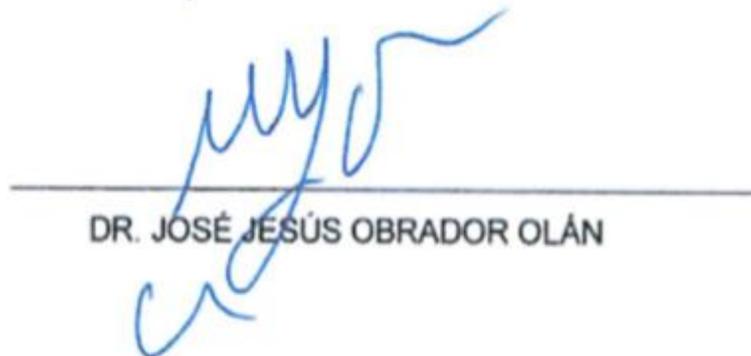
DR. JESÚS ARREOLA ENRÍQUEZ

ASESOR:



DR. EUGENIO CARRILLO ÁVILA

ASESOR:



DR. JOSÉ JESÚS OBRADOR OLÁN

Sihochac, Champotón, Campeche, México, 14 de enero de 2020

EFFECTO DE LA FERTILIZACIÓN EN LA CALIDAD Y DEMANDA NUTRIMENTAL DE PLANTAS DE JAGUA (*Genipa americana* L.) EN VIVERO

Ramiro Reyes Castro, M.C.

Colegio de Postgraduados, 2020

RESUMEN

La jagua (*Genipa americana* L.) es una especie tropical con muchas potencialidades y de importancia económica ya que su fruto se usa para la alimentación humana en fresco o como dulces, mermeladas, jaleas y licores, su madera se usa para la fabricación de diversos productos, carpintería en general, construcción civil y naval, tiene una importancia ecológica, ya que los frutos sirven como alimento de fauna nativa, e incluso se ha utilizado en la medicina tradicional. Su mayor potencial radica en que su fruto inmaduro contiene altos niveles de iridoides, como la genipina, precursor del color azul como resultado de su reacción con fuentes de aminas primarias, dada la tendencia a la sustitución de los colorantes artificiales debido a los efectos negativos que se les han atribuido en la salud humana. Para ello, se requiere generar información que ayude al establecimiento de esta especie silvestre como cultivo, así como hacer eficiente el uso de fertilizantes para generar plantas de calidad y al mismo tiempo reducir el impacto ambiental. Se evaluaron dos fertilizantes, Osmocote (liberación controlada) y Triple 17 (Convencional) en tres dosis en el crecimiento de plántulas de jagua en la etapa de vivero. Las plantas fueron mantenidas por un periodo de cuatro meses en contenedores de polietileno expandido de 310 cm³ con un sustrato de vermiculita, perlita y turba, el cual fue mezclado con Osmocote (15-9-12) en tres dosis: 10 kg*m⁻³, 20 kg m⁻³ y 30 kg m⁻³ y Triple 17 en tres dosis: 3.3 kg*m⁻³, 6.6 kg*m⁻³ y 10 kg*m⁻³. Se utilizó un arreglo factorial alojado en un diseño experimental completamente al azar con cuatro repeticiones, considerando los factores tipo de fertilizante y dosis, las variables morfológicas analizadas fueron: diámetro, altura de planta, biomasa aérea y radical, índice de robustez (IR), índice de proporcionalidad biométrica (IPB) e índice de Dickson (ICD). Mientras que las variables fisiológicas fueron: fotosíntesis, análisis de tejido aéreo y radical y demanda nutrimental. Los resultados sugieren que el fertilizante Osmocote en sus dosis más bajas (10 y 20 kg*m⁻³) genera plantas de calidad adecuada para su trasplante y éxito en campo.

Palabras clave: Fertilizante de liberación controlada, Fertilizante convencional, *Genipa americana*, Osmocote, Triple 17.

EFFECT OF FERTILIZATION ON QUALITY AND NUTRIMENTAL DEMAND FOR
JAGUA PLANTS (*Genipa americana* L.) IN NURSERY

Ramiro Reyes Castro, M.C.

Colegio de Postgraduados, 2020

ABSTRACT

The jagua (*Genipa americana* L.) is a tropical species with many potentials and economic importance since its fruit is used for human food in fresh or as sweets, jams, jellies and spirits, its wood is used for the manufacture of various Products, carpentry in general, civil and naval construction, has an ecological importance, because the fruits serve as food for native fauna, and has even been used in traditional medicine. Its greatest potential lies in the fact that its immature fruit contains high levels of iridoids, such as genipine, a precursor of the blue color as a result of its reaction with primary amine sources, given the tendency to substitute artificial colors due to the negative effects that they have been attributed to human health. For this, it is necessary to generate information that helps the establishment of this wild species as a crop, as well as making efficient the use of fertilizers to generate quality plants and at the same time reduce the environmental impact. Two fertilizers, Osmocote (controlled release) and Triple 17 (Conventional) were evaluated in three doses in the growth of jagua seedlings in the nursery stage. The plants were maintained for a period of four months in 310 cm³ expanded polyethylene containers with a substrate of vermiculite, perlite and peat, which was mixed with Osmocote (15-9-12) in three doses: 10 kg*m⁻³, 20 kg*m⁻³ and 30 kg*m⁻³ and Triple 17 in three doses: 3.3 kg*m⁻³, 6.6 kg*m⁻³ and 10 kg*m⁻³. A factorial arrangement housed in a completely randomized experimental design with four repetitions was used, considering the type factors of fertilizer and dose, the morphological variables analyzed were: diameter, plant height, aerial and radical biomass, robustness index (RI), Biometric Proportionality Index (BPI) and Dickson Quality Index (DQI). While the physiological variables were: photosynthesis, analysis of aerial and radical tissue and nutritional demand. The results suggest that Osmocote fertilizer in its lowest doses (10 and 20 kg*m⁻³) generates plants of adequate quality for transplantation and field success.

Key words: Controlled release fertilizer, Conventional fertilizer, *Genipa americana*, Osmocote, Triple 17.

AGRADECIMIENTOS

A los millones de mexicanos (as) que pagan impuestos, quienes, a través del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) y el Colegio de Postgraduados, han financiado esta etapa de mi formación.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), por el apoyo otorgado para la realización de mis estudios de postgrado.

Al Colegio de Posgraduados por permitirme concluir mi meta con gran satisfacción tanto personal como profesional. Sobre todo a los profesores y trabajadores, que hacen posible que la Institución cuente con un nivel de excelencia, promuevan principios y valores tan necesarios para la sociedad.

A mi consejo particular integrado por mi consejero el Dr. Jesús Arreola por el gran apoyo, compromiso, tiempo, dedicación, esfuerzo y sobre todo la confianza depositada en mí durante todo el proceso y a mis asesores, el Dr. José Obrador y Dr. Eugenio Carrillo quienes siempre me extendieron su apoyo en todo momento, tienen mi más sincero y profundo agradecimiento.

A la empresa ALTECSA, por apoyar e incentivar este tipo de investigaciones en especies con potencial tintóreo.

Al Laboratorio Agroindustrial de Análisis de Suelo y Planta (LASPA) del Colegio de Postgraduados Campus Tabasco, en especial al Dr. Armando Guerrero, por todas las facilidades, apoyo en materiales, equipo y personal para la realización de una parte del trabajo de tesis.

A todas las personas que participaron directa e indirectamente en la realización de este proyecto, a la M.C. Julia, Dra. Doris, Dr. Alberto, M.C. Arturo, los administrativos del Campus Campeche, a los integrantes del programa Jóvenes Construyendo el futuro Francisco, Rubén, Santiago, Lucy, Erika, a mis compañeros, mil gracias a todos ustedes.

DEDICATORIAS

Al ser supremo por darme la vida, fuerzas, una familia maravillosa, amigos incondicionales, que han hecho mi camino más ameno y me han llenado de alegría, gozo, felicidad y amor.

A mis padres Ramiro y Elena quienes han sido mi soporte vital y me han impulsado con todo su ser, incluso más, para lograr mis metas a través de sus palabras de ánimo, consejos, cariño, amor y comprensión; y a mis hermanos Servando, Martín, Santiago Alfonso y Luz Elena que siempre han sido mi apoyo incondicional aún en la distancia.

A mi hija Yesni Camila y mi esposa Esther por ser quienes me inspiran para mejorar cada día en todos los aspectos de mi vida, gracias a su cariño y amor incondicional.

CONTENIDO

RESUMEN	i
ABSTRACT	ii
AGRADECIMIENTOS.....	iii
DEDICATORIAS	iv
LISTA DE FIGURAS	vi
LISTA DE CUADROS.....	vii
1. INTRODUCCIÓN	1
2. OBJETIVOS.....	2
2.1. General.....	2
2.2. Específicos	2
3. HIPÓTESIS	2
4. REVISIÓN DE LITERATURA	3
4.1. Los colorantes en los alimentos	3
4.2. La jagua (<i>G. americana</i> L.)	13
4.3. Fertilización	17
4.4. Características de calidad de las plantas	20
5. MATERIALES Y MÉTODOS	25
5.1. Localización del experimento	25
5.2. Clima	26
5.3. Suelos	26
5.4. Material vegetal	27
5.5. Selección de semillas.....	27
5.6 Preparación del sustrato	27
5.7. Siembra en semillero	28
5.8. Trasplante en tubetes	28
5.9. Diseño experimental y tratamientos.....	29
5.10. Fertilización	30
5.11. Manejo fitosanitario	30
5.12. Toma de muestras de plántulas	31
5.13. Variables evaluadas.....	31
5.14. Demanda nutrimental	37
5.15. Análisis estadístico.....	37

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	38
6.1. Características morfológicas	38
6.2. Tasa fotosintética	42
6.3. Índices de calidad	44
6.4. Características fisiológicas	45
7. CONCLUSIONES	54
8. BIBLIOGRAFÍA	54

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Distribución natural de <i>G. americana</i> (Álvarez, 2013).	15
Figura 2. Modelo conceptual del comportamiento de fertilizantes de liberación controlada. A) Fase de hidratación, B) Fase de liberación de nutrientes por difusión bajo condiciones de equilibrio entre el potencial hídrico interno y externo del gránulo y C) Fase liberación de nutrientes por difusión y flujo de masas de agua por diferencial en el potencial hídrico entre el interior y exterior del gránulo (Adams <i>et al.</i> , 2013).	19
Figura 3. Localización del área experimental.	26
Figura 4. Preparación de la mezcla de sustratos.	27
Figura 5. Trasplante de jagua en tubetes de 310 cm ³	28
Figura 6. Incorporación de dos fertilizantes en diferentes dosis al sustrato, previo al trasplante, con base en los tratamientos aplicados.	29
Figura 7. Medición de la tasa fotosintética en plantas de <i>G. americana</i> L. en vivero utilizando el LI-6400X.	33
Figura 8. Molienda de biomasa seca de la parte aérea y radical de plantas de <i>G. americana</i> L. de forma manual con mortero.	34
Figura 9. Digestión ácida de las muestras de biomasa seca de la parte aérea y radical de plantas de <i>G. americana</i> L. de tres meses de edad en vivero.	35
Figura 10. Destilador para determinación de nitrógeno total por el método de semi-micro Kjeldhal.	36
Figura 11. Efecto de dos fertilizantes a diferentes dosis en las características morfológicas de plantas de <i>G. americana</i> L. de tres meses de edad en vivero.	39

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Análisis foliar de plantas forestales tropicales en etapa de vivero.	23
Cuadro 2. Tratamientos en la evaluación de fertilizantes a diferentes dosis.	29
Cuadro 3. Composición química de los fertilizantes utilizados.	30
Cuadro 4. Efecto de dos diferentes fertilizantes a diferentes dosis en las características morfológicas de plantas de jagua de tres meses de edad en vivero.	40
Cuadro 5. Valores promedio de las características morfológicas con la aplicación de diferentes fertilizantes en tres dosis a plantas de jagua de tres meses en vivero.	41
Cuadro 6. Efecto de dos diferentes fertilizantes a diferentes dosis en la acumulación de biomasa de la parte aérea y radical de plantas de jagua en vivero.	41
Cuadro 7. Efecto de dos diferentes fertilizantes a diferentes dosis en la tasa fotosintética de plantas de jagua de tres meses de edad en vivero.	43
Cuadro 8. Valores promedio de la tasa fotosintética aplicando dos diferentes fertilizantes en tres dosis a plantas de jagua de tres meses de edad en vivero.	43
Cuadro 9. Efecto de los diferentes fertilizantes a diferentes dosis en los índices de calidad en plantas de jagua en vivero.	44
Cuadro 10. Efecto de dos fertilizantes a diferentes dosis en el contenido de nitrógeno total en plantas de jagua en vivero.	46
Cuadro 11. Efecto de dos fertilizantes a diferentes dosis en el contenido de fósforo en plantas de jagua en vivero.	46
Cuadro 12. Efecto de dos fertilizantes a diferentes dosis en el contenido de potasio en plantas de jagua en vivero.	48
Cuadro 13. Efecto de dos fertilizantes a diferentes dosis en el contenido de calcio en plantas de jagua en vivero.	48
Cuadro 14. Efecto de dos fertilizantes a diferentes dosis en el contenido de magnesio en plantas de jagua en vivero.	49
Cuadro 15. Demanda nutrimental de nitrógeno en los tratamientos de dos fertilizantes a diferentes dosis aplicados a plantas de jagua en vivero.	50
Cuadro 16. Demanda nutrimental de fósforo en los tratamientos de dos fertilizantes a diferentes dosis aplicados a plantas de jagua en vivero.	51

Cuadro 17. Demanda nutrimental de potasio en los tratamientos de dos fertilizantes a diferentes dosis aplicados a plantas de jagua en vivero.	52
Cuadro 18. Demanda nutrimental de calcio en los tratamientos de dos fertilizantes a diferentes dosis aplicados a plantas de jagua en vivero.	53
Cuadro 19. Demanda nutrimental de magnesio en los tratamientos de dos fertilizantes a diferentes dosis aplicados a plantas de jagua en vivero.	53

1. INTRODUCCIÓN

Las especies tropicales son de amplia importancia comercial y alimentaria a nivel mundial, tanto para países y regiones de altos índices de desarrollo económico y bienestar como para lugares de restringidos niveles de ingreso y calidad de vida. En este contexto se abren múltiples perspectivas para la producción, transformación y exportación de frutas y subproductos provenientes de especies tropicales del continente americano hacia los países desarrollados (Llauger *et al.*, 2009).

Tal es el caso de la jagua o caruto (*Genipa americana* L.) que es un árbol originario de la región amazónica y crece de manera natural a lo largo de los bosques lluviosos tropicales y en parte subtropicales de América Latina (UNCTAD, 2005). Esta especie es aprovechada para alimento porque sus frutos se consumen en fresco o se usan para la producción de dulces, mermeladas, jaleas y licores (Nascimento, 1997). Tiene una importancia ecológica, ya que los frutos sirven como alimento a la tortuga de patas rojas (*Geochelone carbonaria*) y a la tortuga amarilla-roja (*Geochelone denticulada*) (Strong and Fragoso, 2006). Su madera se usa para la fabricación de diversos productos, como piezas curvas (mangos de herramientas, tornos, puertas y ventanas, etc.), carpintería en general, construcción civil y naval (Lorenzi, 2002). En Brasil, varios usos medicinales se han atribuido tradicionalmente a esta especie. La decocción de las hojas se ha utilizado como terapia antidiarreica y antisifilítica (Corrêa, 1984), mientras que las hojas maceradas, se han utilizado para tratar la fiebre en algunas tribus nativas (Delprete *et al.*, 2005). Basado en encuestas etnobotánicas, el uso tradicional de esta especie es para el tratamiento de la tos, anemia, contusiones, luxaciones; como depurativo y asociado con creencias populares (Souza *et al.*, 2013). Además, la decocción de corteza (*ad libitum*) se usa en el tratamiento de la malaria por parte de indígenas del Alto Río Negro en Amazonas (Kffuri *et al.*, 2016), y se ha informado que su fruto inmaduro contiene altos niveles de iridoideas, como la genipina, siendo esencial para la formación de color azul como resultado de su reacción con fuentes de aminas primarias (Bentes and Mercadante, 2014; Fujikawa *et al.*, 1987).

Dada la tendencia a la sustitución de los colorantes artificiales, debido a los daños a la salud que les son atribuidos, por compuestos provenientes de la naturaleza y que no ocasionan efectos negativos a la salud humana, la especie *G. americana* L. presenta un gran potencial en este contexto, aun siendo una especie no cultivada, por lo que, si recibiera un manejo adecuado para obtener una mayor producción, sería fuente importante de ingreso para muchos productores. Sin embargo, la falta de conocimiento de la misma y la falta de capital hacen que sea difícil su establecimiento como cultivo, además de la poca o nula tecnología para su manejo y producción.

2. OBJETIVOS

2.1. General

Seleccionar el tipo y dosis de fertilizante adecuado para obtener la mejor calidad, mayor acumulación de materia seca y contenido nutrimental de macronutrientes en plantas de *G. americana*, durante la etapa de vivero.

2.2. Específicos

- Conocer el efecto de las dosis y fertilizantes en los índices de calidad de la planta *G. americana* L. en etapa vivero.
- Estimar el efecto de las dosis y fertilizantes en la acumulación de biomasa de plantas de *G. americana* L. en la etapa de vivero.
- Estimar la demanda nutrimental de macronutrientes para plantas de *G. americana* L. en etapa vivero.

3. HIPÓTESIS

- Los índices de calidad de plantas de jagua manejadas en vivero, varían dependiendo del tipo de fertilizante utilizado.

- El fertilizante de liberación controlada genera mayor acumulación de materia seca en plantas de *G. americana*.
- La demanda nutrimental de plantas de *G. americana* es similar independientemente de los tratamientos de fertilización utilizados.

4. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1. Los colorantes en los alimentos

El color es considerado como uno de los atributos más importantes en los alimentos ya que se usa ampliamente para hacer que los alimentos procesados sean más atractivos para los consumidores (Carocho *et al.*, 2015; Spence, 2015; Stich, 2016).

Ya sea natural o sintético, todos los aditivos de color en los alimentos deben cumplir con estrictos requisitos antes de su uso, a pesar de una tendencia creciente hacia el reemplazo de los sintéticos por alternativas más saludables, así como productos ecológicos y biodegradables (Newsome *et al.*, 2014; Martins *et al.*, 2016). Con respecto a los pigmentos naturales, pueden obtenerse de plantas, microorganismos e insectos o tejidos de animales (Zhang *et al.*, 2014).

4.1.2. Clasificación de colorantes naturales

Los colorantes naturales se han clasificado de varias maneras. La principal base de clasificación de los tintes naturales se fundamenta en sus fuentes de producción, los métodos de aplicación de los mismos en los textiles y su estructura química (Figura 1).

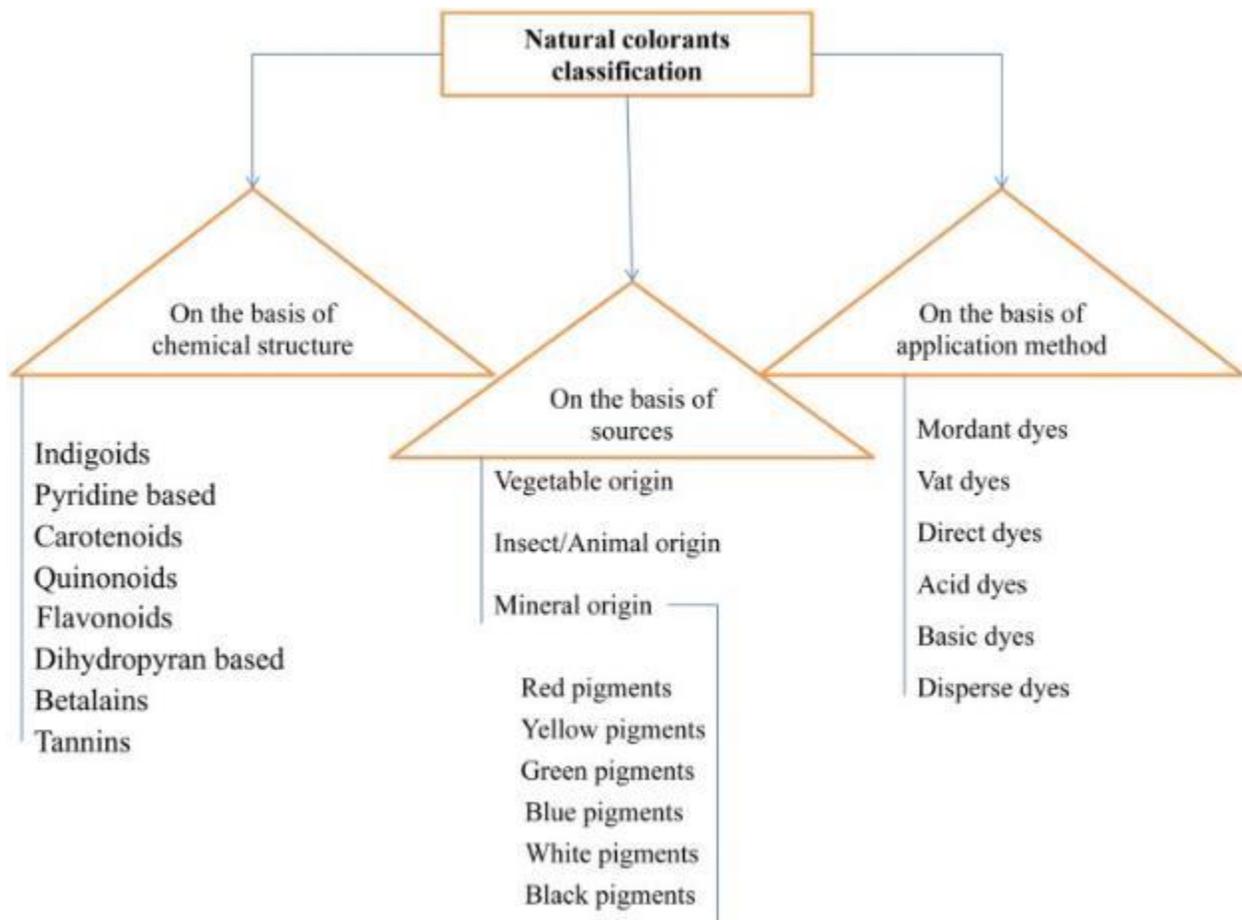


Figura 1. Clasificación de colorantes naturales (Yusuf *et al.*, 2017).

4.1.2.1. Basada en su estructura química

La clasificación de los colorantes naturales sobre la base de la estructura química es el sistema de clasificación más apropiado y ampliamente aceptado, ya que identifica fácilmente los colorantes que pertenecen a un grupo químico particular que tiene ciertas propiedades características.

4.1.2.1.1. Indigoides

Los indigoides (índigo y púrpura de Tyria) son quizás el grupo más importante de tintes naturales y también los más antiguos utilizados por las civilizaciones humanas. El índigo natural es un tinte que tiene un distintivo color azul con una larga historia y es considerado como uno de los más importantes y valiosos de todos los colorantes. Indigo se extrae de *Indigofera* spp. (*Indigofera tinctoria*), *Polygonum tinctorium* (dyer's knotweed), *Perisicaria tinctoria*, e *Isatis tinctoria* (woad) [García y Jhon, 2004], pero hoy

en día un gran porcentaje de índigo (varios miles de toneladas por año) es sintético. El tinte púrpura de Tyria (CI 75800) también conocido como rojo de Tyria, púrpura real e imperial es un tinte natural púrpura rojizo que contiene bromo, derivado de las glándulas hipobranquiales de varios caracoles de mar depredadores marinos de la familia Muricidae . Este tinte tiene excelentes propiedades de solidez a la luz (Daniels, 2006).

4.1.2.1.2. Colorantes a base de piridina

La berberina (amarillo natural 18; CI 75160), un alcaloide de isoquinolina con un color amarillo brillante, es el único colorante natural que pertenece a esta clase (Dharmanada, 2005). Algunas plantas importantes que producen berberina son *Berberis aristata*, *Berberis vulgaris*, *Phellodendron amurense* y *Rhizoma coptidis* (Ke et al., 2006).

4.1.2.1.3. Carotenoides

Chandrika (2009) y Gulrajani y Gupta (1992) mencionan que los carotenoides también llamados tetraterpenoides son pigmentos orgánicos naturales de colores brillantes que se encuentran en el cloroplasto y el cromoplasto, casi en todas las familias de plantas y algunos otros organismos fotosintéticos. Solo las plantas, hongos y procariotas son capaces de sintetizar carotenoides. El color de los carotenoides se debe a la presencia de dobles enlaces conjugados largos. Absorben la luz en la región de 400-500 nm del espectro y esto da lugar a los colores amarillo, naranja y rojo. *Bixa orellana*, *Crocus sativus*, *Curcuma longa*, *Nyctanthes arbor - tristis* y *Cedrela toona*, son algunas de las plantas fuente de carotenoides.

4.1.2.1.4. Quinonoides

De acuerdo con Thomson (1976) y Bechtold y Mussak (2009) los quinonoides se distribuyen ampliamente y se presentan en grandes cantidades en la naturaleza en tonalidades que van del amarillo al rojo. Las estructuras químicas de las quinonas naturales son más diversas que cualquier otro grupo de pigmentos vegetales. Sobre la base de la estructura química, estos colorantes se clasifican además como benzoquinonas, α -naftoquinonas y antraquinonas. *Carthamus tinctorius* (alazor), *Choloraphora tinctoria* (Gaudich), *Lawsonia inermis* / *Lawsonia alba* (Henna / Mehendi), *Juglans regia* (nuez), *Plumbago capencis* (Chitraka / Chita), *Drosera whittakeri* (Rocío

del sol), *Tabebuia avellanedae* (Taigu / Lapachol), *Alkanna tinctoria* (Ratanjot/Alkanet), *Lithospermum erythrorhizon* (Tokyo Violet/Shikone), *Dactylopius coccus* (Cochineal), *Kermes vermilio/Coccus ilicis*, *Laccifer lacca/Kerria lacca/Coccus lacca*, *Rubia tinctorum*, *Rubia cordifolia* (Indian Madder), *Rheum emodi* (Himalaya ruibarbo), *Oldenlandia umbellata* (Chay Root) y *Morinda citrifolia* (Al/surangi/ach) son los recursos naturales para la clase de quinonoides; subclase antraquinonoides y naftoquinonoides (Perkin y Everest, 1918; Khan *et al.*, 2012 y Yusuf *et al.*, 2016).

4.1.2.1.5. Flavonoides

Según Markham (1982), los flavonoides proporcionan el mayor grupo de tintes vegetales que varían en colores desde amarillo pálido (isoflavonas) hasta amarillo intenso (chalcones, flavonoles, flavonoles, aurones), naranja (aurones) y rojos y azules (antocianinas). Varias fuentes vegetales de colorantes flavonoides son *Reseda luteola* (Weld), *Allium cepa* (Cebolla), *Artocarpus heterophyllus/Artocarpus integrifolia* (Jackfruit), *Myrica esculenta* (Kaiphal), *Datisca cannabina* (Hemp), *Delphinium zailii* (Yellow Larkspur), *Gossypium herbaceum*, *Sophora japonica/Styphnolobium japonicum*, *Butea monosperma/Butea frondosa* (Llama del bosque/Palas), *Mallotus philippinensis* (Kamala), *Bignonia chical/Arrabidaea china* (Carajuru/Puca), *Commelina communis*, y *Pterocarpus santalinus* (Sándalo rojo) (Mayer y Cook, 1943; Turkish, 1996; Cristea *et al.*, 2003; Adem y Gulrajani *et al.*, 2003; Khan *et al.*, 2011).

4.1.2.1.6. Colorantes basados en dihidropirano

Estos pigmentos comprenden brasilina (CI 75280) de madera de palo de Brasil (*Caesalpinia sappan*) y hematxilina (CI 75290) de palo de tinte (*Haematoxylon campechianum*).

4.1.2.1.7. Betalainas

Las betalainas son una clase de pigmentos vegetales que contienen nitrógeno, solubles en agua, del orden Caryophyllales que comprenden las betaxantinas amarillas y las betacianinas violetas. *Opuntia lasiacantha* y *Beta vulgaris* (remolacha) son fuentes naturales comunes para la clase de colorantes de betalainas (Sivakumar *et al.*, 2009; Alí *et al.*, 2011).

4.1.2.1.8. Taninos

Los taninos son productos vegetales astringentes que se encuentran en la mayor parte del reino vegetal. Los taninos se obtienen de diversas partes de las plantas, como frutas, vainas, agallas de las plantas, hojas, corteza, madera y raíces. Los taninos se definen como compuestos fenólicos solubles en agua que tienen pesos moleculares entre 500 y 3000. Los taninos se clasifican generalmente en dos grupos: hidrolizables (pirogalol) y taninos condensados (proantocianidinas). Los taninos hidrolizables son poliésteres de un resto de azúcar y ácidos orgánicos, agrupados como galotaninos y elagitaninos que, en la hidrólisis, producen ácido galílico y ácido elágico, respectivamente (Shahid *et al.*, 2012; Shabbir *et al.*, 2016).

Los taninos se usan principalmente en la preservación del cuero, aunque también se emplean en la fabricación de pegamentos, tintas, manchas y mordientes, así como para la eliminación de metales pesados en el tratamiento de aguas superficiales. Los taninos desempeñan un papel muy importante en el teñido con tintes naturales al mejorar la afinidad de las fibras hacia diferentes tintes. Al mezclarse con diferentes tintes naturales, proporciona diferentes tonos como amarillo, marrón, gris y negro. *Acacia catechu* (Cutch), *Terminalia chebula* (Harda), *Punica granatum* (Granada/Anar), *Quercus infectoria* (Gallnut), son fuentes vegetales para los taninos (Mussak y Bechtold, 2009; Khan *et al.*, 2011; Rajendran *et al.*, 2011; Shahid *et al.*, 2012; Shabbir *et al.*, 2016).

4.1.2.2. Basada en las fuentes de producción

Según Bathacharyya (2010) y Samanta y Konar (2011) los tintes naturales, sobre la base del origen, se pueden clasificar en tres clases:

4.1.2.2.1. Origen Vegetal / Vegetal

La mayoría de los tintes naturales pertenecen a esta categoría. Los colorantes derivados de varias partes de plantas tales como flores, frutas, semillas, hojas, cortezas, troncos, raíces, etc. caen en esta categoría. En India hay casi cuatrocientas cincuenta plantas productoras de tinte.

4.1.2.2.2. Insecto / origen animal

Los colorantes animales rojos obtenidos de la exudación de cuerpos secos de insectos, a saber, Cochinilla, Kermes, *Laccafer lacca/Kerria lacca* y moluscos como ácido carmínico (cochinilla), ácido kermésico (Kermes), ácido lacámico (tinte Lac) y púrpura de Tyria pertenecen a esta categoría. Son bien conocidos por sus propósitos de teñido desde la antigüedad.

4.1.2.2.3. Origen mineral

Varios pigmentos de sales metálicas inorgánicas y óxidos metálicos pertenecen a esta categoría de tintes naturales. Los colorantes naturales de origen mineral se pueden clasificar con sus colores.

Los pigmentos minerales más importantes son los siguientes:

El cinabrio, ocre rojo, plomo rojo y realgar son algunos de los ejemplos de pigmentos rojos que se originan en minerales. El cinabrio, también conocido como bermellón, se refiere al sulfuro de mercurio (HgS) de escarlata brillante a rojo ladrillo, un mineral de origen común para refinar mercurio elemental y sirve directamente como pigmento de teñido. Ocre rojo (Geru en hindi) es un pigmento natural de la tierra que contiene óxido de hierro anhidro e hidratado ($\text{Fe}_2\text{O}_3 \cdot n\text{H}_2\text{O}$), no es tan brillante como el del cinabrio, pero se encuentra en varios tonos, que van desde el amarillo hasta el naranja intenso o el marrón, es un compuesto muy estable y no se ve afectado por la luz, los ácidos y los álcalis, se obtiene lavando su variedad cruda y es utilizado por los monjes para colorear sus túnicas. El plomo rojo (Sindur en hindi) (Pb_3O_4 o $2[\text{PbO}] \cdot [\text{PbO}_2]$) es un pigmento rojo o anaranjado brillante, cristalino o amorfo que se ha utilizado en abundancia en pinturas indias. Realgar ($\alpha\text{-As}_4\text{S}_4$) (Manasila en hindi) es un mineral de sulfuro de arsénico comúnmente conocido como Ruby sulfur o ruby of arsénico, que se encuentra en combinación con orpiment (As_2S_3) que también es un mineral de arsénico. Ambos son sulfuros de arsénico, pero estos no son seguros y no se han usado mucho en pinturas.

El Ocre amarillo (Ram Raj), sienna crudo, orpiment y litharge (Massicot) se clasifican en pigmentos amarillos debido a su rango de color amarillo. El color del ocre amarillo se debe a la presencia de diversas formas hidratadas de óxido de hierro, particularmente la mineral limonita ($\text{Fe}_2\text{O}_3 \cdot \text{H}_2\text{O}$). El pigmento se prepara a partir de tierra natural mediante

selección, molienda, lavado y lavigación. La siena natural pertenece a la clase de pigmentos terrestres de Sienna (tierra de Siena) que contienen óxido de hierro y óxido de manganeso. Junto con el ocre y el color pardo, es el primer pigmento que se usa en las pinturas rupestres humanas. Es considerablemente transparente y se utiliza en pinturas como un esmalte para su transparencia. Orpiment (Hartal in Hindi) es un mineral de sulfuro de arsénico de color amarillo anaranjado intenso y da un brillante color amarillo limón rico. Químicamente, es sulfuro amarillo de arsénico ($As_2 S_3$); además de usarse como pigmento, se lo ha usado para teñir papel y hacerlo amarillo. Este proceso también imparte una propiedad insecticida al papel. Litharge (Massicot) es una forma mineral secundaria natural de óxido de plomo (galena) y se elabora tostado suavemente el plomo blanco. Blanco de plomo, que es químicamente carbonato de plomo ($2PbCO_3 \cdot Pb(OH)_2$), después de la descarboxilación y deshidratación en calentamiento a una temperatura de aproximadamente 300 °C se convierte en un polvo de color amarillo pálido, que es el monóxido de plomo (PbO).

Terre-Verte (Tierra verde), Malaquita y Vedgiris son ejemplos de pigmentos verdes. Entre ellos, terre-verte ha sido el más utilizado desde tiempos inmemoriales, es una mezcla de hidrosilicatos de Fe, Mg, Al y K (gluconita y celadenita), pero es probable que haya otros minerales presentes, su color, dependiendo de la fuente, varía de un lugar a otro. Los tonos son de color verde amarillo a gris verdoso y no se ven afectados por la luz o los productos químicos.

La malaquita es un mineral de hidróxido de carbonato de cobre con fórmula química de $Cu_2(OH)_2CO_3$. Este mineral opaco de bandas verdes se cristaliza en el sistema de cristal monoclinico.

Vedgiris era un pigmento común usado en pinturas durante la era de Mugal y más tarde en pinturas en miniatura, es el acetato normal de cobre [$Cu(CH_3COO)_2$] y se prepara por la acción del vinagre en láminas de cobre, el pigmento obtenido es muy brillante y de color verde oscuro, sin embargo, tiene la desventaja de que tacha el papel o el tejido si no se usa con cuidado.

Azul ultramarino y Azurita son pigmentos azules. Azul ultramarino (Lajward en hindi) es un pigmento de color azul profundo obtenido del mineral lapislázuli, que es una piedra semipreciosa, se ha utilizado en pinturas en miniatura en India, fue importado a la India desde Afganistán durante los siglos XIV y XV.

Azurite $[\text{Cu}_3 (\text{CO}_3)_2 (\text{OH})_2]$ es un pigmento suave, profundo, de color azul, producido por la erosión de depósitos de mineral de cobre. Este pigmento fue ampliamente utilizado en pinturas chinas, pero rara vez en pinturas indias. Sin embargo, se ha informado que este mineral se encuentra junto con los minerales de cobre de la India.

Como pigmentos blancos tenemos tiza (lima blanca), plomo blanco y blanco de zinc. La tiza es una de las formas de carbonato de calcio (CaCO_3). Ha sido ampliamente utilizado en pinturas. La tiza se encuentra en depósitos de piedra caliza y se ha utilizado como pigmento desde tiempos muy antiguos. En India, el caracol blanco fue favorecido por los artistas y se cree que tiene propiedades especiales.

El plomo blanco (PbCO_3) es una sal compleja que contiene carbonato e hidróxido. Anteriormente se usaba como ingrediente en la pintura con plomo. Ocurre en la naturaleza como el mineral Cerusita. Sin embargo, normalmente el plomo blanco se prepara artificialmente.

Zinc blanco (ZnO) (Safeda en hindi) es otro pigmento importante utilizado en la pintura. La evidencia arqueológica se remonta al uso de blanco de zinc como pigmentos en la India antes de su introducción en Europa. Otros pigmentos blancos son el talco, el blanco de bario y el blanco de titanio.

El blanco de titanio es dióxido de titanio (TiO_2), utilizado en textiles como delustrante.

El Negro carbón, Negro con lámpara, Negro marfil, Negro hueso, Grafito, Tiza negra y Tierra negra (Tierra negra) se encuentran entre la lista de pigmentos negros. El carbón bien molido a menudo se ha usado como pigmento negro, en la India, el carbón preparado a partir de ramas y maderas de tamarindo después de quemarlo en una maceta cerrada, se pulveriza para producir pigmento negro, algunas otras sustancias que después de la carbonización se utilizaron para preparar el pigmento negro son las cáscaras de almendras y cocos, el carbón así producido es suave y da un pigmento negro homogéneo y fino.

Por mucho, el negro más importante que se usa en la India es el 'Kajal', que se prepara quemando aceite en una lámpara y depositando el hollín en un cuenco de barro.

El negro de marfil se prepara carbonizando estacas de marfil en una olla de barro cerrada y luego triturando, lavando y secando el residuo negro, preparado así es muy intenso, aunque no está favorecido ahora por consideraciones ecológicas y de derechos de los animales.

El hueso negro se prepara carbonizando huesos de animales en ollas de barro cerradas, no es tan intenso como el negro de marfil, pero se usa como sustituto.

El grafito en polvo, un mineral que se encuentra en diferentes partes de la India, se ha utilizado como material de escritura, da un pigmento gris opaco, sin embargo, se ha usado principalmente para dibujar y no para pintar.

La tiza negra es el nombre dado a la arcilla negra usada para pinturas y terracota, terre-noire es lo mismo que la arcilla negra, es una mezcla de carbonato de calcio, hierro y manganeso con arcilla, ha sido utilizado como material de escritura y da un pigmento gris opaco, sin embargo, se ha usado principalmente para dibujar y no para pintar.

4.1.2.3. Basada en los métodos de aplicación

Según el método de aplicación (Yusuf *et al.*, 2017), los colorantes naturales se han clasificado en las siguientes clases:

4.1.2.3.1. Colorantes Mordientes

Los colorantes mordientes son aquellos que se pueden unir a un material mordiente, que se utiliza para los materiales que tienen poca o ninguna afinidad por la adición de un tinte, un químico que aumenta la interacción entre el tinte y la fibra. Esta definición clásica de tintes de mordiente se ha extendido para cubrir todos los tintes que son capaces de formar complejos con el mordiente de metal. La mayoría de estos tintes producen diferentes tonos o colores con diferentes mordientes con diferentes matices y tonos.

4.1.2.3.2. Tintes de tina

El teñido de tina es un proceso que se lleva a cabo en balde o tanque. Son insolubles en su forma coloreada, sin embargo, pueden sufrir una reducción en forma soluble incolora (leuco) que tiene una afinidad por la fibra o el tejido que se va a teñir. La reoxidación de los colorantes del tanque lo convierte nuevamente en "forma insoluble" con retención del color original. Solo tres tintes naturales pertenecen a los tintes de tinaja: índigo, tintura y púrpura tyrian.

4.1.2.3.3. Tintes directos

Los colorantes directos son moléculas orgánicas solubles en agua que se pueden aplicar como tales a fibras celulósicas tales como el algodón, ya que tienen afinidad y se absorben directamente. Los tintes directos se aplican fácilmente y producen colores brillantes. Sin embargo, debido a la naturaleza de la interacción química, su resistencia al lavado es pobre, aunque esto se puede mejorar con un tratamiento posterior especial. Algunos ejemplos prominentes de tintes naturales directos son cúrcuma, achiote, harda, granada y cártamo.

4.1.2.3.4. Colorantes ácidos

Los colorantes ácidos también son otro tipo de colorantes directos para las fibras de poliamida, como la lana, la seda y el nylon. Estos colorantes se aplican en medio ácido y tienen grupos ácido sulfónico o ácido carboxílico en las moléculas de colorante. Al menos un tinte natural, el azafrán se ha clasificado como colorante ácido. Este colorante tiene dos grupos de ácido carboxílico.

4.1.2.3.5. Tintes básicos

Los tintes básicos también se conocen como colorantes catiónicos. Estos colorantes en ionización dan cationes coloreados que forman un enlace electrovalente con el grupo carboxilo de lana y fibras de seda. Estos colorantes se aplican desde condiciones neutrales a condiciones ácidas leves. La berberina ha sido clasificada como colorante básico, estructuralmente, este tinte lleva una carga positiva no localizada que resuena en la estructura del tinte, lo que da como resultado una resistencia a la luz pobre.

4.1.2.3.6. Colorantes dispersos

Los colorantes dispersos son tintes insolubles en agua que tiñen fibras de poliéster y acetato, el principio del teñido disperso es reciente en comparación con la edad del teñido natural, sin embargo, en vista de su parecido estructural y características de solubilidad, se considera que algunos de los colorantes naturales tales como lawsone, juglone, lapachol y shikonin pueden clasificarse como colorantes dispersos.

4.2. La jagua (*G. americana* L.)

La jagua es una especie tropical con muchas potencialidades, tiene importancia económica (Andrade *et al.*, 2003), porque sus frutos se consumen en fresco o se usan para la producción de dulces, mermeladas, jaleas y licores (Nascimento, 1997). Cuando están verdes, las frutas proporcionan un jugo de color azulado, que se usa a menudo como un tinte (Lorenzi, 1992; Sebbenn, 1997). Esta especie tiene una importancia ecológica, ya que los frutos sirven como alimento a la tortuga de patas rojas (*Geochelone carbonaria*) y a la tortuga amarilla-roja (*Geochelone denticulada*), que se consideran dispersores de alta calidad de las semillas de *G. americana* (Strong and Fragoso, 2006). Esta especie de sucesión tardía es capaz de establecerse y sobrevivir bajo el dosel del bosque en etapas más jóvenes, y muestra una intensa regeneración en áreas con altas actividades humanas (Lorenzi, 1992 y Carvalho, 1994). Debido a que las plántulas de esta especie sobreviven largos períodos bajo inundación del suelo, *G. americana* ha sido propuesta como una especie prometedora para ser utilizada en programas de restauración de bosques (Andrade *et al.*, 1999; Lobo y Joly 2000; Mielke *et al.*, 2003), además de que su madera se usa para la fabricación de diversos productos, como piezas curvas (mangos de herramientas, tornos, puertas y ventanas, etc.), carpintería en general, construcción civil y naval (Lorenzi, 2002).

En Brasil, varios usos medicinales se han atribuido tradicionalmente a esta especie. La decocción de las hojas se ha utilizado como terapia antidiarreica y antisifilítica (Corrêa, 1984), mientras que las hojas maceradas, se han utilizado para tratar la fiebre en algunas tribus nativas (Delprete *et al.*, 2005). Basado en encuestas etnobotánicas, el uso tradicional de esta especie es para el tratamiento de la tos, anemia, contusiones, luxaciones; como depurativo y asociado con creencias populares (Souza *et al.*, 2013). Además, la decocción de corteza (*ad libitum*) se usa en el tratamiento de la malaria por parte de indígenas del Alto Río Negro en la Amazonas (Kffuri *et al.*, 2016).

4.2.1. Taxonomía

Phyllum: Plantae

Subphyllum: Spermatophyta

Clase: Magnoliophytina

Subclase: Magnoliopsida

Orden: Asteridas

Familia: Rubiaceas

Subfamilia: Rubiales

Género: *Genipa*

Especie: *G. americana* Linnaeus (1759).

4.2.2. Nombres comunes

En México es conocida como Jagua azul (Rep. Mex.); Jagua (Chis.); Jagua blanca (Tab.); lluale, Yoale, Tejoroso (Oax.); Maluco (Chis., Tab., Ver., Oax.); Tejoruco (Gro.); Shagua, Xagua, Xahua, Yaguare (l. chiapaneca, Chis.).

En otros países también conocida como Genipa, Genipap, Jagua, Huito o Carto (Wu *et al.*, 2009; Echeverri *et al.*, 2010; Cano *et al.*, 2014).

4.2.3. Descripción botánica

La jagua es un árbol caducifolio, de 15 a 20 m (hasta 25 m) de altura, con un diámetro a la altura del pecho de 60 cm, con copa redondeada, densa, hojas simples, opuestas, decusadas; lámina de 8 a 30 cm de largo por 3 a 17 cm de ancho, de forma obovada o elíptica, margen liso; haz oscuro y envés más pálido, ambas caras glabras. El tronco es cilíndrico, recto con contrafuertes de aproximadamente 1 m; las ramas numerosas y fuertes con las hojas concentradas en los extremos, las inferiores horizontales y péndulas; la corteza externa lisa con cicatrices semicirculares más claras, la interna de color castaño claro sin sabor; las flores están dispuestas en racimos ramificados (cimas), las flores individuales son grandes ligeramente fragantes, la corola tubular, blanco amarillenta, de 1.2 cm de largo, con 5 lóbulos anchos ampliamente extendidos, cáliz verde, tubular-cilíndrico sin lóbulos la flor masculina presenta filamentos rosados y los frutos son bayas de 4 a 7.5 cm de largo por 4 a 5.5 cm de ancho, pardas, subesféricas a globosas, ligeramente escabrosas al tacto, cáliz persistente con sabor muy característico y aroma penetrante; conteniendo 50 a 80 semillas por fruto. Sus semillas son fibrosas de 7 a 8.5 mm de largo, 8 a 9.5 mm de ancho y 1.5 a 2 mm de grueso, blancas, elipsoides, discoideas, negras al secar y con endospermo presente. Su sexualidad es monoica y número cromosómico: $2n = 22$.

4.2.4. Distribución

La jagua (*G. americana* L.) es un árbol originario de la región amazónica y crece de manera natural a lo largo de los bosques lluviosos tropicales y en partes subtropicales de América Latina (UNCTAD, 2005).

Se encuentra desde Florida, México, Centroamérica, Islas del Caribe hasta Paraguay, Argentina, Ecuador, Perú, Bolivia y Brasil.

En México se distribuye en los estados de Veracruz, Oaxaca, Guerrero, Tabasco y Chiapas a una altitud de 0 a 1,000 msnm, aunque se reportan avistamientos de árboles en algunas áreas selváticas del estado de Campeche.



Figura 1. Distribución natural de *G. americana* (Álvarez, 2013).

4.2.5. Potencialidades

Hoy en día, existe un creciente interés por la sustitución de los colorantes artificiales que se usan en los alimentos por contrapartes naturales, ya que se considera que el consumo de varios tintes sintéticos es perjudicial para la salud humana, por ejemplo, al promover la hiperactividad en los niños (McCann *et al.*, 2007). Muy pocos colorantes naturales para alimentos están disponibles comercialmente para reemplazar los colorantes artificiales,

como el azul brillante FCF (azul no. 1) (1) y el índigo carmín (azul no. 2) (2). Además, las alternativas naturales actuales como la ficocianina (*Spirulina*) (3), un extracto azul de la biomasa seca de las cianobacterias. *Spirulina* (sin. *Arthrospira platensis* y *A. maxima*) aprobadas para uso alimentario (Byrne, 2011; Watson, 2013) o quelatos de antocianina férricos sugeridos previamente (Buchweitz, *et al.*, 2013a; Buchweitz, *et al.*, 2013b; Newsome, *et al.*, 2014; Sigurdson y Giusti, 2014), en su mayoría sufren de estabilidades sustancialmente más pobres y no coinciden con los tonos de color e intensidades deseados (Newsome *et al.*, 2014).

A nivel mundial el mercado de colorantes naturales alcanzará un valor de 2,154 millones de dólares (mdd), a una tasa de crecimiento anual compuesto de 4.3%.

En la industria alimentaria se concentra el 70% de la demanda de los colorantes alimentarios naturales, 27% en la industria refresquera y 3% para la de bebidas alcohólicas.

Europa es donde más se ha avanzado en el uso de pigmentos naturales, alcanzando un 85%, convirtiéndose en el principal consumidor en el mundo (UNCTAD, 2005).

4.2.6. Factores que influyen en el crecimiento de las plántulas

Los estudios de ecofisiología de los árboles que se centran en los requisitos ambientales óptimos para el crecimiento y desarrollo de las plántulas de árboles son muy importantes para establecer la base científica de las plantaciones de árboles tropicales y los programas de restauración forestal. Se necesitan estos estudios para seleccionar las especies apropiadas, los diseños de las plantaciones y los procedimientos para optimizar el establecimiento y crecimiento de las plántulas. En los bosques de ribera, la inundación del suelo y la disponibilidad de luz se encuentran entre los principales factores ambientales que afectan el crecimiento de las plántulas de árboles. La inundación del suelo induce varias alteraciones en la fisiología de la planta leñosa, incluidos cambios en las tasas netas fotosintéticas, en la absorción de macronutrientes, muerte de las raíces o la supresión de su metabolismo y cambios en el crecimiento de la planta entera (Kozlowski, 1997). Las adaptaciones ecofisiológicas de los árboles a los ambientes de sol o sombra están directamente relacionadas con los cambios en las variables del balance de carbono de las hojas, como la saturación neta de fotosíntesis y la respiración oscura (Lüttige, 1997), así como las respuestas del aparato fotosintético a alto transitorio

o irradiancias permanentes, y por la prevención de la fotoinhibición (Demming y Adams 1992, Ball *et al.*, 1994; Krause and Winter, 1996).

Mielke *et al.* (2003) observaron que las plántulas de *G. americana* tienen una tendencia a ser no conservadoras en relación con el uso del agua en ausencia de estrés hídrico y en condiciones de invernadero. El intercambio de gases foliares y las mediciones de fluorescencia de la clorofila indicaron que existía una limitación estomática de la transpiración y la fotosíntesis y que no se dañaban las reacciones fotoquímicas en las hojas de las plántulas inundadas. Los resultados sugieren que el efecto principal de las inundaciones en la productividad primaria neta de esta especie es una reducción en la apertura estomática, con la consecuente reducción en los valores máximos de la fotosíntesis neta y las tasas de crecimiento. Moraes *et al.* (2000), por otro lado, verificaron que el mayor crecimiento en las tasas de plántulas *G. americana* se producen bajo sombra moderada, es decir, alrededor del 50% de la luz solar total.

4.3. Fertilización

La fertilización después del riego es la práctica cultural que más directamente influye en la producción de plántulas de calidad, acelera el crecimiento, reduce la incidencia de enfermedades y está fuertemente relacionada con los costos de producción de las plantas (Nwoboshi, 1975; Sundralingam, 1982; Tewari, 1999).

Un fertilizante es cualquier material orgánico o inorgánico, natural o sintético, capaz de proporcionar a las plantas uno o más de los elementos químicos esenciales para su desarrollo normal (IFDC-UNIDO, 1998).

4.3.1. Fertilizantes convencionales

La incorporación de fertilizantes sólidos al sustrato no permite un control exhaustivo de los aportes nutritivos a la planta durante el desarrollo del cultivo, dado que dicha incorporación sólo se realiza normalmente al principio del proceso de producción; esto obliga a seleccionar cuidadosamente el tipo y la cantidad del fertilizante empleado (Vançon, 1993), lo que obliga a realizar múltiples aplicaciones. A pesar de este notable inconveniente, los productos sólidos gozan de la ventaja de la simplicidad en su manejo, y se han empleado tradicionalmente en la producción de plantas.

4.3.3. Fertilizantes de liberación controlada

En el mercado existe una gama de fertilizantes químicos comerciales entre los cuales cabe destacar los de lenta liberación (FLL) y los de liberación controlada (FLC); como su nombre lo indica liberan el nutriente de forma lenta, moderada y gradual dependiendo de los niveles de humedad del suelo, la temperatura y/o actividad microbiana (Rose *et al.*, 2004; Salgado y Núñez, 2006).

Los FLC tienen la ventaja de liberar los nutrientes a una tasa que coincida con la demanda de la planta y de esta forma evitar pérdidas, al disminuir la frecuencia en la fertilización y las pérdidas por lixiviación, volatilización o degradación, favoreciendo la calidad de la planta (Jiménez, 1992; Shaviv, 2001).

Handreck y Black (2002) mencionan que los términos FLL y FLC se han utilizado indistintamente, sin embargo, existe un creciente conceso para que los FLC se apliquen a fertilizantes recubiertos de polímero y los FLL a todos los demás productos de liberación lenta como Urea-form (grupo que se obtiene de la reacción de urea y formaldehído), IBDU (Isobutilidendiurea), SCU (urea recubierta con azufre), nitratoforina, disulfuro de carbono, entre otros.

Los fertilizantes de liberación controlada son considerados de alta tecnología con un potencial para mejorar la eficiencia en el uso de fertilizantes, el crecimiento y la competitividad de las plantas (Rose *et al.*, 2004; Adams *et al.*, 2013). Debido a su alto costo, se han utilizado en gran medida en la producción de plantas en contenedores y cultivos de campo de gran valor económico bajo condiciones de alta lixiviación (Adams *et al.*, 2013). Ejemplo de ello, se encuentran los fertilizantes comerciales: Osmocote®, Basacote®, Nutricote®, Polyon®, entre otros. Estos fertilizantes cuentan con una cubierta termoestable o termoplástica que permite la liberación de los nutrientes en base a la temperatura y no a factores como: pH, actividad biológica, tipo de sustrato o textura como ocurre con los FLL (Broschat, 2007; Adams *et al.*, 2013).

En un estudio realizado por Adams *et al.* (2013) se propone un modelo conceptual de liberación de nutrientes que consta en tres etapas: a) hidratación, b) difusión de nutrientes en estado de equilibrio y c) de difusión d nutrientes por flujo de masas (Figura 2). En la primera etapa, el agua se difunde en el gránulo del fertilizante e hidrata las sales en su interior, los espacios de aire de la cubierta del gránulo se llenan de solución propiciando vías de líquido para la difusión externa de iones de nutrientes en un entorno

de potencial constante de agua por encima de aproximadamente -1.5 MPa (Figura 2A). En la segunda etapa, bajo las mismas condiciones de humedad, se detiene el flujo de agua hacia el interior del gránulo alcanzando un equilibrio en el potencial hídrico; en esta fase empieza un mecanismo de liberación de nutrientes por iones mediante difusión hacia el exterior del gránulo; esta salida de nutrientes se genera por un gradiente de concentración (de nutrientes) de mayor a menor (Figura 2B). La velocidad de difusión dependerá de la temperatura y de la permeabilidad de la tecnología de recubrimiento del polímero. La tercera etapa consiste en un periodo de secado en el exterior del gránulo (reducción de la humedad del sustrato) donde el mecanismo de liberación de nutrientes se da por un mecanismo de flujo de masas de agua derivado de un gradiente del potencial hídrico (Figura 2C).

En el mercado existen diversos productos comerciales con tiempos de liberación de tres a 14 meses dependiendo de la composición química de la cubierta, del grosor del gránulo y de las condiciones de manejo (riego y temperatura) (Sanderson, 1987; Rose *et al.*, 2004).

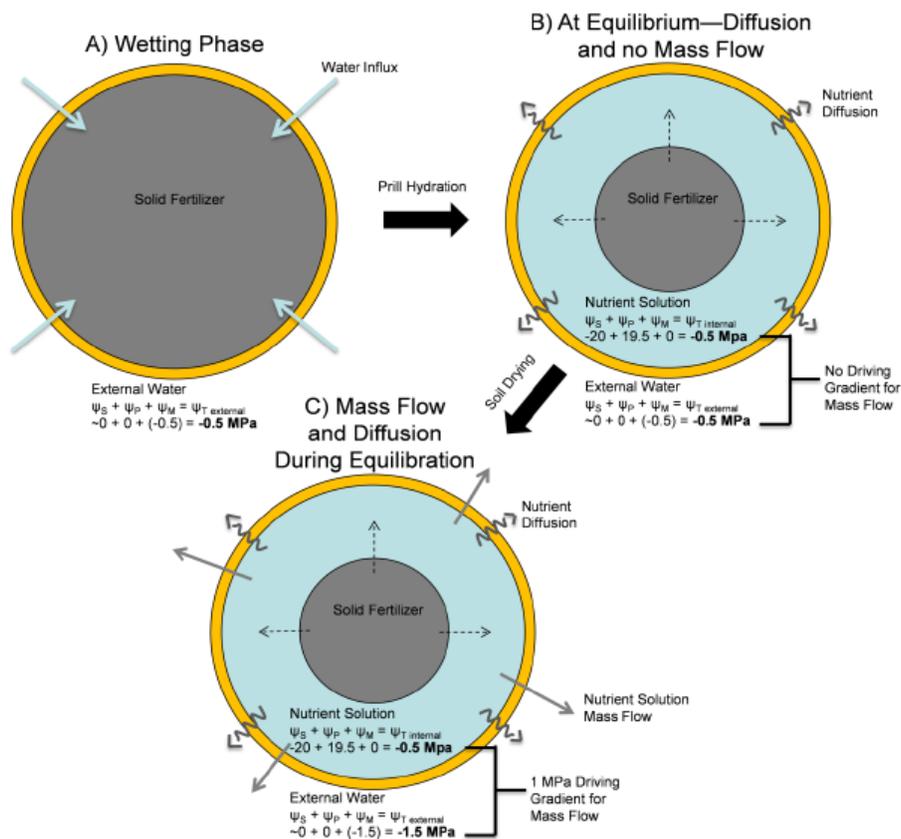


Figura 2. Modelo conceptual del comportamiento de fertilizantes de liberación controlada. A) Fase de hidratación, B) Fase de liberación de nutrientes por difusión bajo

condiciones de equilibrio entre el potencial hídrico interno y externo del gránulo y C) Fase de liberación de nutrientes por difusión y flujo de masas de agua por diferencial en el potencial hídrico entre el interior y exterior del gránulo (Adams *et al.*, 2013).

4.4. Características de calidad de las plantas

Para que las plantaciones sobrevivan y crezcan de modo satisfactorio es necesario usar planta de calidad, condición que depende de su origen genético, así como de las características de los atributos morfológicos y fisiológicos desarrollados durante su producción en el vivero (Landis *et al.*, 2010).

La calidad de la planta se define como la capacidad que tienen las plantas para adaptarse y desarrollarse bajo las condiciones climáticas y edáficas del sitio de plantación y depende de las características genéticas del germoplasma y de las técnicas utilizadas para su reproducción en vivero (Prieto *et al.*, 2009). Otra definición señala que una planta de calidad es la que reúne las características morfológicas y fisiológicas necesarias para sobrevivir y crecer, en las condiciones ambientales en las que será plantada (Ramírez y Rodríguez, 2004).

4.4.1. Características morfológicas

Es la manifestación física de las plantas, resultado de una serie de respuestas fisiológicas a la disponibilidad de recursos y a los tipos de estrés durante la fase de cultivo. Los principales atributos físicos son: altura, diámetro del cuello de la raíz, biomasa y tamaño del sistema radical, siendo los tres primeros los más utilizados. Lo deseable es que la planta alcance los valores máximos de estos atributos (Mexal y Landis, 1990; Prieto *et al.*, 2009).

4.4.1.1. Altura

Es un buen predictor de la altura futura en campo, pero no para la supervivencia; este parámetro se ha utilizado por mucho tiempo como un indicador de la calidad, aunque se considera insuficiente y es conveniente relacionarlo con otros criterios para que refleje su utilidad real (Mexal y Landis, 1990). El rango de altura en que oscilan las plántulas latifoliadas en vivero es de 20-25 cm (CONAFOR, 2009).

4.4.1.2. Diámetro

Es la característica de calidad más importante que permite predecir la supervivencia de la planta en campo; define la robustez del tallo y se asocia con el vigor y el éxito de la plantación. Plantas con diámetro mayor a 5 mm son más resistentes al doblamiento y toleran mejor los daños por plagas y fauna nociva, aunque ese valor varía de acuerdo a la especie (Prieto *et al.*, 2003; Prieto *et al.* 2009). Una supervivencia alta (> 80%), se logra cuando las plantas tienen de 5 a 6 mm de diámetro (Mexal y Landis, 1990).

4.4.1.3. Biomasa

La biomasa aérea y radical de la planta tiene alta correlación con la supervivencia en campo, con la misma consistencia que el diámetro del tallo o cuello de la raíz (Thompson, 1985; Mexal y Landis, 1990).

De acuerdo con CONAFOR (2009) los parámetros morfológicos para plantas latifoliadas de calidad, presentan una altura de 20-35 cm, y un diámetro del cuello de la raíz mínimo de 5 mm.

4.4.2. Índices de calidad de la planta

La interacción de las variables o atributos permite una mejor interpretación para determinar la calidad de la planta por medio de índices o relaciones, entre ellas se encuentran: a) índice de robustez o esbeltez (IR), b) índice de proporcionalidad biométrica (IPB) y c) índice de calidad de Dickson (ICD).

4.4.2.1. Índice de robustez

El índice de robustez (IR), es la relación entre la altura de la plántula (cm) y el diámetro del cuello de la raíz (mm), es un indicador de la resistencia de la planta a la desecación por el viento, de la supervivencia y del crecimiento potencial en sitios secos. Valores más bajos están asociados a una mejor calidad de la planta e indican que es más robusta y con tallo vigoroso; en cambio valores altos indican una desproporción entre el crecimiento en altura y el diámetro, como pueden ser tallos elongados con diámetros delgados (Prieto *et al.*, 2003; Prieto *et al.*, 2009).

4.4.2.2. Índice de proporcionalidad biométrica

La producción de biomasa es importante debido a que refleja el desarrollo de la planta en vivero. Una relación cercana a uno, significa que la biomasa aérea es similar a la subterránea (Rodríguez, 2008). Para plantas forestales de clima templado se considera una buena relación entre 1.5 y 2.5 debido a que valores mayores indican desproporción y la existencia de un sistema radical insuficiente para proveer de energía a la parte aérea de la planta (Thompson, 1985). Se desconoce el rango óptimo para plantas tropicales en vivero.

4.4.2.3. Índice de calidad de Dickson

El índice de calidad de Dickson (ICD) es el mejor parámetro para indicar la calidad de la planta debido a que expresa el equilibrio de la distribución de la masa y la robustez, evitando seleccionar plantas desproporcionadas y descartar plantas de menor altura, pero con mayor vigor (Sáenz *et al.*, 2010). Las especies forestales de clima templado son las más estudiadas. Sáenz *et al.* (2010) menciona tres categorías: alta, media y baja calidad, con valores de >0.5 , $0.2-0.5$ y <0.2 , respectivamente.

4.4.3. Características fisiológicas

Las características fisiológicas son puntuales, y se refieren al estado de la planta en el momento de realizar la medición; permiten establecer diferencias en cuanto al estado de las plantas. Dentro de las variables se encuentran: contenido de humedad, índice de lignificación, presencia de yema apical, crecimiento potencial de la raíz, carbohidratos de reserva, clorofila, así como la asimilación de nutrimentos, definida por su concentración y proporción de macro y micronutrimentos (Landis *et al.*, 1989; García, 2007).

4.4.3.1. Contenido de nutrimentos

El aporte de nutrimentos es quizás una de las prácticas culturales de mayor importancia en la producción de planta, especialmente en contenedores (Landis, 1989). La importancia de producir plantas con niveles óptimos nutrimentales se debe a que resisten mejor el estrés de la plantación. Por otro lado, una deficiencia de nutrimentos se refleja con la reducción en la tasa de crecimiento y en la productividad sin que sea perceptible;

si esta condición persiste, pueden aparecer síntomas de deficiencia y reducir aún más el crecimiento (Landis, 1985; García, 2007).

El crecimiento depende de los niveles de nutrimentos que puede aportar el sustrato y los que se adicionan (fertilizantes); por ello, es importante conocer el nivel óptimo de los diferentes elementos que requieren las plantas cultivadas. Para determinar el estado nutricional de la planta existen tres procedimientos: sintomatología foliar, análisis químico del suelo y análisis químico del tejido de las plantas, de los cuales este último es el más efectivo (Landis, 1985).

Con respecto a los análisis foliares, la concentración de nutrientes es diferente entre especies: en coníferas el N oscila entre 1.7% y 2.3% (Toral, 1997); Sáenz *et al.* (2010) mencionan que el N oscila entre 1.3 a 3.5 %, el fósforo (P) en un intervalo de 0.2 a 0.6% y potasio (K) de 0.7 a 2.5% (Cuadro 1). Para especies tropicales no se cuenta con información establecida; sin embargo, Hernández y Salas (2009) reportan una concentración de N de 1.6-2.8%, P 0.2-0.3% y K 0.2-0.8% en un estudio de evaluación de biofertilizante producido a partir de (*Glomus fasciculatum*) en tres especies tropicales (Cuadro 1); Guerra *et al.* (2005) y Sujatha (2008) reportan para *Tectona grandis* concentraciones de macro y micronutrientes en plántula de N de 3.8%, de P 0.8% y de K 2.3% (Cuadro 1).

Cuadro 1. Análisis foliar de plantas forestales tropicales en etapa de vivero (Escamilla, 2015).

ESPECIE	N	P	K %	Ca	Mg	Fe	Cu mg*kg ⁻¹	Zn	Mn	CITA
<i>Terminalia amazonia</i>	1.6	0.2	0.17	1.2	0.14	67	17	14	164	Hdez. y Salas (2009)
<i>Astronium graveolens</i>	2.8	0.3	0.3	0.5	0.1	71	14	14	27	
<i>Gmelina arborea</i>	2.8	0.3	0.8	0.9	0.3	129	14	57	157	
<i>Tectona grandis</i>	3.8	0.8	2.3	1.1	0.3	175	4	25	125	Guerra <i>et al.</i> (2005)
<i>Tectona grandis</i>	—	—	—	—	—	417	18	65	185	Sujatha (2008)
<i>Tectona grandis</i>	—	—	—	—	—	328	12	38	148	

4.4.4. Eficiencia fotosintética

El proceso de transformación de la materia inorgánica en materia orgánica, sucede en organismos llamados autótrofos o fotosintetizadores, siendo los únicos organismos capaces de desarrollar esta transformación inducidas por la radiación solar. Todos estos organismos contienen un pigmento llamado clorofila y constituida por proteínas que tienen la capacidad de absorber luz solar para transformarla en energía química y así iniciar el proceso fotosintético (Yamatani *et al.*, 2013).

La fotosíntesis es un proceso fotoquímico por el cual las plantas, algas y bacterias fotosintéticas utilizan la radiación solar, transformándola en energía química para utilizarla en la síntesis de compuestos orgánicos a través de sustancias inorgánicas como minerales, agua y CO₂. Todos los organismos heterótrofos dependen de estas transformaciones energéticas y de materia para su subsistencia (Pérez, 2011). Es el proceso más importante que proporciona energía al planeta, ya que por medio de este proceso se producen alimentos y oxígeno. Las principales biomoléculas como los carbohidratos, lípidos y proteínas que conforman más del 90% de los organismos vivos en el planeta, son sintetizadas a través del proceso de fotosíntesis (Fenta *et al.*, 2012). Mediante las biomoléculas se produce la energía que utilizan los organismos para realizar sus actividades vitales a través de procesos metabólicos como el anabolismo y catabolismo.

Se reconoce que el nitrógeno puede ser un factor limitante del crecimiento y de la eficiencia fotosintética de las plantas, especialmente, bajo condiciones de déficit de nitrógeno, las cuales tienden a disminuir el peso seco, el número de hojas y el área foliar (Taiz y Zieger, 1998; Ciompi *et al.*, 1996). En el caso de la eficiencia fotosintética, se puede ver limitada al disminuir el contenido de Rubisco y la clorofila en las hojas, así como la producción cuántica de la fotosíntesis. La correlación entre el contenido de nitrógeno y la eficiencia fotosintética varía dependiendo del hábitat de la planta y de factores ambientales como la temperatura y la radiación (Evans, 1993; Tóth *et al.*, 2002; Lamsfus *et al.*, 2003).

4.4.5. Demanda nutrimental

La demanda nutrimental de un cultivo tiene como base su capacidad de absorber nutrimentos para obtener un rendimiento considerable y satisfactorio por medio de la producción y acumulación de la materia seca (Hedge, 1997; Grageda, 1999).

En este sentido, resulta indispensable generar conocimiento sobre cómo hacer más eficiente el manejo en vivero, haciendo énfasis en la optimización del aporte de fertilizantes con el propósito de disminuir costos de producción y reducir el impacto negativo sobre el ambiente, pero propiciando al mismo tiempo una óptima calidad y cantidad de los productos cosechados (Galvis *et al.*, 1998; Azofeifa y Moreira, 2008). Una forma de abordar lo anterior consiste en el desarrollo de técnicas de diagnóstico que permitan relacionar la demanda nutrimental del cultivo con la oferta nutrimental del suelo (Galvis *et al.*, 1998; Bar-Tal, 2001). La demanda es función de la biomasa total que se acumula durante el ciclo del cultivo y del requerimiento interno nutrimental. Este último parámetro se refiere a la concentración del nutrimento de interés en la biomasa aérea total, obtenido bajo una nutrición óptima, y es independiente del rendimiento (Galvis *et al.*, 1998; Castro *et al.*, 2004; Escalona y Pire, 2008).

El requerimiento nutrimental de los cultivos puede presentar amplia variabilidad, lo cual puede deberse a las condiciones de crecimiento y desarrollo, los genotipos, el potencial de rendimiento, entre otros factores. Es importante estudiar detalladamente estas interrelaciones para que las recomendaciones de fertilización sean las óptimas para el cultivo o plantación en estudio (Escalona y Pire, 2008).

5. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Localización del experimento

La investigación se llevó a cabo en las instalaciones del Colegio de Postgraduados, Campus Campeche, localizado en el kilómetro 17.5 de la carretera Haltunchén-Edzná, a dos kilómetros del poblado Sihochac, municipio de Champotón; en las coordenadas geográficas Latitud Norte 19.501389 y Longitud Oeste 90.586111 a una altura de 20 msnm.



Figura 3. Localización del área experimental.

5.2. Clima

De acuerdo a la clasificación climática de Köpen-Geiger modificado por García (1988) este es un Aw_0 , es decir, cálido subhúmedo con lluvias en verano. Precipitación total anual de 1100 a 1500 mm y una temperatura promedio anual de 26 a 28 °C.

5.3. Suelos

Los suelos que predominan en la zona son Leptosol (39.24%), Vertisol (34.61%), Phaeozem (14.82%), Gleysol (6.02%), Luvisol (3.82%), Regosol (.46%), Histosol (.30%), Arenosol (0.14%), Solonchak (0.09%) (INEGI, 2009).

5.4. Material vegetal

Se colectaron frutos maduros de jagua en el estado de Tabasco, de sus semillas se obtuvieron las plantas para la evaluación. Una vez colectados los frutos, se llevaron al laboratorio de Fisiología Vegetal del Colegio de Postgraduados Campus Campeche para extraer las semillas, que fueron lavadas y enseguida se colocaron a la sombra durante cuatro días para su secado y siembra posterior.

5.5. Selección de semillas

La selección de semillas se hizo una vez que éstas estuvieron bien secas: se tomaron aquellas que presentaban la misma forma y tamaño y se eliminaron las que tuvieron deformaciones. Las semillas que fueron seleccionadas se sometieron a un tratamiento pre-germinativo, con la finalidad de obtener plantas sanas y que puedan producir frutos con características uniformes.

5.6 Preparación del sustrato

Se utilizó una mezcla tecnificada de sustrato, compuesta por los sustratos comerciales sun shine (turba), agrolita y vermiculita en una relación 2:1:1, respectivamente.



Figura 4. Preparación de la mezcla de sustratos.

5.7. Siembra en semillero

Acabado el tiempo del tratamiento pre-germinativo, se procedió a sembrar las semillas en semillero con 7 cm de espesor de mezcla de sustrato (2:1:1 de turba, perlita y vermiculita), para asegurar un crecimiento uniforme de las plántulas utilizadas en el experimento.

5.8. Trasplante en tubetes

A los 15 días después de la germinación se hizo el paso de las plántulas a tubetes de polietileno de 310 cm³ con el sustrato previamente preparado y se colocaron bajo malla-sombra para favorecer su aclimatación a las nuevas condiciones durante un periodo de 4 meses.



Figura 5. Trasplante de jagua en tubetes de 310 cm³.

5.9. Diseño experimental y tratamientos

Se utilizó un arreglo factorial alojado en un diseño experimental completamente al azar. Se evaluaron los factores tipo de fertilizante y dosis, con dos y tres niveles, respectivamente. Se emplearon los fertilizantes Osmocote y Triple 17, con tres diferentes dosis (10, 6.6, 3.3 $\text{kg}\cdot\text{m}^{-3}$ del fertilizante Triple 17, y 10, 20, 30 $\text{kg}\cdot\text{m}^{-3}$ del fertilizante Osmocote). La combinación de los niveles de los dos factores dio como resultado la aplicación de seis tratamientos, más un tratamiento testigo sin fertilizante (Cuadro 2).



Figura 6. Incorporación de dos fertilizantes en diferentes dosis al sustrato, previo al trasplante, con base en los tratamientos aplicados.

Cuadro 2. Tratamientos en la evaluación de fertilizantes a diferentes dosis.

Número de tratamientos	Clave	Fertilizante	Concentración ($\text{kg}\cdot\text{m}^{-3}$)
1	T-A	TRIPLE 17	10
2	T-M	TRIPLE 17	6.6
3	T-B	TRIPLE 17	3.3
4	O-A	OSMOCOTE	30
5	O-M	OSMOCOTE	20
6	O-B	OSMOCOTE	10
7	TESTIGO	SIN FERTILIZANTE	0

5.10. Fertilización

Se realizó la fertilización de base agregando al sustrato los diferentes fertilizantes de acuerdo con los tratamientos evaluados.

Cuadro 3. Composición química de los fertilizantes utilizados.

NUTRIMENTOS	OSMOCOTE	TRIPLE 17
Nitrógeno Total (N)	15 %	17 %
Nitrógeno nítrico (N-NO ₃)	6.6 %	
Nitrógeno amoniacal (N-NH ₄)	8.4 %	
Pentóxido de fósforo (P₂O₅)	9 %	17 %
Óxido de potasio (K₂O)	12 %	17 %
Calcio (Ca)		1.2 %
Magnesio (Mg)		2 %
Hierro (Fe)	0.46 %	
Soluble en agua	0.09 %	
Quelatao por EDTA	0.01 %	
Manganeso (Mn)	0.06 %	
Soluble en agua	0.02 %	
Boro (B)	0.02 %	0.8 %
Cobre (Cu)	0.050 %	
Soluble en agua	0.050 %	
Molibdeno (Mo)	0.020 %	
Zinc (Zn)	0.050%	0.3 %
Soluble en agua	0.011%	

5.11. Manejo fitosanitario

Conforme a la germinación y al crecimiento de las plantas, se observó que hubo presencia de insectos que dañaron ligeramente a las plántulas, para su control se aplicó control biológico a base de hongos entomopatógenos *Bauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae*, con la finalidad de disminuir el uso de agroquímicos.

5.12. Toma de muestras de plántulas

El muestreo se realizó cada 15 días, siendo un total de ocho muestreos, a partir del momento del trasplante y hasta finalizar la etapa de vivero; en cada muestreo se tomaron cuatro plantas representativas, las cuales fueron trasladadas al laboratorio de fisiología vegetal, donde se eliminó el sustrato mediante tres lavados con agua para después dividir las en dos secciones que fueron parte radical (raíz) y parte aérea (tallo y hoja). Posteriormente se pasaron a una estufa de secado a 70 °C por 48 a 72 h para la determinación del peso seco. Una vez secas las muestras se enviaron al Laboratorio de análisis de Suelos, Plantas y Aguas (LASCAM) del Colegio de Postgraduados Campus Campeche en donde se realizó la determinación de la concentración de nutrimentos.

5.13. Variables evaluadas

5.13.1. Crecimiento de la planta

Se tomaron los datos de altura de la planta, diámetro del cuello de la raíz y longitud de la raíz, para observar la dinámica de crecimiento de la parte aérea y la parte radical.

5.13.1.1. Altura

Se realizó determinó en cinco plantas de cada una de las cuatro repeticiones de los siete tratamientos. La altura se consideró del cuello de la raíz hasta el ápice de la planta, midiéndola con un flexómetro marca TRUPER (3 m) con precisión de 0.1 cm.

5.13.1.2. Diámetro

Se cuantificó en cinco plantas de cada una de las cuatro repeticiones de los siete tratamientos, a la altura del cuello de la raíz, utilizando un vernier digital marca TRUPER con una precisión de 0.01 mm.

5.13.1.3. Longitud de raíces

Se tomaron cuatro plantas por cada tratamiento las cuales se extrajeron de los tubetes eliminando todo el sustrato mediante tres lavados con agua, para después hacer la medición de la longitud de la raíz con una regla de 30 cm (0.1 cm).

5.13.3. Biomasa seca

Se realizaron las mediciones de la biomasa de la parte aérea (tallo y hojas) y de la biomasa de la raíz, en fresco y en seco. Para determinar la biomasa en fresco se tomaron cuatro plantas por cada tratamiento, se extrajeron de los tubetes eliminando todo el sustrato mediante tres lavados con agua, para después hacer la separación en dos secciones, la parte radical (raíz) y la parte aérea (tallo y hojas). Posteriormente se cuantificó el peso fresco de las estructuras por separado. Para determinar el peso seco, las raíces, tallos y hojas se guardaron en bolsas de papel, previamente etiquetadas. Se colocaron en la estufa para el secado correspondiente, a una temperatura de 70 °C hasta peso constante. Una vez secas, se procedió a cuantificar el peso seco de las estructuras por separado utilizando una balanza analítica marca OPTION con una precisión de 0.1 mg.

5.13.4. Índice de robustez

Tal como lo reporta Rodríguez (2008), el índice de robustez (IR), se calculó de la siguiente manera:

$$IR = \frac{\text{Altura (cm)}}{\text{Diametro del cuello de la raíz (mm)}}$$

5.13.5. Índice de proporcionalidad biométrica.

El índice de proporcionalidad biométrica (IPB), utilizado por Villalón *et al.*, (2016), se calculó mediante la siguiente fórmula:

$$IPB = \frac{\text{Biomasa seca aérea (g)}}{\text{Biomasa seca radical (mm)}}$$

5.13.6. Índice de calidad de Dickson.

El índice de calidad de Dickson (ICD) (Dickson *et al.*, 1960), Se calculó utilizando la fórmula:

$$ICD = \frac{\text{Peso seco total de la planta (g)}}{\frac{\text{Altura (cm)}}{\text{Diametro del cuello de la raíz (mm)}} + \frac{\text{Biomasa seca aérea (g)}}{\text{Biomasa seca radical (g)}}}$$

5.13.7. Tasa fotosintética

Se determinó mediante el equipo para la medición de la fotosíntesis LI-6400X (Carmona *et al.*, 2007), tomando cinco mediciones en las hojas de cada una de las cuatro plantas consideradas como repeticiones en los siete tratamientos.



Figura 7. Medición de la tasa fotosintética en plantas de *G. americana* L. en vivero utilizando el LI-6400X.

5.13.8. Contenido nutrimental en biomasa seca

Las concentraciones de N, P, K, Ca, Mg y S total en la biomasa seca de hojas, tallo y raíz se determinaron, por el método semi-micro Kjeldahl propuesto por Muller (1961) para N, colorimétricamente para el P, según el método propuesto por Díaz y Hunter (1978), y el K, Ca y Mg con espectrofotometría de emisión de flama, con un SprectrAA Atomic Absorption Spectrometer 220 Fast Sequential (Chapman y Pratt, 1979).

5.13.8.1. Molienda del material vegetal

Una vez secas las muestras en la estufa de secado, se procedió a su molienda, mediante una licuadora marca OSTER® modelo BLSTMP.M15 y tamizado del material vegetal por dos tamices de malla número 20 y 35, respectivamente, donde las partículas que no pasaban por el tamiz de número 20 fueron molidas de manera manual con un mortero, con la finalidad de asegurar una adecuada digestión ácida de las muestras.



Figura 8. Molienda de biomasa seca de la parte aérea y radical de plantas de *G. americana* L. de forma manual con mortero.

5.13.8.2. Digestión de las muestras

Una vez molidas, las muestras se trasladaron al Laboratorio de análisis de suelo y planta (LASPA) del Colegio de Postgraduados Campus Tabasco donde se realizó la digestión ácida, para lo cual se preparó una mezcla digestora, compuesta por ácido nítrico (HNO_3) y ácido perclórico (HClO_4) en una relación 2:1, utilizando 4 mL de HNO_3 y 2 mL de HClO_4 por muestra. Posteriormente se pesaron 0.5 g de muestra en una balanza analítica y se colocaron en tubos de digestión. Se adicionaron 6 mL de la mezcla digestora y se dejó reposar toda la noche. Simultáneamente se corrieron blancos de reactivos a los cuales no se les puso muestra, se adicionó una muestra patrón de concentraciones conocidas y se realizó la repetición de una muestra cada 10 muestras.



Figura 9. Digestión ácida de las muestras de biomasa seca de la parte aérea y radical de plantas de *G. americana* L. de tres meses de edad en vivero.

5.13.8.3. Determinación de Nitrógeno

Se realizó por el método semi-micro kjeldhal, el cual consta de tres fases: la digestión que se realizó pesando 0.25 g de tejido, se colocó en un tubo de ensaye y se le agregó 3.5 mL de una mezcla catalizadora compuesta por ácido sulfúrico y ácido salicílico y se dejó reposar toda la noche, posteriormente se calentó a 400 °C por 45 minutos, hasta disolver todo el material vegetal y obtener un color claro en la muestra, para finalmente dejar enfriar y aforar a 25 mL; se continuó con la destilación que es el segundo proceso en el que se colocó la muestra proveniente del digestor en un matraz donde se le agregaron 10 mL de hidróxido de sodio y se recogió el volumen en un matraz con 10 mL de ácido bórico hasta acumular un volumen de 50 mL; éste volumen finalmente se tituló con ácido clorhídrico y se calculó el contenido de nitrógeno.



Figura 10. Destilador para determinación de nitrógeno total por el método de semi-micro Kjeldhal.

Adicionalmente se tomaron dos blancos a los cuales se les aplicó todo el procedimiento anterior, pero sin agregar tejido vegetal, con la finalidad de eliminar el contenido de nitrógeno proporcionado por los reactivos. También se utilizó una muestra patrón con concentraciones de nitrógeno conocidas para asegurar que el proceso se hizo de forma adecuada.

5.13.8.4. Determinación de Fósforo

Se realizó por espectrofotometría, preparando soluciones para las que se tomó una alícuota de 2 mL de las muestras digestadas en el LASPA, agregando reactivo vanadomolibdico, que se preparó con 58.3 mL de ácido nítrico, 116.7 mL de agua destilada, 0.625 g de vanadato de amonio y 12.5 g de molibdato de amonio para tener una solución total de 175 mL, de la cual se tomaron 7.5 mL por muestra y se aforó con agua destilada a 50 mL para realizar las lecturas en el equipo; también se prepararon estándares de fósforo a concentraciones de 0, 2, 4, 8, 12 y 16 ppm de fósforo para graficar la curva de calibración y posteriormente calcular el contenido de este nutrimento en el tejido vegetal de cada muestra.

5.13.8.5. Determinación de Potasio, Calcio y Magnesio

Se realizó por medio de un espectrómetro de absorción atómica del laboratorio de Análisis de Suelos, Plantas y Aguas del Campus Campeche, para lo cual se utilizó la muestra digestada proveniente del Laboratorio de análisis de suelo y planta (LASPA) del Colegio de Postgraduados Campus Tabasco, a la cual se le realizaron tres diluciones (10X, 100X y 1000X), para realizar la cuantificación, con base a la curva de calibración para cada elemento, la cual se realizó con por lo menos tres soluciones estándar de concentraciones conocidas. La lectura puede ser de la muestra original, de la primera, segunda o tercera dilución dependiendo de la lectura en la que el equipo arrojó resultados, ya que no lee valores que quedan fuera de la curva de calibración lo cual está en función del contenido del elemento en la muestra (mientras más alto sea, se leyó en la mayor dilución).

5.14. Demanda nutrimental

La demanda nutrimental se calculó a partir de la biomasa en seco y el contenido de nutrientes total en biomasa seca de cada muestra representativa de los siete tratamientos, de acuerdo a Escalona y Pire (2008), mediante la siguiente formula:

$$DN = \frac{\text{Biomasa seca (g)} \times \text{Nutriente total (\%)}}{100}$$

DN= Demanda nutrimental

5.15. Análisis estadístico

Los análisis de varianza y comparaciones de medias se analizaron mediante un arreglo de experimento factorial, alojado en un diseño completamente al azar para las variables morfológicas y la tasa fotosintética, el resto de las variables fueron analizadas con un diseño completamente al azar que incluyo los seis tratamientos del arreglo factorial más un testigo sin fertilización haciendo un total de siete tratamientos. Se utilizó el programa SAS 9.4. La prueba de comparación múltiple de medias propuesta por Tukey a un nivel de significancia de 0.05.

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Se presentan los resultados de la aplicación de dos diferentes fertilizantes en tres diferentes dosis, aplicados en plantas de jagua (*G. americana* L.) en la etapa de vivero.

6.1. Características morfológicas

Con respecto al diámetro del tallo se obtuvo que el fertilizante de liberación controlada osmocote fue estadísticamente similar en sus tres dosis, sin embargo, presentó un valor más alto con diferencias estadísticas significativas con el resto de los tratamientos. Los tratamientos en los que se utilizó Tiple 17 fueron estadísticamente similares entre si e incluso con el testigo (Cuadro 4). Los FLC tienen la ventaja de liberar los nutrientes a una tasa que coincida con la demanda de la planta y de esta forma evitar pérdidas, al disminuir la frecuencia en la fertilización y las pérdidas por lixiviación, volatilización o degradación, favoreciendo la calidad de la planta (Jiménez, 1992; Shaviv, 2001).

La altura de la planta mostró un comportamiento similar al diámetro del tallo siendo el fertilizante osmocote con el que se logró el mejor desarrollo de la planta en altura (Figura 11) (diferencias estadísticas significativas), obteniendo el mayor porte con la dosis media, aunque no es significativamente diferente de las dosis baja y alta del mismo. El fertilizante triple 17 sólo en su dosis alta fue estadísticamente mejor que el testigo y similar estadísticamente con la dosis alta y baja (Cuadro 4).



Figura 11. Efecto de dos fertilizantes a diferentes dosis en las características morfológicas de plantas de *G. americana* L. de tres meses de edad en vivero. T-A = Triple 17 en dosis alta, T.M = Triple 17 en dosis media, T-B = Triple 17 en dosis baja, O-A= Osmocote en dosis alta, O-M = Osmocote en dosis media y O-B = Osmocote en dosis baja.

La altura de plantas latifoliadas para pasarlas de vivero a campo deben estar en un intervalo de 20-25 cm (CONAFOR, 2009), por lo que es necesario esperar al menos un mes más para que se alcancen dichos valores. Mexal y Landis (1990) indican que, valores de supervivencia mayores al 80% se alcanzan cuando las plantas tienen de 5 a 6 mm de diámetro.

Cuadro 4. Efecto de dos diferentes fertilizantes a diferentes dosis en las características morfológicas de plantas de jagua de tres meses de edad en vivero.

Tratamiento	Diámetro (mm)	Altura (cm)	Longitud de raíces (cm)
O-A	4.165 a	16.63 a	15.75 a
O-M	4.255 a	18.85 a	17.125 a
O-B	4.285 a	16.915 a	16.25 a
T-A	3.05 b	12.29 b	15.375 a
T-M	3.1505 b	11.025 bc	15.125 a
T-B	3.28 b	11.65 bc	16.375 a
TESTIGO	3.115 b	9.25 c	17.5 a

Medias con diferente letra son estadísticamente diferentes (Tukey, $p = 0.05$).

O= Osmocote, T= Triple 17 en tres dosis (A=Alta, M= Media y B=Baja).

Del análisis estadístico del experimento factorial se observaron diferencias estadísticas significativas entre los fertilizantes Osmocote y Triple 17 en el diámetro y altura, siendo estadísticamente mejor el fertilizante Osmocote, con el que se obtuvo un diámetro de 4.235 mm y una altura de 17.465 cm en promedio. Por lo que respecta a la longitud de raíces no se observaron diferencias significativas entre tipos de fertilizantes. Con relación al factor dosis no se obtuvieron diferencias estadísticas entre los niveles para las variables diámetro, altura y longitud de raíces, como se puede observar en el Cuadro 5. En comparación Escamilla (2015) reporta que, en las dosis de aplicación de los fertilizantes, se obtuvieron resultados significativamente mayores ($p \leq 0.05$) a mayores dosis, disminuyendo conforme la dosis de fertilizante fueron menores y se obtuvieron plantas estadística y significativamente más altas, de mayor diámetro, biomasa aérea y total con la aplicación de Osmocote® por lo general, a dosis de 20 y 30 kg m⁻³.

Cuadro 5. Valores promedio de las características morfológicas con la aplicación de diferentes fertilizantes en tres dosis a plantas de jagua de tres meses en vivero.

Fertilizante	Diámetro (mm)	Altura (cm)	Longitud de raíces (cm)
Osmocote	4.235 a	17.465 a	16.375 a
Triple 17	3.1602 b	11.655 b	15.625 a
Dosis			
Alta	3.6075 a	14.46 a	15.5625 a
Media	3.7028 a	14.9375 a	16.125 a
Baja	3.7825 a	14.2825 a	16.3125 a

Medias con diferente letra son estadísticamente diferentes (Tukey, $p = 0.05$).

6.1.2. Biomasa seca aérea y radical

La acumulación de biomasa tanto en la parte aérea como en la radical mostró que el fertilizante osmocote en sus tres dosis (alta, media y baja) fueron estadísticamente diferentes del testigo, aunque no fueron significativamente diferentes del fertilizante Triple 17 y éste a su vez fue estadísticamente similar al testigo (Cuadro 6). Los fertilizantes de liberación controlada suelen ser más eficientes que los convencionales en la etapa vivero, sin embargo, existen pocos estudios que consideren el comportamiento que tienen estas plantas en campo, sobre todo en lo que se refiere a los porcentajes de sobrevivencia (Oliet *et al.*, 1999).

Cuadro 6. Efecto de dos diferentes fertilizantes a diferentes dosis en la acumulación de biomasa de la parte aérea y radical de plantas de jagua en vivero.

Tratamiento	Biomasa seca de la parte aérea (g)	Biomasa seca de la parte radical (g)
O-A	1.65 a	0.32583 ab
O-M	1.7858 a	0.455 a
O-B	1.61 a	0.465 a
T-A	0.6367 ab	0.23333 ab
T-M	0.6808 ab	0.22083 ab
T-B	0.7267 ab	0.22667 ab
TESTIGO	0.375 b	0.09833 b

Medias con diferente letra son estadísticamente diferentes (Tukey, $p = 0.05$).

O= Osmocote, T= Triple 17 en tres dosis (A=Alta, M= Media y B=Baja).

6.2. Tasa fotosintética

La tasa fotosintética se vio favorecida con la aplicación del fertilizante Osmocote, observándose valores más elevados y estadísticamente mayores que los obtenidos con el fertilizante Triple 17 y el testigo. No se encontraron diferencias estadísticas dentro de las dosis aplicadas en ambos fertilizantes, aunque para el caso del Osmocote su mayor valor se obtuvo con la dosis alta ($30 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$) que de $11.43 \text{ mmol CO}_2\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$, mientras que dentro de los tratamientos con fertilizante triple 17 se obtuvo el mayor valor en la dosis media ($6.6 \text{ kg}\cdot\text{m}^{-3}$) con una tasa fotosintética de $4.7815 \text{ mmol CO}_2\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ (Cuadro 7). Por otra parte la aplicación del fertilizante Triple 17 no originó diferencias significativas con el testigo en ninguna de sus dosis, como se puede observar en el Cuadro 7, esto debido a que los contenidos de nitrógeno que presentaron el mismo comportamiento (Cuadro 10), porque como lo mencionan Taiz y Zieger (1998) y Ciompi *et al.* (1996), el contenido de dicho elemento repercute en la cantidad de RUBISCO y clorofila que presentan las hojas. Sin embargo, la correlación entre el contenido de nitrógeno y la eficiencia fotosintética varía dependiendo del hábitat de la planta y de factores ambientales como la temperatura y la radiación (Evans, 1989; Toth *et al.*, 2002; Lamsfus *et al.*, 2003).

Así como la eficiencia fotosintética está en función del contenido de nitrógeno, la cantidad de biomasa producida está en función de la eficiencia fotosintética como lo mencionan Taiz y Zieger, (1998) y Ciompi *et al.* (1996), por lo cual al medir la tasa fotosintética podemos tener una buena aproximación de la productividad que tendrán las plantas al llevarlas a la etapa de producción.

Cuadro 7. Efecto de dos diferentes fertilizantes a diferentes dosis en la tasa fotosintética de plantas de jagua de tres meses de edad en vivero.

Tratamiento	Fotosíntesis (mmol CO ₂ *m ⁻² *s ⁻¹)
O-A	11.43925 a
O-M	10.99425 a
O-B	9.897 a
T-A	3.924 b
T-M	4.7815 b
T-B	4.3185 b
TESTIGO	6.1925 b

Medias con diferente letra son estadísticamente diferentes (Tukey, p = 0.05).

O= Osmocote, T= Triple 17 en tres dosis (A=Alta, M= Media y B=Baja).

Como resultado del análisis estadístico del experimento factorial se obtuvo que con la aplicación del fertilizante Osmocote se obtiene un valor significativamente mayor en la actividad fotosintética con respecto a los valores observados con la aplicación del fertilizante Triple 17. Por lo que respecta al factor dosis no se encontraron diferencias estadísticas entre ellas, como se puede observar en el Cuadro 8.

Cuadro 8. Valores promedio de la tasa fotosintética aplicando dos diferentes fertilizantes en tres dosis a plantas de jagua de tres meses de edad en vivero.

Fertilizante	Fotosíntesis (mmol CO ₂ *m ⁻² *s ⁻¹)
Osmocote	10.7768 a
Triple 17	4.3413 b
Dosis	
Alta	7.6816 a
Media	7.8879 a
Baja	7.1078 a

Medias con diferente letra son estadísticamente diferentes (Tukey, p = 0.05).

6.3. Índices de calidad

De acuerdo con Saenz *et al.* (2010), los valores encontrados para el índice de robustez (IR), corresponden a la obtención de plantas de alta calidad (<6.0) en todos los tratamientos, en los que no obstante se encontraron diferencias significativas al aplicar el fertilizante Osmocote en todas sus dosis en comparación con el testigo y con la aplicación del Fertilizante triple 17 en sus dosis media y baja. Valores significativamente más bajos fueron observados en el tratamiento testigo y con la dosis media del triple 17. El índice de proporcionalidad biométrica (IPB), denota plantas de baja calidad (>2.5) en todos los casos, siendo sólo la dosis alta del fertilizante Osmocote estadísticamente diferente del resto de los tratamientos y obteniendo el rango de calidad más bajo (valor más alto del IPB), en contraste con el valor obtenido en la dosis alta del fertilizante triple 17 que presenta la mejor característica de calidad de proporcionalidad biométrica (menor valor del IPB), aunque estadísticamente igual a los demás tratamientos a excepción del valor obtenido con Osmocote en su dosis alta (Rodríguez, 2008). En el índice de calidad de Dickson (ICD) se obtuvieron plantas de mediana calidad (0.2-0.5) con el fertilizante Osmocote en sus tres dosis, siendo con la dosis baja con la que se obtuvo el mejor valor promedio; con el fertilizante triple 17 se observaron plantas de baja calidad (ICD<0.2) en todas sus dosis y en el tratamiento el testigo, siendo éste el que presentó el valor más bajo en calidad (Cuadro 9).

Cuadro 9. Efecto de los diferentes fertilizantes a diferentes dosis en los índices de calidad en plantas de jagua en vivero.

Tratamiento	IR	IPB	ICD
O-A	3.8934 ab	5.2461 a	0.2192 ab
O-M	4.1312 b	3.9643 ab	0.27551 a
O-B	3.8863 ab	3.4792 b	0.28178 a
T-A	3.6073 abc	2.729 b	0.13769 ab
T-M	3.2499 cd	3.1067 b	0.14257 ab
T-B	3.4611 c	3.3423 b	0.14227 ab
TESTIGO	2.8447 d	3.8374 b	0.07106 b

Medias con diferente letra son estadísticamente diferentes (Tukey, 0.05).

O= Osmocote, T= Triple 17 en tres dosis (A=Alta, M= Media y B=Baja).

IR= Índice de robustez, IPB= Índice de proporcionalidad biométrica, ICD= Índice de calidad de Dickson.

6.4. Características fisiológicas

6.4.1. Macronutrientes

Tal como lo reportan Guerra *et al.* (2005), para especies forestales y Escamilla *et al.* (2015), para *Tectona grandis*, en el presente trabajo los macronutrientes presentaron mayores contenidos en la parte aérea (tallo y hojas) que en la parte radical en plantas de *G. americana* L. en la etapa de vivero (Cuadros 10 a 14), a excepción del fósforo que fue el único elemento con valores de concentración más altos en la parte radical que la aérea (Cuadro 11).

Hernández y Salas (2009) y Guerra *et al.* (2005) reportan que los contenidos de macronutrientes de la parte aérea en especies tropicales forestales, oscilan entre 1.6-3% para nitrógeno, 0.2-0.8% de fósforo, 0.17-2.3% de potasio, 0.5-1.2% de calcio y 0.14-0.3% de magnesio en la etapa de vivero, por lo cual los valores obtenidos, en el presente trabajo, en contenido de nitrógeno con el fertilizante Osmocote en todas sus dosis (1.4-2.3%) en la parte aérea (Tallo y hojas) se consideran aceptables. Dicho contenido tanto en la parte aérea como en la parte radical, tuvo el mismo comportamiento, presentándose los mayores porcentajes del elemento en la biomasa seca con la aplicación del fertilizante Osmocote en su dosis alta y media, siendo estos valores estadísticamente diferentes de los observados en el testigo y en todas las dosis del fertilizante Triple 17 (Cuadro 10). Al igual que lo observado en el nitrógeno, el contenido de fósforo de la parte aérea obtenido con el fertilizante Osmocote en sus tres dosis, está dentro de los rangos reportados en otros trabajos, con valores de entre 0.19-0.3%, siendo estadísticamente mayores a los valores observados en los tratamientos correspondientes a la aplicación del Triple 17 y el testigo (Cuadro 11). Con respecto a la concentración de potasio, todos los tratamientos incluyendo al testigo presentaron contenidos dentro del intervalo reportado por los autores Guerra *et al.* (2005) con valores de 0.8-1.8% siendo los obtenidos con la aplicación del Osmocote en sus tres diferentes dosis, mayores significativamente de la mayoría del resto de los tratamientos (Cuadro 12); en el caso del calcio se presentan valores dentro de los rangos reportados para los tratamientos en los que se aplicó Osmocote en su dosis media y baja (0.6 y 1.2% respectivamente); en el resto de los tratamientos los valores observados toman valores entre 1.4 y 2.2, fuera de los rangos

reportados en la literatura Hernández y Salas (2009), aunque los valores obtenidos en todos los tratamientos son similares estadísticamente (Cuadro 13); el contenido de magnesio presentó valores que van de 0.3-0.45% en la parte aérea de las plantas en todos los tratamientos, valores que no se alejan mucho de los intervalos reportados por los mismos autores, y por consiguiente viendo la poca variabilidad, no se encontraron diferencias estadísticas significativas entre ninguno de los tratamientos (Cuadro 14).

Escamilla (2015) indica que a nivel de tejido aéreo (tallo y hojas) los macronutrientes en Teca en la etapa de vivero varían de 1.6 a 3% de nitrógeno, 0.2-0.3% de fósforo, 1.2-2.1% de potasio, 2-3.1% de calcio y 0.5-0.7% de magnesio y a nivel de tejido radical van de 0.9 a 1.2% de nitrógeno, 0.05-0.15% de fósforo, 1.3-1.5% de potasio, 0.5-0.6% de calcio y 0.6-0.9% de magnesio con dos fertilizantes de liberación controlada (Basacote y Osmocote). Dado que es una especie forestal tropical, y se probó uno de los mismos fertilizantes (Osmocote), el contenido de nitrógeno en los tratamientos con dicho fertilizante (Osmocote), tanto de la parte aérea como de la parte radical, quedan dentro del intervalo (1.4-2.3 y 1.3-2.3%, respectivamente) como se observa en el Cuadro 10.

Cuadro 10. Efecto de dos fertilizantes a diferentes dosis en el contenido de nitrógeno total en plantas de jagua en vivero.

Tratamiento	NPA (%)	NPR (%)
O-A	2.3345 a	2.3067 a
O-M	1.7981 ab	1.9732 ab
O-B	1.4229 bc	1.3896 bc
T-A	0.7087 d	0.8615 cd
T-M	0.7504 cd	0.7782 d
T-B	0.6948 d	0.7615 d
TESTIGO	0.7226 cd	0.8449 cd

Medias con diferente letra en columna son estadísticamente diferentes (Tukey, $p = 0.05$).

O= Osmocote, T= Triple 17 en tres dosis (A=Alta, M= Media y B=Baja).

NPA= Nitrógeno de la parte aérea, NPR= Nitrógeno de la parte radical.

Los contenidos altos de N, tanto en planta como en raíz, son debidos principalmente a que tales plantas fueron fertilizadas con los tratamientos o dosis con mayores contenidos de N, sobre todo por la disponibilidad de dicho nutrimento en sus formas asimilables (N-

nítrico y N amoniacal) (Cuadros 2 y 3), lo cual se tradujo en una mayor eficiencia de la tasa fotosintética (Cuadro 8) y por ende de una mayor acumulación de biomasa y contenidos de N y demás elementos químicos nutrimentales.

Cuadro 11. Efecto de dos fertilizantes a diferentes dosis en el contenido de fósforo en plantas de jagua en vivero.

Tratamiento	PPA (%)	PPR (%)
O-A	0.36423 a	0.74438 a
O-M	0.30665 a	0.51873 b
O-B	0.19663 b	0.26592 c
T-A	0.08661 c	0.11985 d
T-M	0.07303 c	0.10393 d
T-B	0.04775 c	0.07631 d
TESTIGO	0.04775 c	0.0515 d

Medias con diferente letra en columna son estadísticamente diferentes (Tukey, $p = 0.05$).

O= Osmocote, T= Triple 17 en tres dosis (A=Alta, M= Media y B=Baja).

PPA= Fósforo de la parte aérea, PPR= Fósforo de la parte radical.

En el caso de los contenidos de fósforo, tanto de la parte foliar como radical, se observó una tendencia muy similar a lo observado en los contenidos de N, explicado ello por las mismas razones expuestas para dicho nutrimento, es decir una mayor riqueza nutrimental debido a los contenidos nutrimentales en formas asimilables (Cuadros 2 y 3), lo que se tradujo en una mayor formación de ATP a partir del P asimilable, y por ende en un mejor comportamiento fisiológico en general en aquellas plantas tratadas con el fertilizante de lenta liberación, lo que permite tener una mayor eficiencia de la utilización de los nutrimentos en general por parte de los cultivos, lo cual representa ello un abono a los principios de sustentabilidad en los sistemas agroecológicos del trópico, y a la vez representa una ventaja que aporta la conservación de los sistemas agrícolas bajo un equilibrio holístico.

Cuadro 12. Efecto de dos fertilizantes a diferentes dosis en el contenido de potasio en plantas de jagua en vivero.

Tratamiento	KPA (%)	KPR (%)
O-A	1.8147 a	1.9377 a
O-M	1.6781 a	1.924 a
O-B	1.4631 ab	1.5606 ab
T-A	0.9557 b	1.306 b
T-M	0.8651 b	1.271 b
T-B	1.1595 ab	1.4737 ab
TESTIGO	0.8795 b	1.5021 ab

Medias con diferente letra en columna son estadísticamente diferentes (Tukey, $p = 0.05$).

O= Osmocote, T= Triple 17 en tres dosis (A=Alta, M= Media y B=Baja).

KPA= Potasio de la parte aérea, KPR= Potasio de la parte radical.

Cuando las plantas realizan su proceso fotosintético, de forma ininterrumpida, durante alguna de las etapas de dicho proceso, las estomas de las hojas de las plantas controlan su apertura y cierre, para la salida de agua (transpiración) e ingreso de bióxido de carbono (vital para el proceso fotosintético), mediante la concentración de potasio foliar a nivel estomático, específicamente en las células oclusivas de las hojas de las plantas. En este caso experimental de la jagua, los mayores contenidos de potasio permitieron precisamente una mayor tasa fotosintética, lo que se tradujo en una mejora sustancial de las otras variables fisiológicas, evaluadas, de las plantas tratadas con aquellos tratamientos a base de osmocote y en aquellas dosis con mayores contenido de nutrientes.

Cuadro 13. Efecto de dos fertilizantes a diferentes dosis en el contenido de calcio en plantas de jagua en vivero.

Tratamiento	CaPA (%)	CaPR (%)
O-A	1.4787 a	1.6553 a
O-M	1.2787 a	1.1001 a
O-B	0.6693 a	1.1433 a
T-A	2.268 a	1.5313 a
T-M	1.524 a	0.8795 a
T-B	1.6313 a	0.975 a
TESTIGO	1.8567 a	1.3619 a

Medias con diferente letra en columna son estadísticamente diferentes (Tukey, $p = 0.05$).
 O= Osmocote, T= Triple 17 en tres dosis (A=Alta, M= Media y B=Baja).
 CaPA= Calcio de la parte aérea, CaPR= Calcio de la parte radical.

El magnesio juega un papel fundamental en la formación estructural y bioquímico de la clorofila, molécula vital para la realización del proceso fotosintético. En el presente experimento, tanto entre tratamientos como en dosis de cada uno de ellos, aunque no hubo diferencias significativas, debido principalmente a la inexistencia de diferencias en los contenidos de Mg entre tratamientos y dosis, se podría estimar que en el osmocote la liberación controlada de los nutrimentos N, P y K, favorecieron, en general, una mejor y eficaz actividad fisiológica, lo cual coadyuvo a un mejor desempeño fisiológico de aquellas plantas tratadas con los fertilizantes a base de osmocote y en las dosis más altas, respecto al fertilizante químico y a las dosis bajas, respectivamente.

Cuadro 14. Efecto de dos fertilizantes a diferentes dosis en el contenido de magnesio en plantas de jagua en vivero.

Tratamiento	MgPA (%)	MgPR (%)
O-A	0.36358 a	0.1745 a
O-M	0.42604 a	0.7994 a
O-B	0.45156 a	0.331 a
T-A	0.41747 a	0.3413 a
T-M	0.43794 a	0.3285 a
T-B	0.41236 a	0.3397 a
TESTIGO	0.43705 a	0.3191 a

Medias con diferente letra en columna son estadísticamente diferentes (Tukey, $p = 0.05$).
 O= Osmocote, T= Triple 17 en tres dosis (A=Alta, M= Media y B=Baja).
 MgPA= Magnesio de la parte aérea, MgPR= Magnesio de la parte radical.

Es menester indicar que en la literatura científica no se cuenta con antecedentes de trabajos en los que se hayan reportado datos sobre el contenido de macronutrimentos, ni de demanda nutrimental en general, para el caso específico de la jagua (*Genipa*

americana L.) en la etapa de vivero, por lo cual este trabajo representa un gran aporte al tema de la nutrición de especies tintóreas y de los ecosistemas tropicales.

6.4.2. Demanda nutrimental

De acuerdo con Etchevers (1999), la demanda nutrimental aumentará a medida que aumenta la producción de biomasa del cultivo, lo que concuerda con los resultados obtenidos en este trabajo, puesto que la mayor demanda nutrimental se obtuvo en los tratamientos de Osmocote en sus tres dosis, tanto en la parte aérea como en la parte radical (Cuadros 15, 16, 17, 18 y 19), mismos que generaron la mayor acumulación de biomasa seca en ambas estructuras (Cuadro 6).

Escamilla (2014), reporta que la demanda de nitrógeno total en plantas de teca en vivero, oscila entre 200 y 360 mg*planta⁻¹, con la aplicación de Osmocote y Azofeifa y Moreira (2008), reportan 198 mg*planta⁻¹ de nitrógeno en chile Jalapeño cv Hot a los 68 días después de la siembra en campo, lo cual difiere con los resultados obtenidos en este trabajo ya que los valores más altos en el caso del nitrógeno, se encontraron en la dosis alta con la aplicación de Osmocote que fue de 44 mg*planta⁻¹ (Cuadro 15), lo cual se justifica debido a que la *G. americana* L. es una especie totalmente diferente y sin estudios en este rubro, los cual aplica para los resultados obtenidos en cada uno de los macro elementos (Cuadros 15, 16, 17, 18 y 19), además de que la acumulación de biomasa seca fue mucho menor ya que el dato se tomó a los tres meses de edad por lo que se espera que en un mes más en el vivero alcance valores similares a los reportados por los autores mencionados al inicio de éste párrafo.

Cuadro 15. Demanda nutrimental de nitrógeno en los tratamientos de dos fertilizantes a diferentes dosis aplicados a plantas de jagua en vivero.

Tratamiento	DNNPA (mg)	DNNPR (mg)
O-A	37.36 a	7.137 a
O-M	31.949 a	8.615 a
O-B	22.279 ab	6.216 a
T-A	4.484 b	2.008 b
T-M	5.104 b	1.719 b
T-B	5.03 b	1.694 b
TESTIGO	2.705 b	0.83 b

Medias con diferente letra en columna son estadísticamente diferentes (Tukey, $p = 0.05$).

O= Osmocote, T= Triple 17 en tres dosis (A=Alta, M= Media y B=Baja).

DNNPA= Demanda nutrimental de nitrógeno de la parte aérea, DNNPR= Demanda nutrimental de nitrógeno de la parte radical.

Según Escamilla (2014), la demanda de fósforo en plantas de tecla en vivero, oscila entre 20 y 50 $\text{mg} \cdot \text{planta}^{-1}$, con la aplicación de Osmocote, mientras que Azofeifa y Moreira (2008), reportan 11 $\text{mg} \cdot \text{planta}^{-1}$ de fósforo en chile Jalapeño cv Hot a los 68 días después de la siembra en campo, dado que los resultados obtenidos en este trabajo indican que los valores más altos se obtuvieron en la dosis alta con la aplicación de Osmocote que fue de 8 $\text{mg} \cdot \text{planta}^{-1}$ de fósforo (Cuadro 16), fueron similares a los obtenidos por Azofeifa y Mereira (2008) aunque muy diferentes a los de Escamilla (2014), lo cual se justifica debido a que la *G. americana* L. es una especie totalmente diferente.

Cuadro 16. Demanda nutrimental de fósforo en los tratamientos de dos fertilizantes a diferentes dosis aplicados a plantas de jagua en vivero.

Tratamiento	DNPPA (mg)	DNPPR (mg)
O-A	5.7817 a	2.3643 a
O-M	5.2729 a	2.3197 a
O-B	3.1044 b	1.1877 ab
T-A	0.5491 c	0.275 b
T-M	0.4979 c	0.2293 b
T-B	0.3364 c	0.1673 b
TESTIGO	0.1765 c	0.0512 b

Medias con diferente letra en columna son estadísticamente diferentes (Tukey, $p = 0.05$).

O= Osmocote, T= Triple 17 en tres dosis (A=Alta, M= Media y B=Baja).

DNPPA= Demanda nutrimental de fósforo de la parte aérea, DNPPR= Demanda nutrimental de fósforo de la parte radical.

Azofeifa y Moreira (2008), reportan 225 $\text{mg} \cdot \text{planta}^{-1}$ de potasio en chile Jalapeño cv Hot a los 68 días después de la siembra en campo y Escamilla (2014), informa que la demanda de potasio en plantas de tecla en vivero, oscila entre 200 y 330 $\text{mg} \cdot \text{planta}^{-1}$, con la aplicación de Osmocote, por lo que de acuerdo con los resultados obtenidos en este trabajo se indica que los valores más altos para potasio, se presentaron en la dosis

media con la aplicación de Osmocote que fue de 37 mg*planta⁻¹ (Cuadro 17), que son valores muy diferentes pero que se justifica debido a que la *G. americana* L. es una especie totalmente diferente y sin estudios en ésta área.

Cuadro 17. Demanda nutrimental de potasio en los tratamientos de dos fertilizantes a diferentes dosis aplicados a plantas de jagua en vivero.

Tratamiento	DNKPA (mg)	DNKPR (mg)
O-A	29.526 a	6.324 ab
O-M	29.037 a	8.554 a
O-B	23.231 ab	6.537 ab
T-A	6.033 c	3.049 bc
T-M	5.892 c	2.793 bc
T-B	8.132 bc	3.589 bc
TESTIGO	3.289 c	1.478 c

Medias con diferente letra en columna son estadísticamente diferentes (Tukey, p = 0.05).

O= Osmocote, T= Triple 17 en tres dosis (A=Alta, M= Media y B=Baja).

DNKPA= Demanda nutrimental de potasio de la parte aérea, DNKPR= Demanda nutrimental de potasio de la parte radical.

Escamilla (2014), encontró que la demanda de calcio en plantas de teca en vivero, oscila entre 210 y 310 mg*planta⁻¹, con la aplicación de Osmocote, mientras que Azofeifa y Moreira (2008), reportan 49 mg*planta⁻¹ de calcio en chile Jalapeño cv Hot a los 68 días después de la siembra en campo, puesto que los resultados obtenidos en este trabajo indican que los valores más altos se obtuvieron en la dosis alta con la aplicación de Osmocote que fue de 23 mg*planta⁻¹ de calcio (Cuadro 16), fueron similares a los obtenidos por Azofeifa y Mereira (2008) aunque muy diferentes a los de Escamilla (2014), lo cual se justifica debido a que la *G. americana* L. es una especie totalmente diferente y hasta ahora no había ningún precedente o información al respecto de éste campo.

Cuadro 18. Demanda nutrimental de calcio en los tratamientos de dos fertilizantes a diferentes dosis aplicados a plantas de jagua en vivero.

Tratamiento	DNCaPA (mg)	DNCaPR (mg)
O-A	19.056 a	4.103 a
O-M	19.224 a	4.259 a
O-B	10.151 a	4.565 a
T-A	13.776 a	3.328 a
T-M	10.143 a	1.794 a
T-B	11.173 a	2.153 a
TESTIGO	7.088 a	1.408 a

Medias con diferente letra en columna son estadísticamente diferentes (Tukey, $p = 0.05$).

O= Osmocote, T= Triple 17 en tres dosis (A=Alta, M= Media y B=Baja).

DNCaPA= Demanda nutrimental de calcio de la parte aérea, DNCaPR= Demanda nutrimental de calcio de la parte radical.

De acuerdo con Azofeifa y Moreira (2008), reportan que la demanda de magnesio es de $22 \text{ mg} \cdot \text{planta}^{-1}$ en chile Jalapeño cv Hot a los 68 días después de la siembra en campo y Escamilla (2014), reporta que los valores en la demanda de magnesio en plantas de teca en vivero, oscila entre 90 y $150 \text{ mg} \cdot \text{planta}^{-1}$, con la aplicación de Osmocote, por lo que de acuerdo con los resultados obtenidos en este trabajo se indica que los valores más altos se presentaron en la dosis media con la aplicación de Osmocote que fue de $12 \text{ mg} \cdot \text{planta}^{-1}$ de magnesio (Cuadro 19), que son valores muy diferentes pero que se justifica debido a que la *G. americana* L. es una especie totalmente diferente y sin información en este campo.

Cuadro 19. Demanda nutrimental de magnesio en los tratamientos de dos fertilizantes a diferentes dosis aplicados a plantas de jagua en vivero.

Tratamiento	DNMgPA (mg)	DNMgPR (mg)
O-A	5.98 ab	0.62 a
O-M	7.457 a	4.812 a
O-B	7.226 a	1.523 a
T-A	2.644 b	0.807 a
T-M	3.001 ab	0.731 a
T-B	2.993 ab	0.79 a
TESTIGO	1.641 b	0.312 a

Medias con diferente letra en columna son estadísticamente diferentes (Tukey, $p = 0.05$).

O= Osmocote, T= Triple 17 en tres dosis (A=Alta, M= Media y B=Baja).

DNCaPA= Demanda nutrimental de calcio de la parte aérea, DNCaPR= Demanda nutrimental de calcio de la parte radical.

7. CONCLUSIONES

El fertilizante de liberación controlada Osmocote, en sus dosis media y baja (20 y 10 $\text{kg}\cdot\text{m}^{-3}$), generó plantas de mejor calidad, con índices IR, IPB e ICD estadísticamente superiores y con contenido nutrimental en parte aérea y parte radical estadísticamente más alto en plantas de jagua (*G. americana* L.) en etapa de vivero, con respecto al fertilizante tradicional Triple 17 en sus tres dosis y al tratamiento testigo.

La acumulación de biomasa seca de la parte aérea y radical se vio favorecida y fue estadísticamente superior con la aplicación del fertilizante de liberación controlada Osmocote, teniendo los mejores resultados con la incorporación de la dosis media de 20 $\text{kg}\cdot\text{m}^{-3}$ al sustrato en el momento del trasplante.

La demanda nutrimental de macronutrientes en plantas de jagua (*G. americana* L.) en etapa de vivero fue de 40 mg de N, 7.5 mg de P, 34 mg de K, 23 mg de Ca y 12 mg de Mg por planta, para generar plantas con índices de calidad estadísticamente mayores y lo suficientemente equilibradas para que tengan mayores probabilidades de éxito en campo.

8. BIBLIOGRAFÍA

Adams, C.; J. Frantz and B. Bugbee. 2013. Macro- and micronutrient-release characteristics of three polymer-coated fertilizers: Theory and measurements. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science* 176: 76-88.

Adem, O.N. and Turkish J.1996. *Chem.* 20(3): 194–203.

Ali, N.F.; El-Mohamedy, R.S. and Saudi J. 2011. *J. Chem. Soc.* 15(3): 257–261.

- Andrade, A.; Ramos, F.; Souza, A.; Loureiro, M. y Bastos R. 1999. Flooding effects in seedlings of *Cytherexylum myrianthum* Cham. and *Genipa americana* L.: responses of two neotropical lowland tree species. *Braz. J. Bot.* 22:281–285.
- Andrade, A.C.S.; Souza, A.F.; Ramos, F.N.; Pereira, T.S.; Cruz, A.P.M. 2000. Germinação de sementes de jenipapo: temperatura, sustrato y morfología del desenvolvimiento pós-seminal. *Pesqui Agropecu Bras* 35: 609–615.
- Andrade, A.C.S.; Metri, J.C.; Neto, B.B. y Guerra, N.B. 2003. Desidratação osmótica do jenipapo (*Genipa americana* L.). *Ciênc Tecnol Aliment* 23: 276–281.
- Alvarez, G. 2013. Extracción, Caracterización y Valoración de Genipina a Partir del Fruto de la *Genipa americana*. Universidad ICESI. Santiago de Cali, Colombia. 54 p.
- Azofeifa, A. y M. Moreira. 2008. Absorción y distribución de nutrimentos en plantas de chile jalapeño (*Capsicum annuum* L.cv. hot) en Alajuela, Costa Rica, *Agronomía Costarricense*. 32:19-29.
- Ball, B.C. and Robertson, E.A.G. 1994. Effects of soil water hysteresis and the direction of sampling on aeration and pore function in relation to soil compaction and tillage. *Soil and Tillage Research* 32(1): 51-60.
- Bar-Tal, A.; Aloni, B.; Karni, L. and Rosenberg R. 2001. Nitrogen Nutrition of Greenhouse Pepper. II. Effects of Nitrogen Concentration and NO₃:NH₄ Ratio on Growth, Transpiration, and Nutrient Uptake. *Hortscience*. 36(7): 1252–1259.
- Bechtold, T. y Mussak, R. 2009. Natural colorants—quinoid, naphthoquinoid and anthraquinoid dyes, in *Handbook of Natural Colorants*, ed. by T. Bechtold, R. Mussak (Wiley, Chichester). pp. 151–182.
- Bentes, A. D. S., and Mercadante, A. Z. 2014. Influence of the stage of ripeness on the composition of iridoids and phenolic compounds in genipap (*Genipa americana* L.). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 62: 10800–10808.
- Bhattacharyya, N. 2010. *Natural Dyes for Textiles and Their Ecofriendly Applications*. IAFL Publications, New Delhi.

- Broschat, T. K. and Moore, K. K. 2007. Release rates of ammonium-nitrogen, nitrate-nitrogen, phosphorus, potassium, magnesium, iron, and manganese from seven controlled-release fertilizers. *Commun. Soil Sci. Plan.* 38, 843-850.
- Cano, E.V.; Echeverri, L.F.; Gil, J.F.; Correa, E.A. y Zapata, S.P. 2014. Colorant compounds derived from genipin or genipin containing materials. US Patent 20140350127.
- Carmona, D.; Trejo, R.; Esquivel, Arriaga, O.; Arreola J. G. y Flores, A. 2007. Evaluación de un método para medir fotosíntesis en mezquite (*Prosopis glandulosa*). *Revista Chapingo Serie Zonas Aridas.* 6:185-190.
- Carocho, M.; Morales, P. y Ferreira, I.C.F.R. 2015. Natural food additives: Quo vadis? *Trends in Food Science & Technology.* 45(2): 284-295.
- Carvalho, PER. 1994. Espécies florestais brasileiras. Empresa brasileira de pesquisa agropecuaria, Colombo, Brazil. p. 640.
- Castro, B.R.; Galvis, S.A.; Sánchez, G.P.; Peña, L.A.; Sandoval, V.M. y Alcantar, G.G. 2004. Demanda de nitrógeno en tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.). *Revista Chapingo Serie Horticultura.* 10: 147-152.
- Chandrika, U.G. 2009. Carotenoid dyes-properties, in *Handbook of Natural Colorants*, ed. by T. Bechtold, R. Mussak (Wiley, Chichester) pp. 221–236.
- Chapman, H. D. y Pratt, P. F. 1979. *Métodos de análisis para suelos, plantas y aguas.* Editorial Trillas. México, D.F. 195 p.
- Ciampi, S.; Gentili, E.; Guidi, L. and Franco, G. 1996. The effect of nitrogen deficiency on leaf gas exchange and chlorophyll fluorescence parameters in sunflower. *Plant Science.* 118(2): 177-184.
- CONAFOR (Comisión Nacional Forestal). 2009. *Criterios técnicos para la producción de especies forestales de ciclo corto (rápido crecimiento) con fines de restauración.* México. 9 p.
- Corrêa, P.M. 1984. *Dicionário das plantas úteis do Brasil y das exóticas cultivadas.* IBDF, Río de Janeiro.

- Cristea, D.; Bateau, I. and Vilarem, G. 2003. Dyes Pigments. 57(3): 267–272.
- Daniels, V. 2006. J. Photochem. Photobiol. 184(1): 73-77.
- Delprete, P.G.; Smith, L.B. y Klein, R.M. 2005. Flora Ilustrada Catarinense: Rubiáceas. Herbário Barbosa Rodrigues, Itajaí.
- Demming, A.B. y Adams, W.W. 1992. Photoprotection and Other Responses of Plants to High Light Stress. Annu. Rev. Plant Physiol. and Plant Mol. Biol. 43:599-626. <https://doi.org/10.1146/annurev.pp.43.060192.003123>
- Dharmananda, S. 2005. New Uses of Berberine, A Valuable Alkaloid from Herbs for “Damp-Heat” Syndromes. <http://www.itmonline.org/arts/berberine.htm>. (Consultado 03/12/18).
- Diaz, R. y Hunter, A. 1978. Metodología de muestreo de suelos, análisis químico del suelo y tejidos vegetales e investigación en invernadero. CATIE, Turrialba, Costa Rica. 62 p.
- Dickson, A.; Leaf, L.A. and Hosner, F.J. 1960. Quality appraisal of white spruce and white pine seedling stock in nurseries. For. Chron. 36: 10-13.
- Echeverri, L.F.; Zapata, S.P. y Torres, L.F. 2010. Blue colorant derived from Genipa americana fruit. US Patent 20100083448.
- Escalona A. R. y Pire. 2008. Crecimiento y extracción de N-P-K por plantas de pimentón (*Capsicum annuum* L.) abonadas con estiércol de pollo en Quibor, estado de Lara. Revista de la Facultad de Agronomía 25:243-260.
- Escamilla, N. 2014. Efecto de fertilizantes de liberación controlada en el crecimiento de *Tectona grandis*, etapa de vivero. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados, Campus Tabasco. Tabasco, México. 52 p.
- Escamilla, N.; Obrador, J.J.; Carrillo, E. y Palma, D.J. 2015. Uso de fertilizantes de liberación controlada en plantas de teca (*Tectona grandis*), en la etapa de vivero. Rev. Fitotec. Mex. 38 (3): 329–333.

- Evans, J.R. 1993. Photosynthetic Acclimation and Nitrogen Partitioning Within a Lucerne Canopy. I. Canopy Characteristics. *Australian Journal of Plant Physiology* 20(1): 55 – 67.
- Fenta, B.A.; Driscoll, S.P.; Kunert, K.J. & Foyer, C.H. 2012. Characterization of drought-tolerance traits in nodulated soya beans: The importance of maintaining photosynthesis and shoot biomass under drought-induced limitations on nitrogen metabolism. *Journal of Agronomy and Crop Science*.cvgf 198(2): 92-103.
- Fujikawa, S., Fukui, Y., Koga, K., Iwashita, T., Komura, H., & Nomoto, K. 1987. Structure of genipocyanin G1, a spontaneous reaction product between genipin and glycine. *Tetrahedron Letters*, 28: 4699–4700.
- Galvis S.A. 1998. Diagnóstico y simulación del suministro de nitrógeno edáfico para cultivos anuales. Tesis de doctorado en Ciencias. Especialidad en Edafología. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Estado de México, México. 158 p.
- García, E. 1988. Modificaciones al Sistema de clasificación Climática de Koppen para adaptarlo a las condiciones de la República Mexicana, 4a ed., OFFSET Larios, México.
- García, M. A. 2007. Importancia de la calidad del plantín forestal. In: XXII Jornadas Forestales de Entre Ríos. Área Forestal de la EEA Concordia del INTA. 10 p.
- García, P. and John, P. 2004. *Agric. J. Comida Chem.* 52(26): 7891-7896.
- Grageda, G. J. 1999. La fertilización en hortalizas. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias (INIFAP). Centro de Investigación Regional del Noroeste. Folleto Técnico No. 19. Sonora México. 62 p.
- Gulrajani, M.L. and Gupta D. (eds.). 1992. *Natural Dyes and Their Application to Textiles* (IIT New Delhi, New Delhi). pp. 59–79
- Gulrajani, M.L.; Bhaumik, S.; Oppermann, W.; Hardtmann, G. and Indian J. 2003. *Fibre Text. Res.* 8(2): 221–226.

- Guerra, D.; Mazzei, F.A.; Campos, R.; Reis, A. V. y Cruz, L. 2005. Diagnóstico de deficiências de macronutrientes em mudas de teca. R. Árvore Viçosa-MG. 29(5): 671-679.
- Handreck, K. and Black, N. 2002. Growing media. UNSW Press, Sydney Australia. 542 p.
- Hedge, D. 1997. Nutrient requirements of solanaceous vegetables crops. Extension bulletin ASPAC, Food and Fertilizer Technology Center for the Asia and Pacific Region Núm. 441. Taipei, Taiwan. 99p.
- Hernández, W. y E. Salas. 2009. La inoculación con *Glomus fasciculatum* en el crecimiento de cuatro especies forestales en vivero y campo. Agronomía Costarricense 33(1): 17-30.
- IFDC-UNIDO. 1998. Fertilizer manual. International Fertilizer Development Center. Reference manual R-1. Kluwer Acad. Publishers. Muscle Shoals, Alabama. U.S.A. 75 p.
- Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP). 2005. La fertilización en los cultivos de maíz y trigo en México. Centro de Investigación Regional del Centro y Campo Experimental Bajío. Folleto técnico núm. 1. Celaya, Guanajuato, México. pp. 43-32.
- Jiménez, G. S. 1992. Fertilizantes de liberación lenta. Tipos, evaluación y aplicaciones. Ed. Mundi-Prensa. Madrid, España. 146 p.
- Khan, M.I.; Ahmad, A.; Khan, S.A.; Yusuf, M.; Shahid, M. and Manzoor, N. 2011. Clean. Prod. 19(12): 1385–1394.
- Khan, S.A.; Ahmad, A.; Khan, M.I.; Yusuf, M.; Shahid, M. and N. Manzoor. 2012. Dyes Pigments. 95(2): 206–214.
- Ke, G.; Yu, W.; Xu, W. y Appl, J. 2006. Polymer Sci. 101(5): 3376–3380.
- Kffuri, C.W.; Lopes, M.A.; Ming, L.C.; Odonne, G. and Kinupp, V.F. 2016. Antimalarial plants used by indigenous people of the Upper Rio Negro in Amazonas, Brazil. J. Ethnopharmacol. 178: 188-198.

- Kozlowski, T.T. 1997. Responses of woody plants to flooding and salinity. *Tree Physiology*. 17(7): 490. <https://doi.org/10.1093/treephys/17.7.490>.
- Krause, G.H. and Winter, K. 1996. Photoinhibition of Photosynthesis in Plants Growing in Natural Tropical Forest Gaps. A Chlorophyll Fluorescence Study. *Plant Biology*. 109(6): 456-462.
- Lamsfus, C.; Lasa, B.; Aparicio, P.M. e Irigoyen I. 2003. Implicaciones ecofisiológicas y agronómicas de la nutrición nitrogenada. En: Reigosa MJ, Pedrol N, Sanches-Moreiras A, editores. *La ecofisiología vegetal: Una ciencia de síntesis*. España. Paraninfo S.A. pp. 361-386.
- Landis, T. D. 1985. Mineral nutrition as an index of seedling quality. En: M. L. Duryea (Ed.). *Evaluating seedling quality: principles, procedures, and predictive abilities of major test*. Oregon State University, Corvallis. USA. pp. 29-48.
- Landis, T. D. 1989. Mineral nutrients and fertilization. En: Landis, T. D., R. W. Tinus, S. E. Mc Donald, J. P. Barnett. (Eds) *The container tree nursery manual*. US. Department of Agriculture, Forest Service: Vol. 4 Agric. Handbook 674. Washington, DC, USA. pp. 1-67.
- Landis, T. D.; Dumroese, R. K. and Haase, D. L. 2010. Seedling processing, storage, and outplanting. Vol 7. *The container tree nursery manual*. Agricultural Handbook 674. USDA Forest Service. Washington, DC USA. 200 p.
- Llauger, R.; Farrés, E.; Placeres, J.; Peña, O.; Alonso, M.; Betancourt, M.; García, M.E.; Correa, A.; Rodríguez, G. y Pérez, J. 2009. Proyección estratégica para la producción de los frutales en Cuba. *Revista CitriFrut*. 26: 3-5.
- Linnaeus. 1759. *Genipa americana*. Publicado en: *Systema Naturae*, Editio Decima 2: 931.
- Lobo, P. y Joly, C. 2000. Aspectos ecofisiológicos da vegetação de Mata ciliar do sudeste do Brasil. In: Rodrigues RR, Leitao Filho HF (eds) *Matas Ciliares: conservação e recuperação*. EDUSP, Sao Paulo. pp. 143–157.
- Lorenzi, H. 1992. *Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil*. Editora Plantarum, Nova Odessa. p 382.

- Lorenzi, H. 2002. *Árvores brasileiras: manual de identificação e cultivo de plantas arbóreas nativas do Brasil*. 4. ed. Nova Odessa: Instituto Plantarum. 367 p.
- Lüttige, U. 1997. *Physiological Ecology of Tropical Plants*. Berlin and Heidelberg: Springer-Verlag. 387 p.
- Markham, K. 1982. *Techniques of Flavonoid Identification* (Academic press, London).
- Martins, N.; Roriz, C.L.; Morales, P.; Barros, L. and Ferreira, I.C.F.R. 2016. Food colorants: Challenges, opportunities and current desires of agro-industries to ensure consumer expectations and regulatory practices. *Trends in Food Science & Technology*. 52: 1-15.
- Mayer, F. y Cook, A.H. 1943. *The Chemistry of Natural Coloring Matters: The Constitutions, Properties, and Biological Relations of the Important Natural Pigments* (Reinhold Publishing Corp, New York).
- McCann, D.; Barrett, A.; Cooper, A.; Crumpler, D.; Dalen, L.; Grimshaw, K. and Stevenson, J. 2007. Food additives and hyperactive behaviour in 3-year-old and 8/9-year-old children in the community: A randomised, double-blinded, placebo-controlled trial. *The Lancet*. 370: 1560–1567.
- Mexal, J. G. y Landis, T. D. 1990. Target seedling concepts: height and diameter. In: *Target seedlings symposium*. Gen. Tech. Rep. USDA Forests. 13:105-119.
- Mielke, M.; Almeida, A.A.; Gomes, F.; Aguilar, M.; Mangabeira, P. 2003. Leaf gas exchange, chlorophyll fluorescence and growth responses of *Genipa americana* seedlings to soil flooding. *Environmental and Experimental Botany*. 50: 221-231.
- Moraes, N.S.; Gonçalves, J.; Takaki, M.; Cenci, S. y Gonçalves, J. 2000. Crescimento de mudas de algumas espécies arbóreas que ocorrem na Mata Atlântica, em função do nível de luminosidade. *Revista Árvore*. 24(1): 35-45.
- Muller, L. 1961. Un aparato micro-Kjeldahl simple para análisis rutinarios de materiales vegetales. *Turrialba (CR)*. 11(1):17-25.

- Mussak, R.A.M. and Bechtold, T. 2009. Natural colorants in textile dyeing, in Handbook of Natural Colorants, ed. by T. Bechtold, R. Mussak (Wiley, Chichester). pp. 315–338.
- Nascimento, W.M.O. 1997. Caracterización de la morfo anatómica, comportamiento germinativo y evaluación de las técnicas para la prueba de la tetrazólio en semillas de jenipapo (*Genipa americana* L.). Tesis de maestría. Universidad Estadual Paulista, Brasil.
- Newsome, A.G.; Culver C.A. and Van Breemen, R.B. 2014. Nature's palette: The search for natural blue colorants. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*. 62(28): 6498-6511.
- Nwoboshi, L.C. 1984. Growth and nutrient requirements in a teak plantation age series in Nigeria. II. Nutrient accumulation and minimum annual requirements. *Forest Science* 30(1): 35-40.
- Oliet, J.; Segura, M.L.; Domínguez, F.M.; Blanco, E.; Serrada, R.; López, A.M. y Artero, F. 1999. Los fertilizantes de liberación controlada lenta aplicados a la producción de planta forestal de vivero. Efecto de dosis y formulaciones sobre la calidad de *Pinus halepensis* mill. *Invest. Agr.: Sist. Recur. For.* 8(1): 207-228.
- Pérez, C. E. 2011. Fotosíntesis: aspectos básicos. REDUCA. *Biología*. 2(3).
- Perkin, A.G. and Everest, A.E. 1918. *The Natural Organic Colouring matters* (Longmans Green and Co., London).
- Prieto, R. J. A.; Vera, C. G. y Merlín, B. E. 2003. Factores que influyen en la calidad de brinzales y criterios para su evaluación en vivero. Folleto Técnico Núm. 12. Primera reimpresión. Campo Experimental Valle del Guadiana-INIFAPSAGARPA. Durango, Dgo. México. 24 p.
- Prieto, R. J. A.; García, R. J. L.; Mejía, B. J. M.; Huchín, A. S. y Aguilar, V. J. L. 2009. Producción de planta del género *Pinus* en vivero en clima templado frío. *Publicación Especial Núm. 28*. Campo Experimental Valle del Guadiana INIFAP-SAGARPA. Durango, Dgo. México. 48 p.

- Rajendran, R.; Balakumar, C.; Kalaivani, J. and Sivakumar, R. 2011. J. Text. Apparel Technol. Manag. 7(2): 1–12.
- Ramírez, C. A. y Rodríguez, T. D. A. 2004. Efecto de la calidad de planta, exposición y micrositio en una plantación de *Quercus rugosa*. Revista Chapingo. Serie Ciencias Forestales y del Ambiente. 10(1):1-5.
- Rodríguez, D. A. 2008. Indicadores de calidad de planta forestal. Universidad Autónoma Chapingo. Mundi Prensa. México. 156 p.
- Rose, R., D.L. Haase y E. Arellano. 2004. Fertilizantes de entrega controlada: potencial para mejorar la productividad de la reforestación. Bosque 25(2): 89-100.
- Rutter, R. 1990. Catálogo de Plantas Útiles de la Amazonia Peruana. Instituto Lingüístico de verano, Ministerio de Educación. Lima, Perú. pp. 68, 79, 103, 113.
- Sáenz, R. J. T.; Villaseñor, R. F. J.; Muñoz, F. H. J.; Rueda, S. A.; Prieto, R. J. A. 2010. Calidad de planta en viveros forestales de clima templado en Michoacán. Folleto Técnico Núm. 17. SAGARPA-INIFAP-CIRPAC-Campo Experimental Uruapan. Uruapan, Michoacán, México. 48 p.
- Salgado, S. y R. Núñez. 2006. Fertilizantes de liberación lenta. En: Salgado, S. y R. Núñez (Eds). Manejo de fertilizantes químicos y orgánicos. Mundi Prensa, México. 146 p.
- Samanta, A.K. and Konar, A. 2011. Dyeing of textiles with natural dyes, in Natural Dyes, ed. by E.P.A. Kumbasar, Rijeka Croacia: InTech Open Access Publisher. pp. 29-52.
- Sanderson, K.C. 1987. Selecting the right fertilizers for container-grown woody ornamentals. American Nurseryman 165(1):160-181.
- Sebbenn, A.M. 1997. Estructura genética de subpoblaciones de *Genipa americana* L. (Rubiaceae) a partir de isoenzimas. Tesis de maestría. ESALQ, Piracicaba
- Shabbir, M.; Islam, S.U.; Bukhari, M.N.; Rather, L.J.; Khan, M.A. and Mohammad, F. 2016. Text. Cloth. Sust. 2(1): 1–9.

- Shahid, M.; Ahmad, A.; Yusuf, M.; Khan, M.I.; Khan, S.A. y N. Manzoor. 2012. Dyes Pigments. 95(1): 53–61.
- Shaviv, A. 2001. Advances in Controlled-Release Fertilizers. *Advances in Agronomy*. 71: 1-49.
- Sivakumar, V.; Anna, J.L.; Vijayeeswarri, J. and Swaminathan, G. 2009. *Ultrasonics Sonochem.* 16(6): 782–789.
- Souza, R.K.D.; Mendonça, A.C.A.M. y Silva, M.A.P. 2013. Aspectos etnobotánicos, fitoquímicos y farmacológicos Especies de Rubiaceae en Brasil. *Rev. Cuba. Planta.* 18: 140–156.
- Speciality Fertilizers. Osmocote Plus Standard 5-6M. Disponible en: https://icl-sf.com/mx-es/products/ornamental_horticulture/osmocote-plus-standard-5-6-a903226-15-9-12/ (Consultado 20.12.2019)
- Spences C. 2015. On the psychological impact of food colour. *Flavour.* 4(1): 10.1186 / s13411-015-0031-3
- Stich, E. 2015. Food color and coloring food: quality, differentiation and regulatory requeriments in the European Union and the United States In: Carle, R.; Schweiggert, R. (Eds.), *Handbook on Natural Pigments in Food and Beverages: Industrial Applications for Improving Food Color.* Cambrige: Woodhead Publishing. pp. 3-27.
- Strong, J.N. y Fragoso, J.M. 2006. Dispersión de semillas por *Geochelone carbonaria* y *Geochelone denticulata* en el noroeste de Brasil. *Biotropica* 38: 683–686.
- Sujatha, M.P. 2008. Micronutrient deficiencies in teak (*Tectona grandis*) seedlings: foliar symptoms, growth performance and remedial measures. *Journal of Tropical Forest Science* 20(1): 29-37.
- Sundralingam, P. 1982. Some preliminary studies on the fertilizer requirements of teak. *The Malaysian Forester* 45(3): 361-366.
- Taiz, L. and Zeiger, E. 1998. *Plant Physiology.* 2nd Edition, Sinauer Associates Publishers, Sunderland, Massachusetts. <http://dx.doi.org/10.1071/PP9840361>.

- Tewari, D. 1999. A monograph on teak (*Tectona grandis* Linn. F.). International Book Distributors. Dehra Dun, India. 479 p.
- Thomson, R.H. 1976. In Chemistry and Biochemistry of Plant Pigments, ed. by T.W. Goodwin (Academic Press, New York). pp. 527–559.
- Thompson, B. 1985. Seeling morphological evaluation. What can you tell by looking. In: M. L. Durges (Ed) Evaluating seeling quality: principles, procedures and predictive abilities of major test. Forest Research Laboratory. Oregon State University. USA. pp. 59-65.
- Tóth, V.R.; Mészáros, I.; Veresa, S. and Nagy, J. 2002. Effects of the available nitrogen on the photosynthetic activity and xanthophyll cycle pool of maize in field. Journal of Plant Physiology. 159(6): 627-634.
- Toral, I. 1997. Concepto de calidad de plantas en viveros forestales. Documento técnico 1. Programa de Desarrollo Forestal Integral de Jalisco. SEDER. Fundación Chile. Consejo Agropecuario de Jalisco, México. 26 p.
- United Nations Conference on Trade and Development (UNCTAD). 2005. Market brief in the European Union for selected natural ingredients derived from native species. (<http://www.biotrade.org/ResourcesPublications/biotradebrief-genipaamericana.pdf>). (Consultado 13.11.2017).
- VANÇON S., 1993. Fertilization affects growth and incidence of grey mold on container-grown giant sequoia. Tree Planters'Notes. 44(2): 68-72.
- Wu, S.; Ford, C. y Horn, G. 2009. Stable natural color process, products and use thereof. US Patent 20090246343.
- Yamatani, H.; Sato, Y.; Masuda, Y.; Kato, Y.; Morita, R.; Fukunaga, K. and Kusaba, M. 2013. NYC4, the rice ortholog of Arabidopsis THF1, is involved in the degradation of chlorophyll–protein complexes during leaf senescence. The Plant Journal. 74(4): 652-662.
- Yusuf, M.; Mohammad, F.; Shabbir, M. and Khan. M.A. 2016. J.Text. Cloth. Sust. 2(1): 1–9.

Yusuf, M.; Shabbir, M. and Mohammad, F. 2017. Natural Colorants: Historical, Processing and Sustainable Prospects. *Nat Prod Bioprospect.* 7(1): 123–145.

Zhang, J.; Hou, X.; Ahmad, H.; Zhang, H.; Zhang, L. and Wang, T. 2014. Assessment of free radicals scavenging activity of seven natural pigments and 718 protective effects in AAPH-challenged chicken erythrocytes. *Food Chemistry.* 145: 57-65. doi:10.1016/j.foodchem.2013.08.025.