



UNIVERSIDAD JUÁREZ AUTÓNOMA DE TABASCO
DIVISIÓN ACADÉMICA DE CIENCIAS AGROPECUARIAS



**USO DE ÍNDICES DE VEGETACIÓN EN PALMA DE ACEITE CON COBERTERA
LEGUMINOSA EN HUIMANGUILLO, TABASCO**

**TESIS PARA OBTENER EL TÍTULO DE:
LICENCIADA EN INGENIERÍA EN AGRONOMÍA**

PRESENTA:

WENDY CECILIA CHABLÉ MONTIEL

BAJO LA DIRECCIÓN DE:

DR. CÉSAR MÁRQUEZ QUIROZ

EN CODIRECCIÓN DE:

M.C. ULISES LÓPEZ NOVEROLA

VILLAHERMOSA, CENTRO, TABASCO, NOVIEMBRE DE 2024

DECLARACION DE AUTORIA Y ORIGINALIDAD

En la Ciudad de Villahermosa, el día 25 del mes de octubre del año 2024, el que suscribe, la C. Wendy Cecilia Chablé Montiel egresada del Programa de Ingeniería en Agronomía con número de matrícula 162C16007, adscrito a la División Académica de Ciencias Agropecuarias de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, como autor de la Tesis presentada para la obtención del título de Licenciado en Ingeniería en Agronomía, titulada "USO DE INDICES DE VEGETACIÓN EN PALMA DE ACEITE CON COBERTERA LEGUMINOSA, EN HUIMANGUILLO TABASCO" y dirigida por el Dr. César Márquez Quiróz y el M.C. Ulises López Noverola.

DECLARO QUE:

La Tesis es una obra original que no infringe los derechos de propiedad intelectual ni los derechos de propiedad industrial u otros, de acuerdo con el ordenamiento jurídico vigente, en particular, la LEY FEDERAL DEL DERECHO DE AUTOR (Decreto por el que se reforman y adicionan diversas disposiciones de la Ley Federal del Derecho de Autor del 01 de Julio de 2020 regularizando y aclarando y armonizando las disposiciones legales vigentes sobre la materia), en particular, las disposiciones referidas al derecho de cita. Del mismo modo, asumo frente a la Universidad cualquier responsabilidad que pudiera derivarse de la autoría o falta de originalidad o contenido de la Tesis presentada con conformidad con el ordenamiento jurídico vigente

Villahermosa, Tabasco a 25 de octubre de 2024.

Nombre y Firma



C. Wendy Cecilia Chablé Montiel



UJAT
UNIVERSIDAD JUÁREZ
AUTÓNOMA DE TABASCO

“ ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE ”



**División Académica de
Ciencias Agropecuarias**

**Coordinación de
Estudios Terminales**



2024
Felipe Carrillo
PUERTO
MEMORIO DE PRESIDENCIA
AGROPECUARIA Y TABASCO
EN 1924
GOBIERNO
MÉXICO

Asunto: Autorización de impresión
de Trabajo Recepcional.

Fecha: 09 de agosto de 2024.

LIC. MARIBEL VALENCIA THOMPSON
JEFA DEL DEPARTAMENTO DE CERTIFICACIÓN Y
TITULACIÓN DE LA UJAT.
P R E S E N T E

Por este conducto y de acuerdo a la solicitud correspondiente por parte del interesado(a), informo a usted que con base en el artículo 86 del Reglamento de Titulación Vigente en esta Universidad, la Dirección a mi cargo **autoriza** a (la) **C. Wendy Cecilia Chablé Montiel**, con matrícula **162C16007** egresado(a) de la Licenciatura de **Ingeniería en Agronomía** de la División Académica de Ciencias Agropecuarias, **la impresión de su Trabajo Recepcional** bajo la modalidad de **Tesis**, titulado: **“USO DE INDICES DE VEGETACIÓN EN PALMA DE ACEITE CON COBERTERA LEGUMINOSA, EN HUIMANGUILLO TABASCO”**.

Sin otro particular, aprovecho la ocasión para enviarle un cordial saludo.

ATENTAMENTE


M.V.Z. JORGE ALFREDO THOMAS TELLEZ
DIRECTOR

U.J.A.T.



DIVISION ACADÉMICA DE
CIENCIAS AGROPECUARIAS
DIRECCIÓN

C.c.p.- Archivo

Km 25, Carret. Villahermosa-Teapa
Ra. La Huasteca, 2ª Sección, 86298, Centro, Tabasco, México
Tel. (+52 993) 3581500 ext. 6614
Correo electrónico: terminales.daca@ujat.mx

www.ujat.mx

CARTA DE CESIÓN DE DERECHOS

Villahermosa, Tabasco a 25 de octubre de 2024.

Por medio de la presente manifiesto haber colaborado como AUTOR en la producción, creación y realización de la obra denominada "USO DE INDICES DE VEGETACIÓN EN PALMA DE ACEITE CON COBERTERA LEGUMINOSA, EN HUIMANGUILLO TABASCO".

Con fundamento en el artículo 83 de la Ley Federal del Derecho de Autor y toda vez que, la creación y/o realización de la obra antes mencionada se realizó bajo la comisión de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco; entendemos y aceptamos el alcance del artículo en mención, de que tenemos el derecho al reconocimiento como autores de la obra, y la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco mantendrá en un 100% la titularidad de los derechos patrimoniales por un periodo de 20 años sobre la obra en la que colaboramos, por lo anterior, cedemos el derecho patrimonial exclusivo en favor de la Universidad.

COLABORADORES

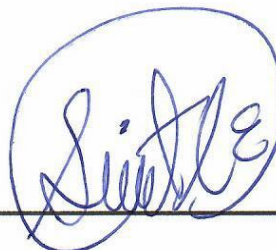


C. Wendy Cecilia Chablé Montiel

TESTIGOS



Dr. César Márquez Quiróz



Dra. Sayani Teresa López Espinosa

USO DE ÍNDICES DE VEGETACIÓN EN PALMA DE ACEITE CON COBERTERA LEGUMINOSA EN HUIMANGUILLO, TABASCO

INFORME DE ORIGINALIDAD

4%

ÍNDICE DE SIMILITUD

FUENTES PRIMARIAS

1	bdigital.dgse.uaa.mx:8080 Internet	114 palabras — 1%
2	ninive.uaslp.mx Internet	99 palabras — 1%
3	archivostransparencia.ujat.mx Internet	68 palabras — < 1%
4	uaeh.redalyc.org Internet	66 palabras — < 1%
5	aprenderly.com Internet	61 palabras — < 1%
6	repositorio.uaaan.mx Internet	61 palabras — < 1%
7	www.gob.mx Internet	59 palabras — < 1%
8	rdu.unc.edu.ar Internet	54 palabras — < 1%
9	pirhua.udep.edu.pe Internet	52 palabras — < 1%

10

repositorio.unal.edu.co
Internet

52 palabras — < 1%

EXCLUIR CITAS ACTIVADO

EXCLUIR FUENTES DESACTIVADO

EXCLUIR BIBLIOGRAFÍA ACTIVADO

EXCLUIR COINCIDENCIAS < 50 PALABRAS



U.J.A.T.



**DIVISIÓN ACADÉMICA DE
CIENCIAS AGROPECUARIAS
JEFATURA DE ESTUDIOS TERMINALES**

Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.
México.

DEDICATORIA

A Dios por todo, por que siempre fue mi guía y mi fuerza.

A mis padres: Alma Dalia y Juan Medardo por que son mi motor y los pilares más importantes en mi vida.

Madre, eres mi ejemplo de fuerza, eres todo para mi. Te amo inmensamente.

A mis hermanas: Dalia Karina y Ana Rosa por que al ser mis hermanas mayores son mi ejemplo y aún en la distancia siempre se preocupan por mí.

A mis sobrinos: Génesis Ivonne, Aarón Isaac, Dylan Alexis y Axel Matías, ustedes son la definición perfecta del amor para mí.

A mi novio: Guillermo por que siempre has estado para mi, apoyandome, animandome y amandome. Deseo que todos nuestros sueños y metas se cumplan. Por siempre y para siempre.

A todos los amigos y compañeros que Dios me ha regalado.

AGRADECIMIENTOS

Con mucho cariño al Dr. César Márquez Quiróz, quien fue mi director de tesis, por brindarme la confianza de llevar a cabo este proyecto junto a él. Que en todo momento estuvo ahí para orientarme y aconsejarme para no rendirme y creer siempre en mí. Gracias Doctor por todo el conocimiento adquirido, y por que gracias a ello muchas puertas se abrieron para mí.

Con mucho aprecio al Maestro Ulises López Noverola, quien fue mi co-director de tesis le doy infinitas gracias, ya que con su gran experiencia en el laboratorio fue posible consolidar este trabajo. Gracias maestro, por que desde el día uno de conocerlo como profesor, brindó siempre la confianza para acercarse a usted. Gracias por su paciencia y amabilidad en todo momento.

Al comité revisor conformado por los profesores Dr. Roberto Antonio Cantú Garza, Dr. Efraín de la Cruz Lázaro, Dr. Edmundo Gómez Méndez, Dr. Rufo Sánchez y M.C. Álvaro Marín Aguilar por dedicar parte de su tiempo a revisar mi trabajo para titulación, y ser grandes formadores de mi aprendizaje.

Agradezco también a cada uno de los docentes de la División Académica de Ciencias Agropecuarias quienes me impartieron clases, y que compartieron conmigo de sus conocimientos y experiencias a lo largo de mi estancia en la universidad. Espero poder coincidir en futuros proyectos con ustedes.

CONTENIDO

ÍNDICE DE TABLAS	xii
ÍNDICE DE FIGURAS	xiii
TITULO.....	xiv
RESUMEN.....	xiv
ABSTRAC	xv
I. INTRODUCCIÓN	1
II. MARCO TEÓRICO	3
2.1 Palma de aceite	3
2.2 Anatomía y fisiología de la palma	3
2.2.1 Raíces	3
2.2.2 Tallo de la palma	3
2.2.3 Hojas	4
2.2.4 Inflorescencias.....	4
2.2.5 Frutos	4
2.3 Importancia de la palma de aceite	4
2.4 Coberteras leguminosas	6
2.5 Importancia de las leguminosas para incrementar la fertilidad de los suelos .	6
2.6 Formas de uso de los cultivos de cobertera.....	7
2.6.1 Abono verde	7
2.6.2 Cobertera muerta o acolchado orgánico.....	7
2.7 Tasas de mineralización del abono verde	7
2.8 Géneros vegetales más usados como cultivos de cobertera	8
2.9 Índices vegetativos	9
2.9.1 Índice de reflectancia de Antocianina 1 (ARI1)	10
2.9.2 Índice de Reflectancia de Antocianina 2 (ARI2)	10
2.9.3 Índice de reflectancia de carotenos 1 (CRI1)	10
2.9.4 Índice de reflectancia de Carotenos 2 (CRI2)	10
2.9.5 Índice fotoquímico de reflectancia (PRI)	11
2.9.6 Índice De Pigmentación Insensible A La Estructura (SIPI).....	11
2.9.7 Índice normalizado de pigmento total a clorofila (NPCl).....	11
2.9.8 Índice de feofitinización normalizado (NPQI)	12

2.9.9 Índice de reflectancia de flavonoles (FRI)	12
2.9.10 Índice de vegetación de diferencia normalizada de clorofila (CNDVI) ..	12
2.9.11 Índice de la proporción de pigmentos (SRPI).....	12
2.9.12 Índice de Carter 1 y Carter 2.....	13
2.9.13 Índice de verdor (G).....	13
2.9.14 Índice de Gitelson y Merzlyak (GM1, GM2)	13
2.9.15 Índice de Lichtenthaler 1 (Lic1) e Índice de Lichtenthaler 2 (Lic2).....	13
2.9.16 Índice de vegetación de diferencia normalizada	13
2.9.17 Índice de la reflectancia de la senescencia de la planta (PSRI)	14
2.9.18 Índice de vegetación triangular / estimador del LAI..... (TVI)	14
2.9.19 Índice de banda de agua (WBI)	14
III. JUSTIFICACIÓN	15
IV. OBJETIVOS E HIPÓTESIS.....	18
4.1 Objetivo General.....	18
4.2 Objetivos Específicos	18
4.3 Hipótesis.....	18
V. METODOLOGÍA	19
5.1 Ubicación y descripción climática	19
5.2 Selección del área de estudio	19
5.3 Establecimiento de coberteras.....	19
5.4 Diseño experimental	20
5.5 Muestreo de suelo del área experimental	20
5.6 Determinación de índices vegetativos en Palma de aceite	20
5.7 Colecta de foliolos	21
5.8 Determinación del contenido mineral foliar	21
5.8.1 Nitrógeno total	22
5.8.2 Boro (Azometina).....	22
5.8.3 Solubilización de K, Ca, Mg, Fe, Cu, Mn, Al, Zn (digestión con HNO ₃ /HClO ₄)	23
5.8.4 Fósforo (método vanadomolibdico)	23
5.8.5 Azufre.....	24
5.9 Determinación de las características fisicoquímicas del suelo	24

5.9.1 Textura (Bouyoucos	24
5.9.2 pH relación 1:2 con agua.....	25
5.9.3 Conductividad eléctrica.....	25
5.9.4 Materia orgánica por Walkley & Black	25
5.9.5 Nitrógeno total (Kjeldahl)	25
5.9.6 Fósforo por el método Olsen	26
5.9.7 Boro (Azometina-H)	27
5.9.8 Azufre (turbidimetría).....	27
5.9.9 Bases intercambiables (K, Ca, Mg y Na [NH ₄ COOCH ₃ 1N]).....	28
5.9.10 Capacidad de intercambio catiónico (CIC con NH ₄ COOCH ₃ 1N, pH 7)28	
5.9.11 Micronutrientes (Extracción de Fe, Cu, Zn y Mn con DTPA).....	29
5.10 Análisis estadístico	29
VI. RESULTADOS.....	30
VII. DISCUSIÓN	45
7.1 Caraterísticas físicas y químicas del suelo.....	45
7.2 Análisis mineral de las coberteras	45
7.3 Análisis foliar de las palmas de aceite con cobertera leguminosa.....	46
7.4 Determinaciones de los índices vegetativos	48
VIII. CONCLUSIÓN	55
IX. BIBLIOGRAFÍA.....	56

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Características físicas y químicas de los suelos colectados en las plantaciones de palma de aceite; al inicio y al final del experimento.....	30
Tabla 2. Concentración mineral de la biomasa (MS) de las coberteras leguminosas.	31
Tabla 3. Diferencia mínima significativa de los valores promedios e individuales del contenido mineral foliar de palmas de aceite por genotipo de cobertera leguminosa, por fecha de muestreo y por combinación de cobertera y fecha de muestreo, Predio el Tintal de Municipio de Huimanguillo, Tabasco, México.....	32

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Valores promedio del contenido foliar de nitrógeno (N) y fósforo (P) en palmas de aceite establecidas con cobertera leguminosa en Huimanguillo, Tabasco, México.	31
Figura 2. Índice de reflectancia de antocianinas 1 (ARI1) e índice de reflectancia de antocianinas 2 (ARI2) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.	34
Figura 3. Índice de reflectancia de carotenoide 1 (CRI1) e índice de reflectancia de carotenoides 2 (CRI2) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.	35
Figura 4. Uso eficiente de la radiación; índice fotoquímico de reflectancia (PRI) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.	36
Figura 5. Índices de contenido de clorofila en hoja; índice de Zarco-Tejada y Miller (ZMI) e índice de pigmentación insensible a la estructura (SIPI) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.	36
Figura 6. Índices de contenido de clorofila en hoja; índice normalizado de pigmento total a clorofila (NPCl) e índice normalizado de feofitinización (NPQI) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.	37
Figura 7. Índices de estructura y biomasa verde; a) índice de reflectancia de flavonoles (FRI) y b) Índice de vegetación de diferencia normalizada de clorofila (CNDVI) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.	38
Figura 8. Índices de estructura y biomasa verde; índice de Carter 1 (Ctr1), e índice de Carter 2 (Ctr2) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.	39
Figura 9. Índices de estructura y biomasa verde; a) índice de proporción de pigmentos (SRPI) e b) Índice de verdor (G) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.	40
Figura 10. Índices de estructura y biomasa verde; índice de Gitelson y Merzlyak 1 (GM1), e índice de Gitelson y Merzlyak 2 (GM2) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.	41
Figura 11. Índices de estructura y biomasa verde; índice de Lichtenthaler 1 (Lic1), e índice de Lichtenthaler 2 (Lic2) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.	42
Figura 12. Índices de estructura y biomasa verde; índice de vegetación de diferencia normalizada (NDVI) e Índice de reflectancia de senescencia de la planta (PSRI) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.	43
Figura 13. Índice de estructura y biomasa verde; índice de vegetación triangular (TVI) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.	44
Figura 14. Índice de contenido de agua; índice de banda de agua (WBI) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.	44

TITULO: Uso de índices de vegetación en Palma de Aceite con cobertera leguminosa en Huimanguillo, Tabasco

RESUMEN: Los índices de vegetación son herramientas utilizadas en la agricultura para evaluar el estado nutrimental y fitosanitario en el crecimiento de las plantas. Estos índices se utilizan para monitorear el estado de la vegetación, identificar áreas de estrés, mejorar la gestión agrícola y tomar decisiones informadas sobre el riego, fertilización y otras prácticas de cultivo en la industria de la palma de aceite. Un índice común utilizado en la palma de aceite es el índice de vegetación por diferencia normalizada (NDVI) para determinar el tipo de cobertura, evaluar su variación temporal o establecer el estado de salud de cultivos a partir de estimaciones de características como vigor vegetal, contenido de clorofila, estado nutricional o estado hídrico. La presente investigación se realizó con el objetivo de determinar los índices vegetativos en la palma de aceite con cobertera leguminosa y su relación con el estado nutricional de la planta, en la cual se registró que la incorporación de los residuos vegetativos de las coberteras leguminosas (*Canavalia ensiformis*, *Arachis pintoj* y *Vigna unguiculata*) permitió incrementar el contenido de humedad y materia orgánica al suelo, la cual al degradarse mejoró las concentraciones de nitrógeno, fósforo, potasio, calcio y magnesio en suelo. En tanto que los índices vegetativos son de gran relevancia para la toma de decisiones del cultivo.

Palabras clave: *Arachis pintoj*, *Canavalia ensiformis*, *Vigna unguiculata*, análisis mineral, palmicultura.

ABSTRACT: Vegetation indices are tools used in agriculture to evaluate the nutritional and phytosanitary status of plant growth. These indices are used to monitor vegetation status, identify areas of stress, improve agricultural management and make informed decisions about irrigation, fertilization and other cultivation practices in the oil palm industry. A common index used in oil palm is the normalized difference vegetation index (NDVI) to determine the type of cover, evaluate its temporal variation or establish the health status of crops based on estimates of characteristics such as plant vigor, content chlorophyll, nutritional status or water status. The present investigation was carried out with the objective of determining the vegetative indices in the oil palm with legume cover and its relationship with the nutritional status of the plant, in which it was recorded that the incorporation of vegetative residues of the legume cover (*Canavalia ensiformis*, *Arachis pintoi* and *Vigna unguiculata*) allowed increasing the moisture and organic matter content of the soil, which when degraded improved the concentrations of nitrogen, phosphorus, potassium, calcium and magnesium in the soil. While vegetative indices are of great relevance for crop decision making.

Key words: *Arachis pintoi*, *Canavalia ensiformis*, *Vigna unguiculata*, mineral analysis, palmiculture.

I. INTRODUCCIÓN

La palma de aceite (*Elaeis guineensis Jacq.*) se origina en la región occidental y central del continente africano, su propagación comenzó en el siglo XVI a mínima escala a través del tráfico de esclavos, en navíos portugueses hacia las costas del Brasil (Raygada, 2005). La mayor parte del cultivo de palma de aceite se concentra en la región del sureste asiático, seguida por África occidental y en menor medida América Latina (De la Vega *et al.*, 2021).

La palma de aceite comienza a producir a los tres años después de su trasplante y su vida útil es de 25 años, el fruto puede ser de color negro y/o rojo, crece en racimos, de estos racimos de frutos oleaginosos se extraen dos aceites, aceite crudo de palma y aceite de palmiste, ambos utilizados en la industria alimentaria, química, producción de biocombustibles, entre otros (FEMEXPALMA, 2017). El cultivo de la palma de aceite tiene importancia internacional por ser el insumo básico en la producción de aceite de palma. En México se reporta un rendimiento promedio de 12.8 t ha^{-1} , por lo cual supera a otras oleaginosas tradicionales como cultivos predilectos que sirven para la fabricación de aceite vegetal (SAGARPA, 2017).

Desde un punto de vista agronómico un diagnóstico nutrimental proviene de una anomalía en nutrición, deficiencia o exceso, en cultivos de interés agrícola. Los métodos de diagnóstico en la nutrición de cultivos se dividen en edáficos y vegetativos. El vegetativo se puede aplicar con base en tres enfoques: diagnóstico visual, diagnóstico químico y diagnóstico funcional (Alcántar *et al.*, 2016). Los métodos funcionales de diagnóstico permiten determinar las necesidades nutrimentales de los cultivos y no solo la cantidad de elementos minerales en la planta, lo que se puede evaluar mediante el control de la intensidad de los procesos fisiológicos y bioquímicos de ésta (Alcántar *et al.*, 2009).

Al integrar los cultivos de cobertera como abono verde estos se pueden incorporar como plantas sembradas o biomasa vegetal no descompuesta con la finalidad de mejorar la

calidad y fertilidad del suelo (Caballero *et al.*, 2011; FAO, 2000b). Para que un cultivo de cobertera pueda fungir como abono verde deben ser plantas que se tumben en el suelo, de preferencia leguminosas, ya que éstas se caracterizan por aportar Nitrógeno al suelo (Amado y Wildner 1991; CIAT, 2003; FAO, 2000b). Algunos ejemplos de cultivos utilizados como abono verde son: Mucuna (*Stizolobium atterimum*), Canavalia (*Canavalia ensiformis*), Sorgo (*Sorghum bicolor (L.) Moench*), Canola (*Brassica napus L.*), Cacahuatillo (*Arachis pintpi*), Mostaza (*Sinapsis alba*), Avena (*Avena sativa*), Frijol vigna (*Vigna unguiculata*), Maíz (*Zea mays*), y Girasol (*Helianthus annuus*) (Altieri y Nicholls, 2000; Caballero *et al.*, 2011; CIAT, 2003).

Los pigmentos presentes en las hojas de las plantas juegan un papel importante en la fisiología y fenología de los cultivos. Al respecto, Herrera (2021) menciona que existen tres clases principales de pigmentos fotosintéticos que se encuentran en las plantas: a) clorofilas, b) carotenoides, y c) antocianinas. Cada tipo de pigmento absorbe ciertas longitudes de onda de luz. Al existir un sistema formado con diferentes pigmentos, es más amplia la gama de longitudes de onda que pueden absorberse (Martínez, 2014). En este sentido, el uso de índices de vegetación permite medir la variación espacial y temporal de la actividad fotosintética de una planta.

Los índices de vegetación son combinaciones de las bandas espectrales registradas por equipos especializados y/o satélites de Teledetección, cuya función es realzar la cubierta vegetal en función de su respuesta espectral y atenuar los detalles de otros componentes como el suelo, la iluminación, entre otros (Alonso, 2020). El principio es seleccionar determinados rangos de longitud de onda de reflectancia o transmitancia, cuyos coeficientes de variación se correlacionan altamente con propiedades vegetales. La información puede ser recolectada estimando las posiciones de la máxima absorción o la firma de todo un espectro (Viera, 2018). Por lo anterior, el objetivo del presente trabajo fue determinar los índices vegetativos en palma de aceite con cobertera leguminosa y su relación con el estado nutricional de la planta.

II. MARCO TEÓRICO

2.1 Palma de aceite

La palma de aceite es el cultivo oleaginoso más productivo del mundo. Una hectárea puede producir de seis y 10 veces más aceite que otras. Su gran versatilidad de usos lo convierte en una materia prima importante en múltiples productos comestibles y no comestibles oleaginosas (Raygada, 2005). Los aceites de palma y de palmiste, en conjunto, representan más de un tercio de la producción de los 17 aceites y grasas vegetales que se comercializan en todo el mundo (SIAP, 2017).

La conservación de la biomasa como enriquecedor del suelo dispone de insumos necesarios para sustituir su fertilidad natural (Martínez y Leyva, 2014) aportando mayor disponibilidad de nutrientes, mayor cantidad de masa radicular de las palmas e incremento de macro y microorganismos, entre otros tantos beneficios que conducen a una mayor productividad del cultivo (Castillo, 2021).

2.2 Anatomía y fisiología de la palma

2.2.1 Raíces

El sistema radicular está formado por una masa de raíces a partir del bulbo que está ubicado debajo del tallo y se ramifican de manera horizontal (Salgado *et al.*, 2015) y radialmente, que se han dividido según su posición jerárquica, longitud y diámetro en primarias, secundarias, y terciarias (Jiménez, 2024). Su sistema de raíces es fibroso y adventicio, y se concentran en los primeros 50 m del suelo (Gutiérrez *et al.*, 2014).

2.2.2 Tallo de la palma

También llamado estípote, es la estructura que conecta la raíz con el racimo de hojas que lo coronan. En su interior se encuentran haces vasculares (Floema y Xilema), por donde circula el agua y los nutrientes (Salgado *et al.*, 2015). En la parte central se encuentra el punto de crecimiento o meristemo apical. Por año, las palmas crecen de 30 a 60 cm,

aproximadamente. La función del tallo es transportar nutrientes y agua a los órganos (Trichodex, 2016).

2.2.3 Hojas

Las hojas constan de 3 partes: están compuestas por un peciolo (espinoso) aproximadamente de 1,5 m, enseguida está la penca (raquis) y en el raquis se encuentran adheridos los folíolos (hojas). Una hoja de palma adulta tiene alrededor de 300 folíolos, 150 a cada lado del raquis (Mata, 2014).

2.2.4 Inflorescencias

Las inflorescencias femeninas empiezan su floración en la base del eje y la mayoría de las flores se abren a los dos días, existiendo un intervalo de una semana entre la antesis de la primera y la última flor. El período receptivo para las flores femenina es de 36 a 48 horas. Cuando el polen de estas flores está viable, los lóbulos del estigma se separan, toman un color amarillo claro y producen un olor a anís más leve que el de las flores masculinas. Posteriormente, cuando el estigma ya no es receptivo adquieren un color rojizo (Labarca *et al.*, 2022).

2.2.5 Frutos

El fruto, es ovalado, de 3 a 5 cm de largo y pesa de 5 a 12 g. tiene una piel lisa y brillante (exocarpio), una pulpa o tejido fibroso que contiene células con aceite (mesocarpio), una nuez o semilla compuesta por un hueso leñoso (endocarpio), y una almendra aceitosa o palmiste (endospermo) (Salgado *et al.*, 2015).

2.3 Importancia de la palma de aceite

La razón de ser del cultivo de esta especie es principalmente la obtención del aceite de palma, que es un producto muy versátil y tiene una amplia gama de usos. Ofrece mejores

condiciones de comportamiento en comparación con otros aceites y grasas (Raygada, 2005). A nivel mundial, se espera que la demanda de aceites vegetales comestibles se duplique de 120 a 240 millones de ton/año⁻¹ para el 2050; este incremento se basa en proyecciones de consumo per cápita y por el crecimiento demográfico (Corley, 2009). El aceite de palma tiene el costo de producción más bajo entre los principales aceites vegetales, y, por lo tanto, se espera que contribuya de manera importante el crecimiento en la demanda de aceite vegetal comestible, el cual requiere de un aumento en el área sembrada de 12 millones de hectáreas (Salgado *et al.*, 2015).

En los últimos años, este cultivo ha tenido grandes avances agro-tecnológicos en todo el mundo, de los cuales, los más importantes son (Quesada, 2000; Dematté, 2010):

1. Actualización de plantaciones sin erradicación.
2. Material genético avanzado con híbridos pequeños y de maduración temprana.
3. Fertilización según el tipo de suelo.
4. Insectos polinizadores.
5. Control integrado de plagas.
6. Nuevos usos finales del aceite.
7. Apertura de los mercados internacionales para los productos de la palma aceitera.
8. Organización de la cosecha.
9. Control de malezas con leguminosas intercaladas con la palma.
10. Difusión de la tecnología (comunicaciones electrónicas y digitales).
11. Sostenibilidad de la producción agrícola.
12. Reciclaje de los residuos industriales de palma.
13. Organización de pequeños y medianos productores, para industrializar sus productos acercándose directamente a los mercados internos y externos.
14. El aceite de palma contiene una proporción de 1:1 de ácidos grasos saturados e insaturados y también es una excelente fuente de antioxidantes naturales como los tocoferoles, tocotrienoles, y carotenos. Este ingrediente es beneficioso para la salud humana, por lo que es necesario incrementar las áreas cultivadas en el mundo.

2.4 Coberteras leguminosas

Los términos “cultivo de cobertura” y “abono verde” se han utilizado como sinónimos; sin embargo, los cultivos de cobertura presentan funciones más amplias y versátiles, las cuales incluyen el control de malezas, la conservación del suelo y el agua, el control de plagas y enfermedades, y la alimentación humana y del ganado (Barry, 2007). La cobertura vegetal es importante en la agricultura de conservación para proteger el suelo de los efectos de las gotas de lluvia, y mantenerlo bajo sombra y con el mayor contenido de humedad posible (FAO, 2022). Mientras que Ramos *et al.*, (2011) mencionan que tales prácticas disminuyen la entrada de insumos externos y mejoran las condiciones biológicas, físicas y químicas del mismo. Igualmente, Bárbery y Mazzoncini (2001) coinciden en que esta práctica juega un papel importante en la agricultura sustentable porque, no solo reduce la erosión del suelo y aumenta el contenido de materia orgánica y la disponibilidad de nutrientes, sino que permite la reducción de “malezas”.

La Canavalia (*Canavalia ensiformis*) se puede cultivar como abono verde o cobertura del suelo contra la erosión y se utiliza como forraje y alimento humano (Benites, 2021). El Cacahuatillo (*Arachis pintoï*) aporta beneficios al suelo, contribuyendo a la fertilidad del mismo por medio de la materia orgánica producida, la cual mejora la disponibilidad de nutrientes, disminuye la erosión, escorrentía y germinación de especies de arvenses (Ramos *et al.*, 2011). El caupí (*Vigna unguiculata*) tiene un crecimiento rápido, de esta manera produce una cantidad de biomasa considerable y con una capacidad importante para fijar nitrógeno (Velado, 2020).

2.5 Importancia de las leguminosas para incrementar la fertilidad de los suelos

La implementación de leguminosas en los sistemas agrícolas ha propiciado la recuperación de la fertilidad de los suelos (Prager *et al.*, 2012; Mpai *et al.*, 2016). Al respecto, la remediación de un suelo depende de sus propiedades, las condiciones climáticas y las prácticas de manejo adoptadas (Sánchez *et al.*, 2019). En zonas tropicales se han usado las leguminosas adaptadas a las condiciones del medio

ambiente puesto que favorecen la fijación de nitrógeno (N) atmosférico a través de la simbiosis con bacterias (Wang y Sainju, 2014; Douchamps *et al.*, 2014).

El N fijado está disponible para los cultivos asociados, vía mineralización de los residuos. Las leguminosas se descomponen rápidamente proporcionando N y otros elementos minerales a los cultivos posteriores y cuando las leguminosas contienen taninos puede estar disponible hasta 90 días después de su incorporación (Mulvaney *et al.*, 2009; Wang y Sainju, 2014; Guzmán y Alonso, 2008).

2.6 Formas de uso de los cultivos de cobertera

2.6.1 Abono verde

El abono verde es un cultivo que se siembra en asociación con un cultivo comercial, el cuál es incorporado al suelo in situ, con el fin de mantener, mejorar o restaurar sus propiedades físicas, químicas y biológicas; y que en ocasiones puede ser utilizado como forraje animal o para su consumo humano (Costa *et al.*, 1992).

2.6.2 Cobertera muerta o acolchado orgánico

La práctica agrícola que se usa para mantener cubierto el suelo con material vegetal, y es destinado para proteger y fertilizar se le conoce por el nombre de cobertura muerta o acolchado orgánico. Esta se práctica en la horticultura y arboricultura, en periodos de reposo del suelo y periodos de cultivo, también en técnicas cerealistas, dejando el rastrojo como acolchado (Smith *et al.*, 1987).

2.7 Tasas de mineralización del abono verde

Los abonos verdes se siembran en campo, en asociación con otros cultivos o antes de sembrar el cultivo principal (Kogut, 2021). Para su incorporación al suelo, y que ocurra el proceso de mineralización, en el cual los componentes orgánicos de la planta se degradan hasta la formación de elementos en sus formas minerales, este debe cumplir

su desarrollo óptimo en fitomasa y nutrientes (Monsalve *et al.*, 2017). El nitrógeno se encuentra activo de manera inorgánica en forma de amonio y nitrato (Vitousek y Matson, 1985). Factores que determinan las tasas de mineralización del nitrógeno de los residuos orgánicos son el clima, temperatura, humedad, biología del suelo, manejo de residuos (Whitford, 2002; Aerts, 1997).

Desde hace tiempo se ha estudiado el uso de abonos verdes como mejoradores de la fertilidad del suelo. De acuerdo con Warman, 1981 y Sullivan, 2003 la función principal del abono verde es aportar material orgánico al suelo, de esta manera el suministro de nitrógeno puede incrementarse y algunos de los nutrientes pueden hacerse disponibles más rápidamente. Debido a que la mineralización es mayor con el aumento de temperatura, las regiones tropicales son óptimas ya que los microorganismos se adaptan a las condiciones climáticas (Bragado, 2016). Para la nitrificación se ha encontrado una temperatura adecuada de 35 °C, mientras que para la amonificación es de 50 °C, teniendo en cuenta que la velocidad de la nitrificación es superior a la de la amonificación (Paredes, 2013).

2.8 Géneros vegetales más usados como cultivos de cobertera

El uso de cultivos de cobertura vegetal es amplio, algunos investigadores mencionan que los géneros más usados en América son: *Mucuna* spp., *Canavalia* spp. y *Phaseolus* spp. En Asia predominan los sistemas con especies leñosas como *Leucaena* spp., *Flemingia macrophila*, *Sesbania* spp., *Tephrosia vogelii*, *Gleichenia linearis* y *Chromolaena odorata*. En África el uso de estos cultivos, es principalmente para la producción de alimentos tanto animal como humano; mientras que, para la fertilidad del suelo, suele ser secundario, por esa razón los géneros que se emplean con frecuencia son: *Vigna* spp., *Mucuna* y *Cajanus* spp. (CIDICCO, 2003).

2.9 Índices vegetativos

Los Índices de Vegetación son combinaciones de bandas espectrales registradas por satélites de Teledetección cuya función es resaltar la cobertura vegetal en función de su respuesta espectral y enfatizar detalles de otros componentes como el suelo, la iluminación, etc. (Alonso, 2020). Estas mediciones vegetativas deben ser programadas en periodos establecidos a lo largo del año y realizarse de forma constante a través del tiempo. De esta forma, se obtienen curvas de crecimiento que ayudan a la identificación de momentos oportunos de acción que impidan el descenso de la productividad (GREPALMA, 2017).

Por los pigmentos que contienen hojas y frutos los métodos ópticos basados en determinaciones de reflectancia y la espectroscopía de emisión de luz son excelentes candidatos como métodos no destructivos para evaluar material vegetal. Cuando la luz cae sobre una hoja, esta se divide en tres partes, de las cuales; una parte es reflejada, otra parte se transmite a través de ella y la tercera parte es absorbida por los pigmentos que contiene (Cordon, 2009).

Las imágenes multiespectrales sobre plantas y suelos nos brindan información que permite obtener de manera satisfactoria parámetros relacionados con la agricultura de precisión. Diversos autores exponen aplicaciones concretas del procesamiento de imágenes multiespectrales (Hernández, 2019). Por un lado, Candíago *et al.*, (2015) mencionan que a partir de la determinación del contenido de clorofila de las plantas se obtiene de la hoja la concentración de nitrógeno, ya que están relacionados. Es así como se puede determinar el estrés nutricional en los cultivos, para poder hacer una correcta recomendación de dosis de fertilización, únicamente en las zonas en las que son necesarios. Mientras que Tian (2002) menciona que se determina el estrés en la vegetación, producido por la presencia de plagas y enfermedades, generándose mapas, que permiten identificar los procesos de los cultivos de manera específica, para poder evaluar atacar de manera rápida. Esto evitará el uso innecesario de productos fitosanitarios y pérdidas económicas.

Estas aplicaciones provienen de los índices vegetativos, las cuales son combinaciones algebraicas de varias bandas espectrales que están diseñadas para resaltar el vigor y las propiedades de la vegetación, tales como la biomasa, la radiación absorbida y el contenido de clorofila (Gutiérrez *et al.*, 2005). Dentro de los índices más sobresalientes se caracterizan:

2.9.1 Índice de reflectancia de Antocianina 1 (ARI1)

Alto contenido de antocianinas está relacionado con un debilitamiento de la vegetación que las contiene. Para hacer el cálculo sobre los efectos producidos por el estrés en las plantas este índice emplea longitudes de onda del espectro visible, que es donde se manifiesta (Gitelson *et al.*, 2001).

2.9.2 Índice de Reflectancia de Antocianina 2 (ARI2)

Su función es la misma del anterior, solo que modificado, esta detecta estrés en la vegetación a través de contenido de antocianina en la planta. Igualmente, alta concentración de antocianinas refleja mayor estrés de la hoja (Gitelson *et al.*, 2001).

2.9.3 Índice de reflectancia de carotenos 1 (CRI1)

Las antocianinas al igual que los carotenoides trabajan en los procesos de absorción de luz en las plantas y actúan como protectores ante un exceso de luz incidente.

Una manera fácil de detectar una planta estresada es que esta centrará en sus hojas un contenido de carotenoides mayor que una planta sana. Para el cálculo emplea reflectancias en longitudes de onda de mayor absorción de los carotenoides (Domínguez, 2020).

2.9.4 Índice de reflectancia de Carotenos 2 (CRI2)

El índice anterior emplea las reflectividades de las zonas espectrales de mayor absorción de carotenoide, de tal forma que en condiciones de alta concentración de estos

pigmentos puede llegar a saturar. Por eso, este índice está modificado en base al anterior, ya que emplea la reflectancia en una zona de menor absorción para evitar la saturación (Domínguez, 2020).

2.9.5 Índice fotoquímico de reflectancia (PRI)

El índice PRI fue desarrollado originalmente por Gamon *et al.*, (1992), en donde presentaron el índice PRI aislado a partir de mediciones espectrales de banda de onda estrecha de copas de girasol. Como sugiere el nombre, este índice se utiliza para obtener información sobre el proceso fotosintético en las plantas. En concreto, trata de obtener información sobre pequeños cambios en los carotenoides de vegetación viva (Domínguez, 2020).

2.9.6 Índice De Pigmentación Insensible A La Estructura (SIPI)

El índice de vegetación SIPI es adecuado para analizar de la vegetación con una estructura del dosel variable (Sergieieva, 2022). Se trata de un indicador de reflectancia, cuya composición tiene como objetivo maximizar la sensibilidad a los cambios en los carotenoides y la clorofila contenida en las hojas.

Podemos utilizar este índice para monitorear la salud de las plantas en regiones con mayor variabilidad en la estructura de la copa de los árboles o el índice de área foliar, y así detectar enfermedades de las plantas u otras causas de estrés en etapa temprana (Sergieiea, 2022).

2.9.7 Índice normalizado de pigmento total a clorofila (NPCl)

Indica una relación directa de los carotenoides totales y la clorofila (Bort *et al.*, 2005), al igual que ofrece información como indicador de senescencia de la planta (Peñuelas *et al.*, 1993, 1994). Peñuelas *et al.*, (1994) mencionan que cuanto mayor sea el valor, más vigorosa es la planta ya que este índice no cuenta con valores de referencia. Las

longitudes de onda en las que cuantifica los pigmentos de clorofila en la hoja van de entre 680 y 430 nm.

2.9.8 Índice de feofitinización normalizado (NPQI)

Se utiliza para detectar la degradación de la clorofila (Peñuelas *et al.*, 1995). Este índice es inversamente proporcional al grado de degradación de la clorofila (Bort *et al.*, 2005; Delalieux *et al.*, 2009) lo que resalta que su valor es consistente con una firma espectral de alta reflectancia.

2.9.9 Índice de reflectancia de flavonoles (FRI)

En Merzlyak *et al.*, (2005) estudiaron las propiedades espectrales de los flavonoles de tres variedades de manzanas libres de antocianinas. El modelo de evaluación del contenido de flavonol se propone en forma de índice de reflectancia de flavonol $FRI = (R_{410} - 1 - R_{460} - 1) / R_{800}$. El modelo está relacionado linealmente con un contenido de flavonol entre 8 y 220 nmol/cm² con un coeficiente ($r^2 = 0.92$) y el error cuadrático medio de las estimaciones de flavonol es de 20 nmol/cm².

2.9.10 Índice de vegetación de diferencia normalizada de clorofila (CNDVI)

Implica cuantificar la biomasa y puede usarse para monitorear el crecimiento vegetativo y determinar variables biofísicas como el área foliar. Refleja cambios en la biomasa debido a actividades de manejo y fenología. El valor de este indicador varía de -1 a 1. El rango típico para la vegetación verde es (0.2 a 0.8).

2.9.11 Índice de la proporción de pigmentos (SRPI)

Este índice es muy sensible a la estructura de la hoja. Sobre la base de la proporción de carotenoide y clorofila, Peñuelas *et al.*, (1993) sugirieron una técnica de medición de contenido ligeramente sensible al bajo contenido de clorofila (<50 mg / cm²),

2.9.12 Índice de Carter 1 y Carter 2

Las respuestas de las hojas al estrés de las plantas están influenciadas por las reflectancias espectrales de las hojas, que conducen a una mayor reflectancia en longitudes de ondas visibles debido a la reducción de la absorción de los pigmentos (Carter, 1994). El valor de este índice varía de 0 a más de 15. El rango común para la vegetación verde es de 1 a 11.

2.9.13 Índice de verdor (G)

El índice de verdor de las plantas se determina en gran medida por la combinación del componente genético y la cantidad de N absorbido por la planta (García y Espinoza, 2008).

2.9.14 Índice de Gitelson y Merzlyak (GM1, GM2)

Mide la reflectancia y absorción espectral en longitudes de onda visibles e infrarrojas cercanas, así como el contenido de clorofila (Gitelson y Merzlyak, 1997). Su rango común va de 540- 700 nm.

2.9.15 Índice de Lichtenthaler 1 (Lic1) e Índice de Lichtenthaler 2 (Lic2)

Está relacionado con el contenido de clorofila en las hojas y el estrés medioambiental. Su rango va de 690-740 nm (Hák *et al.*, 1990).

2.9.16 Índice de vegetación de diferencia normalizada (NDVI)

Este índice es el más común y extendido. Su función es obtener una medida de verdor de la cubierta vegetal analizado. Cuando la vegetación es densa o se ve expuesta a las condiciones climáticas, tiende a saturarse (Domínguez, 2020). Se puede utilizar durante

la temporada de producción, excepto cuando la vegetación y la cubierta vegetal sea demasiado escasa debido a que la reflectancia espectral es demasiado baja (Sergieieva, 2022).

2.9.17 Índice de la reflectancia de la senescencia de la planta (PSRI)

Este índice se basa en encontrar altas concentraciones de carotenoides, que pueden identificar vegetación estresada o en estado de senescencia. Valores altos de este índice indican un alto nivel de estrés en la vegetación (Domínguez, 2020).

2.9.18 Índice de vegetación triangular / estimador del LAI (TVI)

Broge y Leblanc (2001) desarrollaron el índice de vegetación triangular (TVI), que representa el área de un triángulo hipotético formado entre el pico de la reflectancia verde, la depresión en el rojo debido a la máxima absorción de clorofila y la máxima reflectancia en el infrarrojo cercano.

2.9.19 Índice de banda de agua (WBI)

El espectro de reflectancia presenta muchos índices de agua posibles porque existen varias características de absorción del agua en las regiones del infrarrojo cercano y lejano (Sims y Gamon, 2002).

Además de estimar el agua contenida, WBI se puede utilizar para realizar un seguimiento de los cambios asociados con Cobertura vegetal y temporada en conjuntos de datos de campo y AVIRIS (Gamon y Qiu, 1999).

III. JUSTIFICACIÓN

La palma africana es un cultivo de alto rendimiento, no solamente por la cantidad de aceite que produce por hectárea, sino también por la variedad de productos generados de otras partes de la planta y por su utilización en la industria. En este sentido, se estima que en el año 2030 habrá un incremento de la demanda mundial de 41.77 a 53.42 MM. t (con crecimiento acumulado de 27.90 %), mientras que la producción nacional de palma de aceite tiene la capacidad de incrementarse de 0.76 a 1.14 MM. t, lo cual representa un crecimiento acumulado de 50.61 %. Ante este escenario será factible destinar 1.43 MM. t para consumo nacional y 0.47 MM. t para las exportaciones (SAGARPA, 2017).

Al ser un cultivo de alto rendimiento, la palma de aceite requiere de una nutrición adecuada, sin salirse del enfoque de sustentabilidad. Al respecto la Mesa Redonda sobre Aceite de Palma Sostenible establece que los cultivos de palma de aceite menores a seis años requieren implementar estrategias sustentables para la protección del suelo, como lo es la implementación de coberteras leguminosas (Sergieieva, 2022). Adicionalmente los cultivos de cobertera representan un insumo adicional al cultivo principal, aportando nitrógeno y materia orgánica al suelo, reducir el crecimiento de plantas arvenses, mantener la humedad del suelo, y evitar su erosión hídrica y eólica, entre otros (Jiménez, 2010).

Al respecto, el siete de diciembre de 2016 se publicó en el Diario Oficial de la Federación el acuerdo por el que se determina la “Lista de las Especies Exóticas Invasoras para México” (DOF, 2016), la cual menciona las especies vegetales catalogadas como invasoras (*Mucuna* spp., y *Pueraria* spp.), por lo que está prohibido utilizarlas en plantaciones de palma de aceite sustentables. Por esta razón en el presente trabajo se optó por utilizar coberteras leguminosas permitidas en la legislación (*Vigna* spp., *Arachis* spp., y *Canavalia* spp.).

Algunos investigadores como Castillo y Caamal (2011) evaluaron el efecto de la fecha de siembra en el desempeño del frijol terciopelo (FT) como cultivo de cobertera asociado

al maíz. Los tratamientos que utilizaron fueron: 1) testigo, maíz sin FT, 2) siembra simultánea de FT con maíz, es decir sembrado al mismo tiempo, 3) siembra 20 DDSM, 4) siembra 40 DDSM y 5) siembra 60 DDSM. Obteniendo como resultados que la variación de la fecha de siembra intercalada del frijol terciopelo en el intervalo de 0 a 60 días después de la siembra del maíz afectó en el rendimiento de grano y el rastreo del maíz, lo que refleja en la respuesta cuadrática de las dos variables, indicando el momento de optimización de la producción.

Por otro lado, Rebolledo *et al.* (2011) compararon el manejo de dos coberteras vegetales vivas (*Clitoria ternatea* L. y *Mucuna pruriens* L.) y una plástica para el manejo de malezas, y su efecto en la conservación de la macrofauna y microflora del suelo en mango. Las variables fueron porcentaje de arvenses y cobertura viva, altura de arvenses y cobertura viva, macrofauna y microflora del suelo. Los resultados mostraron que la eficiencia en el control de malezas de *M. pruriens* tuvo el 80 %, mientras que para *C. ternatea* su eficiencia fue de 60 %. En cuanto a la altura de la cobertera viva, *C. ternatea* presentó menor crecimiento longitudinal que *M. pruriens*. Mientras que, para la macrofauna, *M. pruriens* aumentó el número de individuos m⁻² con 225 individuos, con una población fúngica de 9.5x10⁷ UFM g⁻¹.

De igual forma, Ayala, A., Krishnamurthy, L. y Basulto, J. evaluaron la capacidad de *Canavalia ensiformis* y *Mucuna pruriens*, asociadas o en período de descanso antes de la siembra de maíz, para mejorar la producción de maíz. Un diseño de bloques completos al azar replicado cuatro veces, distribuyó 14 tratamientos incluyendo una combinación de *Mucuna* o *Canavalia* con maíz Blanco Uxmal, sin o con 100 kg ha⁻¹ de P₂O₅; las mismas leguminosas en barbecho de uno o dos años, luego maíz, con o sin P; también se realizaron, dos controles de maíz en crecimiento continuo sin fertilizar y fertilizado con una fórmula 40-100-00. Los resultados mostraron que las leguminosas tuvieron un mejor desarrollo (P < 0.05) cuando se dejaron en barbecho durante dos años. Las plantas de monocultivo de maíz tratadas con el tratamiento de dos años de *Mucuna*-P fueron superiores. Después de dos años de tratamientos con *Mucuna pruriens*, un año con *Canavalia* y *Mucuna* la incidencia de malezas se redujo significativamente (P < 0.05). El

rendimiento del maíz fue mayor en ambos controles, pero el rendimiento anual disminuyó en el cuarto año, y fue superado por Mucuna en dos años.

Aunado a lo anterior, los índices de vegetación son parámetros de análisis del desarrollo de los cultivos. (Sergieieva, 2022), se utilizan con frecuencia equipos ópticos para monitorear el estado ambiental de las plantas (Huber *et al.*, 2008). Esto debido a que los cambios en el espectro de reflectancia de las hojas sirven como indicadores de diferentes fisiopatías, siendo rápidos, no destructivos y relativamente económicos (Adams *et al.*, 2000).

Como ejemplo, Cittadini *et al.*, compararon las capacidades predictivas de diferentes combinaciones de índices y bandas espectrales para el rendimiento del maíz basándose en el análisis de componentes principales (con o sin restricciones espaciales). Se calcularon los coeficientes de correlación lineal de Pearson y se ajustaron modelos de regresión lineal para evaluar diferentes estrategias mediante un proceso de validación cruzada. Los resultados demostraron que ambos procedimientos tienen valores de correlación similares con el rendimiento. El modelo basado en el índice PRI resultó ser el modelo con mejor capacidad predictiva presentó con un RMSE del 19,73 %.

IV. OBJETIVOS E HIPÓTESIS

4.1 Objetivo General

Determinar los índices vegetativos en palma de aceite con cobertera leguminosa y su relación con el estado nutricional de la planta.

4.2 Objetivos Específicos

Analizar la variación de los índices de las hojas de palma de aceite en función de las coberteras leguminosas.

Determinar el estado nutricional de la palma de aceite en función de las coberteras leguminosas.

4.3 Hipótesis

El uso de coberteras leguminosas no modificará el estado nutricional de la palma de aceite ni los índices vegetativos.

V. METODOLOGÍA

5.1 Ubicación y descripción climática

El estado de Tabasco se encuentra ubicado en la región sureste de la república mexicana; desde la costa del Golfo de México, hasta el norte de Chiapas, geográficamente se encuentra entre los 17°15' y 18°39' de altitud norte y los 91°00'-94°07' de longitud oeste (INEGI, 2001).

La ubicación tropical de Tabasco, su baja altitud y suproximidad al Golfo de México con 190 kilómetros de costa determinan el desarrollo de un clima cálido influenciado por el mar. El clima tropical húmedo es una característica única de esta región, con los meses más fríos (enero y diciembre) oscilando entre los 18.5 °C y en los meses más calurosos hasta 42 °C, siendo la temperatura promedio de 27 °C (Martínez, 2018).

5.2 Selección del área de estudio

El trabajo se desarrolló en septiembre de 2020 hasta diciembre de 2021 en el predio “El Tintal” de la empresa PROLADE S.A. de C.V, ubicada en la R/A José María Pino Suarez 1ra Sección (17° 44` 25.1” N, 93° 39` 15.2” O), del municipio de Huimanguillo, Tabasco, México.

5.3 Establecimiento de coberteras

Las leguminosas que se usaron fueron: Canavalia (*Canavalia ensiformis*), Cacahuatillo (*Arachis pinto*), y Frijol caupí rojo (*Vigna unguiculata*). La semilla se compró con un proveedor comercial “LegumiNutre”, cada cobertera se sembró, en septiembre de 2020, en un área de 1485.23 m², con 15 surcos de 45 m de longitud y una distancia entre planta de 0.5 m y una distancia entre surco y surco de 1 m. Se utilizaron 18 plantas de palma de aceite que tienen una edad entre 4 y 5 años; establecidas bajo un diseño de tresbolillo,

con una distancia entre planta de 9 m y entre surcos de 8.75 m. La resiembra de coberteras se realizó cada 60 días.

5.4 Diseño experimental

Se utilizó un diseño completamente al azar, en el cual las coberteras leguminosas fueron los tratamientos y la unidad experimental fue de 1485.23 m². Por tratamiento se utilizaron tres repeticiones. Las variables evaluadas fueron los índices vegetativos y el contenido mineral de la palma de aceite con diferente cobertera leguminosa.

5.5 Muestreo de suelo del área experimental

Se tomaron tres muestras compuestas de suelo antes de la siembra de las coberteras en el mes de septiembre de 2020; y posteriormente al final del experimento en el mes de diciembre de 2021. Las muestras fueron colocadas en bolsas de polietileno y se llevaron al laboratorio para su secado, preparación y análisis de acuerdo con la NOM-021-RECNAT (2000). Los parámetros que se determinaron fueron la textura por el método de Bouyoucos, pH por potenciometría, conductividad eléctrica por conductímetro, materia orgánica por el método de Walkley & Black, nitrógeno por el método de micro-Kjeldahl, Fósforo por el método Olsen, Boro con el método de azometina, azufre por espectrometría utilizando BaCl₂·2H₂O y leyendo a 340 nm, bases intercambiables y capacidad de intercambio catiónico utilizando acetato de amonio como solución extractora y micronutrientes (Cu, Fe, Mn, Zn) usando como solución extractora el complejo DTPA.

5.6 Determinación de índices vegetativos en Palma de aceite

Se tomaron seis muestreos foliares no destructivos distribuidos de la siguiente manera: el primero en diciembre de 2020, el segundo en enero, el tercero en febrero, el cuarto en marzo, el quinto en mayo y el sexto en octubre de 2021. Los índices se determinaron en la hoja número nueve en tres palmas de aceite de cada cobertera leguminosa. Se

seleccionaron tres foliolos centrales de cada palma y se limpiaron con un paño, para posteriormente tomar la lectura. Los 22 índices de vegetación se midieron utilizando un espectrómetro de microplacas CI-710 de CID Bio-Science, con un tiempo de integración de 850 ms, y un Boxcar de 2. El análisis de los datos de reflectancia de las hojas se realizó con el software SpectraSnap Versión 1.1.3.150 de CID Bio-Science. Este software permite analizar picos discretos múltiples en un espectro de 400-950 nm y estimar las propiedades de la vegetación. Los índices que se determinaron son: ARI1, ARI2, CRI1, CRI2, SIPI, FRI, CNDVI, WBI, Ctr1, Ctr2, G, GM1, GM2, Lic1, Lic2, NDVI, NPCI, NPQI, SRPI, TVI, PRI, y PSRI, respectivamente.

5.7 Colecta de foliolos

Se colectaron 12 foliolos centrales de la hoja número nueve de tres palmas de aceite con diferente cobertura leguminosa. La colecta de foliolos se realizó en los meses de diciembre 2020, mayo y octubre de 2021. Para realizar esta actividad, se seleccionó la hoja y los foliolos centrales, se limpiaron con un paño, se cortaron con un cúter y se guardaron en bolsas de papel de estraza dentro de una nevera para su transportación al laboratorio.

5.8 Determinación del contenido mineral foliar

Los foliolos en el laboratorio se lavaron suavemente con agua destilada en al menos dos ocasiones y secados con papel absorbente. Posteriormente se metieron a una estufa de secado con circulación forzada hasta peso constante, se molió y se tamizó cada muestra, para posteriormente almacenarse en bolsas de plástico. El contenido mineral se determinó de la siguiente forma: El nitrógeno (N) se determinó con el método de micro-Kjeldahl (AOAC, 2002). La determinación de calcio (Ca), magnesio (Mg), sodio (Na), potasio (K), hierro (Fe), zinc (Zn), cobre (Cu) y manganeso (Mn) se realizó por el método de la mezcla tri-ácida y por el método de espectrofotometría de absorción atómica, mientras que la determinación de Fósforo (P) se determinó con el método de metavanadato de amonio y colorimetría (Alcántar y Sandoval, 1999).

A continuación, se describen los métodos utilizados para cada uno de ellos:

5.8.1 Nitrógeno total

Se pesó 0.1 g de material vegetal molido, secado a 65 °C, en matraces microKjedahl. Se agregó 4 mL de mezcla de ácido sulfúrico-salicílico, mezclando de tal forma que todo el material vegetal entrara en contacto con los ácidos (se dejó reposar durante toda la noche). Al día siguiente se adicionó 0.5 g de tiosulfato de sodio y 1.1 g de la mezcla catalizadora (sulfato de potasio + sulfato de cobre + selenio metálico)- Se digirió en la plancha de arena a una temperatura no mayor a 400 °C, después de que la solución se tornó a una coloración verde clara, se continuó calentando aproximadamente una hora más. Se dejó enfriar y se agregó 10 mL de agua destilada.

Para el destilado: se llevó al equipo de destilación. Se adicionó 10 mL de NaOH 10 N y se inició el calentamiento. El destilado se recibe en 10 ml de solución de ácido bórico 4% con indicador, hasta alcanzar un volumen aproximado de 50 ml. La titulación se llevó a cabo con la solución de ácido sulfúrico 0.05 N valorado hasta el primer cambio de color verde a levemente rosado.

5.8.2 Boro (Azometina)

Se pesó 0.1 g de muestra seca y se colocó en un crisol de sílice. Se colocan los crisoles en la mufla y se calienta a 500 °C durante 4 horas. Se apagó la mufla en espera de la temperatura constante. Se sacaron los crisoles y se dejaron enfriar. Se agregó 2.5 mL de HCl 2N, y se dejó reposar 15 min. Del extracto se tomó una alícuota de 1 mL y se colocó en tubos de ensayo de polipropileno. Se adicionó 2 mL de solución amortiguadora y 1 mL de azometina-H, se agitó después de la adición de cada reactivo. Se dejó reposar aproximadamente 1 hora para posteriormente tomar la lectura de la absorbancia a 430 nm.

Se preparó una curva de calibración siguiendo el mismo procedimiento para la curva de calibración después de realizar los siguientes puntos. Series estándar de boro. Se tomó 10, 20, 30, 40 y 50 mL de la solución patrón en matraces aforados de 100 mL y se llevó a volumen con agua destilada. Estas soluciones tuvieron una concentración de 2, 4, 6, 8 y 10 mg L⁻¹.

5.8.3 Solubilización de K, Ca, Mg, Fe, Cu, Mn, Al, Zn (digestión con HNO₃/HClO₄)

Se pesó 0.500 g de material vegetal molido y seco en tubos de digestión Kjeldahl. Se adicionó 6 mL de mezcla digestora. Se dejó en predigestión toda la noche. Se adicionó 2 gotas de keroseno y 3 perlas de vidrio para mantener una ebullición pareja. El tubo de ensayo se colocó en el block digestor y se calentó a 150 °C hasta que desaparecieron los humos marrones del HNO₃. Este proceso tomó entre 30 y 45 minutos. Durante esta etapa se rotó el matraz o el tubo para lavar las paredes de todo residuo orgánico. Se incrementó la temperatura del aparato digestor a 260 °C. El ataque de HNO₃ a la matriz orgánica residual se nota por la aparición de vapores pardos leves hasta llegar a una reacción que forma espuma. El final de esta reacción está marcado por la aparición de un vapor blanco denso el cuál es característico del HClO₄. Esta etapa duró aproximadamente 1 hora. Después de la aparición de vapores pesados se dejaron las muestras por 5 minutos más en el aparato digestor. Se transfirió el digestado a un matraz de 10 mL y se aforó con agua desionizada.

5.8.4 Fósforo (método vanadomolibdico)

Del digestado de HNO₃/HClO₄ se tomó una alícuota de 2 mL y se colocó en un matraz aforado de 50 mL. Se adicionó 7.5 mL de reactivo vanadomolibdico, se aforó con agua destilada y se agitó. Pasado 20 minutos, se tomó la lectura de la absorción de luz en el espectrofotometro a 470 nm. Se preparó una curva de calibración.

5.8.5 Azufre

Del digestado de $\text{HNO}_3/\text{HClO}_4$ se tomó una alícuota de 2 mL en un matraz aforado de 50 mL, se añadió 10 mL de mezcla BaCl_2 con goma arábica, se aforó, se transfirió a frascos de polietileno de 50 mL, se agitó 5 minutos a 180 rpm y se tomó la lectura en un espectrofotómetro a 670 nm. Se procede de la misma forma y se prepara una curva de calibración con la solución patrón de 100 ppm de azufre, agregando 1, 3, 5, 10, 15 y 20 mL respectivamente.

5.9 Determinación de las características fisicoquímicas del suelo

Se describen cada uno de los métodos, a continuación:

5.9.1 Textura (Bouyoucos)

Se pesó 50 g de suelo arcilloso o 100 g de suelo arenoso. Se agregó agua abajo del borde de la copa. Se añadió 35 ml de solución floculante y se puso a agitar durante 5 min para suelos arenosos y 15 min para suelos arcillosos. Se transfirió el contenido de la copa de dispersión a la probeta de 1 L. Se aforó. Se agitó vigorosamente con un agitador metálico, varias veces hacia arriba y hacia abajo durante un minuto. A los 15 o 20 segundos se sumergió lentamente el hidrómetro y a los 40 segundos, exactamente, se tomó lectura en el menisco superior. Se repitió el procedimiento en tres ocasiones, se anotó la lectura e inmediatamente se tomó la temperatura y la hora en que se hicieron ambas. Se sacó suavemente el hidrómetro, se enjuagó y se secó para la segunda lectura. La segunda lectura se efectuó sin agitar la muestra, después de 2 horas, las cuáles se contaron a partir del instante en que se puso a sedimentar la suspensión, nuevamente se tomó la temperatura y se anotó. Con la primera y segunda lectura del hidrómetro y de la temperatura al inicio y final, se determinaron los porcentajes de arena, limo y arcilla:

$$\% \text{ limo} + \text{ arcilla} = [(\text{primera lectura} + \text{corrección por temperatura}) / \text{g de suelo}] \times 100$$

$$\% \text{ Arena} = 100 - \% \text{ limo} + \text{ arcilla}$$

% Arcilla = [(segunda lectura + corrección por temperatura) /g de suelo]x100

5.9.2 pH relación 1:2 con agua

Se pesó 10 g de suelo. Se le agregó 20 mL de agua destilada. Con una varilla de vidrio, se agitó la muestra durante un minuto, en un intervalo de 10 min, durante 30 minutos. Para luego calibrar el medidor de pH con las soluciones reguladoras pH 4.00 y 7.00. Antes de medir el pH agitar la muestra y registrar la lectura cuando se haya estabilizado.

5.9.3 Conductividad eléctrica

Se pesó 10 g de suelo. Se agregan 50 mL de agua destilada. Se agitó la muestra durante un minuto. Se dejó reposar toda la noche. Se lee con el conductímetro.

5.9.4 Materia orgánica por Walkley & Black

Se pesó 0.5 g de suelo seco pasado por un tamiz de 0.5 mm en un matraz Erlenmeyer de 500 mL. Con una pipeta volumétrica se adicionó 10 mL de dicromato de potasio 1 N girando el matraz cuidadosamente para que entre en contacto con todo el suelo. Se agregó con una probeta 20 mL de H₂SO₄ concentrado a la suspensión, se giró nuevamente el matraz. Se dejó reposar durante 30 minutos sobre una lámina de asbesto o sobre una mesa de madera, evitando las mesas de acero o cemento que disipan el calor. Se añadió 200 mL de agua destilada. Se añadió 10 mL de H₃PO₄ concentrado. Para titular: se adicionó 25 gotas de difenilamina. Se tituló con la disolución de sulfato ferroso 0.5 N gota a gota hasta un punto final verde claro.

5.9.5 Nitrógeno total (Kjeldahl)

Se pesó 0.5 g de suelo pasado por un tamiz de 0.5 mm en tubos de digestión micro-kjeldahl. Se agregó 4 mL de ácido sulfúrico. Toda la noche se dejó reposar. Al día siguiente se le agregó 1.1 g de mezcla catalizadora (sulfato de potasio + sulfato cúprico

+ selenio metálico). Se colocó en el block digestor y se elevó la temperatura a 100 °C, y se hicieron rampeos de 50 °C cada 20 minutos hasta llegar a 360 °C. Una vez que llegó a esta temperatura se dejó aproximadamente 3 h. Se apagó y se dejó enfriar por 5 minutos dentro de la campana. Se sacó de la campana y posteriormente se le agregaron 5 mL de agua destilada y se dejó enfriar completamente y se agitó.

Para el destilado: se transfirió al equipo de destilación. Se adicionó 10 mL de NaOH 10 N y se inició el calentamiento. El destilado se recibió en 10 mL de solución de ácido bórico 4 %, hasta alcanzar un volumen aproximado de 50 mL. Para titular: se llevó a cabo con la solución de ácido sulfúrico 0.05 N hasta el primer vire de color a levemente rosado.

5.9.6 Fósforo por el método Olsen

Se pesó 2.5 g de suelo en tubos de polietilenos. Se adicionó 50 mL de la solución extractora de bicarbonato de sodio 0.5 M y pH de 8.5, se tapó y se agitó la suspensión en agitador de acción recíproca durante 30 minutos a 180 oscilaciones por minuto. Se filtró inmediatamente a través de un filtro Whatman No. 42. Del filtrado se tomó una alícuota de 5 mL y se colocó en un matraz aforado de 50 mL. Se agregó 5.0 mL de la solución reductora, se agitó y aforó. La lectura se tomó a los 30 min, a una longitud de onda de 882 nm.

Se preparó una curva de calibración con patrones de 0, 0.1, 0.2, 0.4, 0.6, 0.8 y 1.0 mg L⁻¹ de P. Se pipeteó 0, 1, 2, 4, 6 y 10 mL de una solución de 5 mg L⁻¹ de P a matraces aforados de 50 mL. Se adicionó una alícuota de 10 mL de solución extractante de NaHCO₃ 0.5 M igual que las muestras. Se le agregó agua hasta aproximadamente 40 mL y se adicionó 5 mL de la solución reductora con ácido ascórbico, y se afora. Se agitó nuevamente, para posteriormente tomar la lectura después de 30 min, a una longitud de onda de 882 nm.

5.9.7 Boro (Azometina-H)

Se pesó 15 g de suelo en un matraz de 250 mL. Se agregó 30 mL de CaCl_2 . Se colocó el matraz con la solución sobre una plancha caliente y se hirvió durante 5 minutos. Se filtró para obtener un extracto claro. De los extractos obtenidos se tomó una alícuota de 1 mL y se colocó en tubos de ensayo de polipropileno. Se adicionó 2 mL de solución amortiguadora y 1 mL de azometina-H. Se agitó después de la adición de cada reactivo. Se dejó reposar aproximadamente una hora. La lectura se realizó en espectrofotómetro con una longitud de onda de 415 nm.

Se preparó una curva de calibración siguiendo el mismo procedimiento después de realizar los siguientes puntos. Series estándar de boro. Se tomó 10, 20, 30, 40 y 50 mL de la solución patrón en matraces aforados de 100 mL, se llevó a volumen con agua destilada. Estas soluciones tenían una concentración de 2, 4, 6, 8 y 10 mg L^{-1} .

5.9.8 Azufre (turbidimetría)

Se pesó 10 g de suelo y se transfirió a tubos de 50 mL de polipropileno. Se agregó 25 mL de la solución $\text{Ca}(\text{H}_2\text{PO}_4)_2\text{-CH}_3\text{COOH}$, y 0.1 g de carbón activado a la muestra. Se agitó 15 minutos en un agitador oscilatorio a 180 opm, y se filtró en papel Whatman No. 42. Se tomó una alícuota de 10 mL del filtrado, se transfirió a tubos de polipropileno de 50 mL, se adicionó 10 mL de mezcla BaCl_2 -goma Arábiga- CH_3COOH , y se agitó 5 minutos a 180 opm. La lectura se realizó en un espectrofotómetro con una absorbancia de 670 nm. Se preparó una curva de calibración siguiendo el mismo procedimiento después de realizar los siguientes puntos. Series estándar de azufre. Tomar 1, 2, 4, 5, 7.5 y 10 mL de la solución madre, aforado en matraces de 50 mL, se lleva a volumen con agua destilada. Estas soluciones tienen una concentración de 2, 4, 8, 10, 15 y 20 mg L^{-1} .

5.9.9 Bases intercambiables (K, Ca, Mg y Na [NH₄COOCH₃ 1N])

Se pesó 5 g de suelo en un tubo de polietileno de 50 mL. Se agregó 33 mL de solución de acetato de amonio. Se tapó y se agitó en posición horizontal durante 10 minutos. Se centrifugó a 1800 rpm durante 10 minutos. El líquido se filtró en un matraz de 100 mL con un filtro No. 42, se repitió la extracción dos veces más, y se aforó con acetato de amonio y se guardó para la determinación de bases intercambiables. La lectura se realizó en un equipo de espectrofotometría de absorción atómica. Se prepara una curva de calibración para cada uno de los elementos, realizando las diluciones respectivas.

5.9.10 Capacidad de intercambio catiónico (CIC con NH₄COOCH₃ 1N, pH 7)

Se pesó 5 g de suelo en un tubo de polietileno de 50 mL. Se agregó 33 mL de solución de acetato de amonio. Se tapó y se agitó en posición horizontal durante 10 minutos. Se centrifugó a 1800 rpm durante 10 minutos. El líquido se filtró en un matraz de 100 mL con un filtro No. 42, se repitió la extracción dos veces más, y se aforó con acetato de amonio y se guardó para la determinación de bases intercambiables, si estas fueran a determinarse.

Se agregó 30 mL de solución de cloruro de amonio 1 N, se agitó durante 10 minutos y se centrifugó por 10 minutos, y se desechó el líquido. Se adicionó 30 mL de solución cloruro de amonio 0.25 N, se agitó durante 10 minutos y se centrifugó por 10 minutos, y se desechó el sobrenadante. Se lavó la muestra con porciones de alcohol etílico de 30 mL agitando durante 10 minutos, se centrifugó y se eliminó el sobrenadante cada vez. El lavado terminó cuando la prueba de cloruros en el decantado fue mínima. Se reemplazó el amonio adsorbido con tres porciones de 33 mL de cloruro de sodio al 10 % agitando durante 10 minutos y centrifugando durante 10 minutos. Se decantó cada vez en un matraz volumétrico de 100 mL y se completó al volumen.

Destilación: Se determinó el amonio a partir de una alícuota de 10 mL, la cual se transfirió a un matraz Kjeldahl, se agregó 10 mL de NaOH 10 N y se conectó al aparato de

destilación micro-kjeldahl. Se recogió el producto destilado en un matraz Erlenmeyer que contenía 10 mL de mezcla de indicador y ácido bórico.

Titulación: se llevó a cabo con la solución de ácido sulfúrico 0.05 N hasta el primer vire de color a levemente rosado.

5.9.11 Micronutrientes (Extracción de Fe, Cu, Zn y Mn con DTPA)

Se pesó 10 g de suelo en tubos de polietileno de 50 ml. Se agregó 20 mL de solución extractora de DTPA. Se taparon los tubos, se agitó dos horas a 180 rpm. Se filtró en papel Whatman No. 42 y se cuantificaron los microelementos en el extracto.

El Fe, Cu, Zn y Mn se determinó mediante espectrofotometría de absorción atómica, y se utilizó llama de aire con acetileno. Se prepara una curva de calibración para cada uno de los elementos, realizando las diluciones respectivas del extracto. La concentración de la muestra problema se obtuvo de las curvas de calibración.

5.10 Análisis estadístico

Todos los datos se analizaron aplicando un análisis de varianza bajo un diseño completamente al azar con tres repeticiones. La comparación de las medias de los tratamientos se realizó mediante la prueba de diferencia mínima significativa (DMS) de Fisher ($P < 0.05$). Se utilizó el paquete estadístico SAS versión 9.4 para Windows.

VI. RESULTADOS

Tabla 1. Características físicas y químicas de los suelos colectados en las plantaciones de palma de aceite; al inicio y al final del experimento.

Variable	Unidad	Suelo El Tintal,		Suelo El Tintal,	
		Prolade	Prolade con cobertera leguminosa		
		Antes de la siembra	C. <i>ensiformis</i>	A. <i>pintoii</i>	V. <i>unguiculata</i>
Arcilla	%	10	11	12	13
Limo	%	15	15	15	13
Arena	%	75	74	73	74
pH	-	3.06	4.10	4.10	4.50
CE	dS m ⁻¹	0.040	0.088	0.079	0.058
MO	%	8.01	10.30	9.20	8.40
Nt	%	0.24	0.36	0.29	0.26
P	mg kg ⁻¹	3.80	4.80	4.00	3.80
Ca	Cmol*kg ⁻¹	1.24	0.28	0.13	0.28
Mg	Cmol*kg ⁻¹	0.11	0.14	0.12	0.17
K	Cmol*kg ⁻¹	0.13	0.11	0.13	0.15
B	mg kg ⁻¹	ND	1.54	2.07	1
S	mg kg ⁻¹	ND	2.00	5.7	4.5
Fe	mg kg ⁻¹	ND	74	62	93
Cu	mg kg ⁻¹	ND	0.70	0.50	0.50
Zn	mg kg ⁻¹	ND	1.30	1.20	0.50
Mn	mg kg ⁻¹	ND	0.90	0.60	0.60
CIC	Cmol ⁺ kg ⁻¹	ND	11.3	8.60	7.50
Clasificación textural	-	Franco Arenoso	Franco Arenoso	Franco Arenoso	Franco Arenoso

H= potencial de hidrógeno; CE= conductividad eléctrica; MO= materia orgánica; Nt= nitrógeno total; P= fósforo; Ca= calcio; Mg= magnesio; K= potasio; B= boro; S= azufre; Fe= hierro; Cu= cobre; Zn= zinc; Mn= manganeso; CIC= capacidad de intercambio catiónico; ND= no determinado.

Tabla 2. Contenido mineral de la biomasa (MS) de las coberteras leguminosas.

Cobertera leguminosa	N	P	K	Ca	Mg	Na	S	Cu	Fe	Mn	Zn	B
	(%)							(mg kg ⁻¹)				
<i>A. pintoi</i>	2.9	0.21	1.83	1.80	0.55	0.15	1.5	22	482	107	59	99
<i>C. ensiformis</i>	3.5	0.33	1.75	2.77	0.37	0.09	2.3	11	377	24	45.0	52
<i>V. unguiculata</i>	3.0	0.50	2.4	1.80	0.30	0.10	1.9	16	259	65	40	42

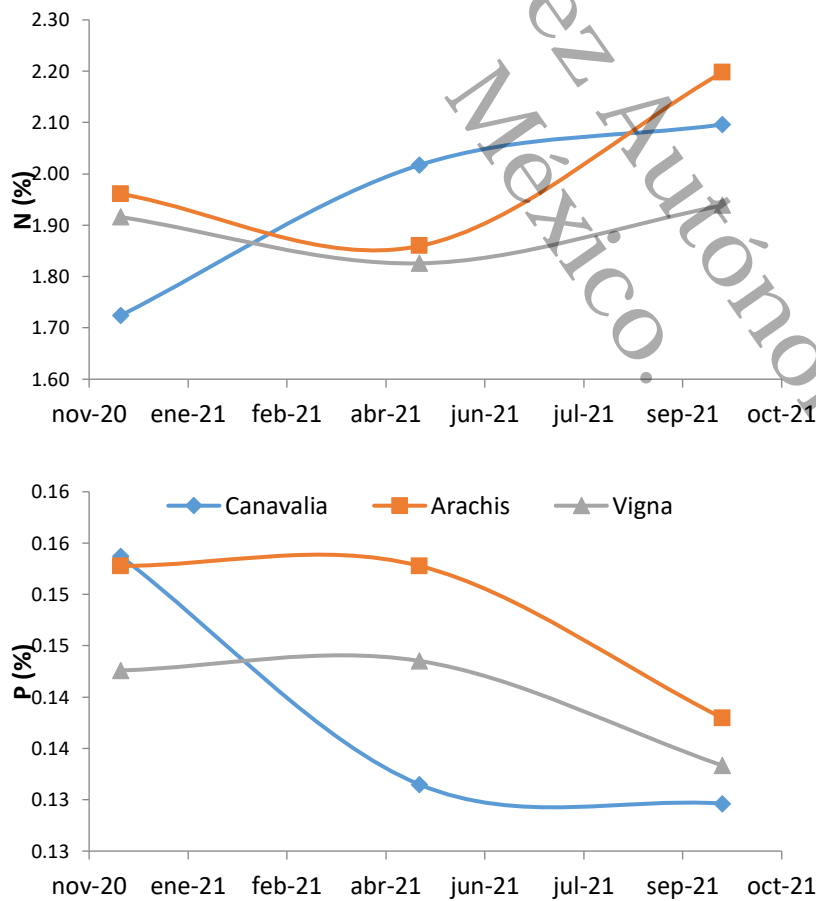


Figura 1. Valores promedio del contenido foliar de nitrógeno (N) y fósforo (P) en palmas de aceite establecidas con cobertera leguminosa en Huimanguillo, Tabasco, México.

Factor de estudio/significancia	N†	P	K	Ca	Mg	Na	S	Cu	Fe	Mn	Zn	B
	(%)							(mg kg ⁻¹)				
Genotipo (G)	NS‡	NS	NS	NS	***	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
<i>Canavalia ensiformis</i>	1.93 a¶	0.1 4 ^a	0.56 a	0.84 ^a	0.36 ^a	0.03 a	0.60 a	5.33 a	102.56 a	246.56 a	21.78 a	21.67 ^a
<i>Arachis pintoi</i>	2.02 a	0.1 4 ^a	0.58 a	0.85 ^a	0.38 ^a	0.03 a	0.64 a	6.00 a	99.22 ^a	237.00 a	19.67 a	23.22 ^a
<i>Vigna unguiculata</i>	1.89 a	0.1 5 ^a	0.51 a	0.92 ^a	0.46 ^b	0.03 a	0.65 a	6.56 a	110.44 a	284.67 a	21.67 a	22.67 ^a
Fecha de muestreo (M)	NS	NS	NS	***	*	***	***	NS	**	***	***	***
Dic 2020	2.08 a	0.1 3 ^a	0.57 a	0.69 ^a	0.38 ^a	0.02 a	0.54 a	6.44 a	81.67 ^a	166.00 a	13.78 a	18.78 ^a
May 2021	1.87 a	0.1 5 ^a	0.52 a	1.07 ^b	0.43 ^b	0.04 b	0.74 b	5.11 a	117.56 b	309.78 b	23.22 b	25.89 ^c
Oct 2021	1.9 ^a	0.1 4 ^a	0.56 a	0.85 ^c	0.38 ^a	0.03 b	0.61 b	6.33 a	113.00 b	295.44 b	26.11 b	22.89 ^b
G X M	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS
<i>C. ensiformis</i> x dic 2020	2.07 ab	0.1 3 ^a	0.59 a	0.65 ^a	0.35 ^a b	0.01 a	0.51 a	5.00 a	69.00 ^a	160.33 a	14.00 ab	16.67 ^a
<i>C. ensiformis</i> x may 2021	1.73 a	0.1 5 ^a	0.58 b	1.01 ^c de	0.39 ^a bc	0.05 d	0.72 de	5.33 a	134.00 c	298.33 bc	24.67 d	25.33 ^c d
<i>C. ensiformis</i> x oct 2021	2.00 ab	0.1 3 ^a	0.53 ab	0.86 ^b cd	0.34 ^a	0.03 bc	0.55 ab	5.67 a	104.67 abc	281.33 bc	26.67 d	23.00 b ^{cd}
<i>A. pintoi</i> x dic 2020	2.23 b	0.1 4 ^a	0.59 a	0.67 ^a	0.33 ^a	0.01 a	0.55 ab	5.00 a	74.33 ^{ab}	125.00 a	10.00 a	21.33 ^a bc
<i>A. pintoi</i> x may 2021	1.97 ab	0.1 5 ^a	0.54 ab	1.02 ^d e	0.41 ^b cd	0.04 cd	0.66 cd	5.00 a	108.67 bc	296.67 bc	23.67 cd	25.00 ^c d
<i>A. pintoi</i> x oct 2021	1.87 ab	0.1 5 ^a	0.6 ^a	0.85 ^b c	0.38 ^a bc	0.03 bc	0.71 de	8.00 a	114.67 c	289.33 bc	25.33 d	23.33 ^c d
<i>V. unguiculata</i> x dic 2020	1.93 ab	0.1 3 ^a	0.54 ab	0.74 ^a b	0.46 ^d e	0.02 ab	0.56 ab	9.33 a	101.67 abc	212.67 ab	17.33 bc	18.33 ^a b

<i>V. unguiculata</i> x may 2021	1.90 ab	0.1 4 ^a	0.45 a	1.17 ^e	0.49 ^e	0.04 cd	0.77 e	5.00 a	110.00 bc	334.67 c	21.33 cd	27.33 ^d
<i>V. unguiculata</i> x oct 2021	1.83 a	0.1 4 ^a	0.55 ab	0.86 ^b cd	0.42 ^c d	0.04 cd	0.61 bc	5.33 a	119.67 c	306.67 bc	26.33 d	22.33 ^b c
CV[‡]	11.6 5	9.8 5	12.7 8	11.5 5	9.24	24.6 1	8.33	48.5 2	20.93	24.1	20.06	12.68

†N= nitrógeno total; P= fósforo; K= potasio; Ca= calcio; Mg= magnesio; Na= sodio; S= azufre; Cu= cobre; Fe= hierro; Mn= manganeso; Zn= zinc; B= boro. ‡*= P≤0.05; **= P≤0.01; ***= P≤0.001; NS= no significativo. ¶Valores con la misma letra dentro de cada columna son iguales con la prueba DMS P≥0.05. ¥CV= coeficiente de variación.

Tabla 3. Diferencia mínima significativa de los valores promedios e individuales del contenido mineral foliar de palmas de aceite por genotipo de cobertera leguminosa, por fecha de muestreo y por combinación de cobertera y fecha de muestreo, Predio el Tintal de Municipio de Huimanguillo, Tabasco, México.

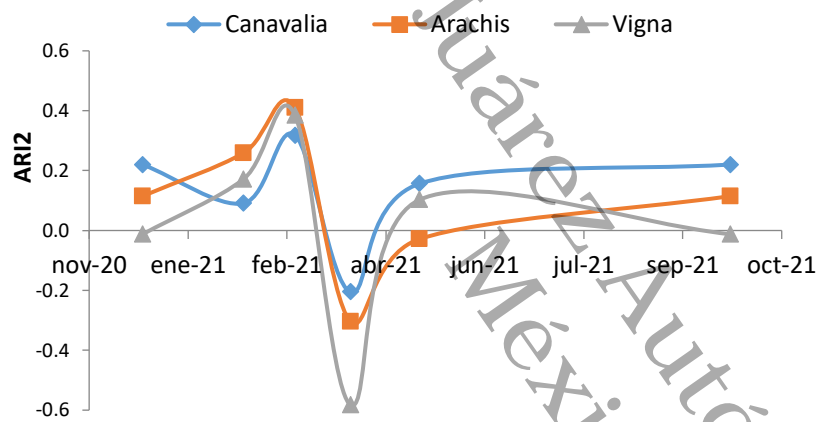
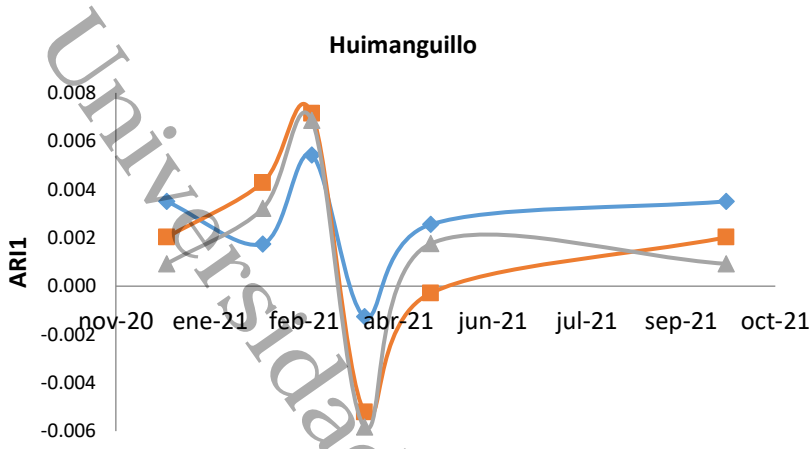


Figura 2. Índice de reflectancia de antocianinas 1 (ARI1) e índice de reflectancia de antocianinas 2 (ARI2) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.

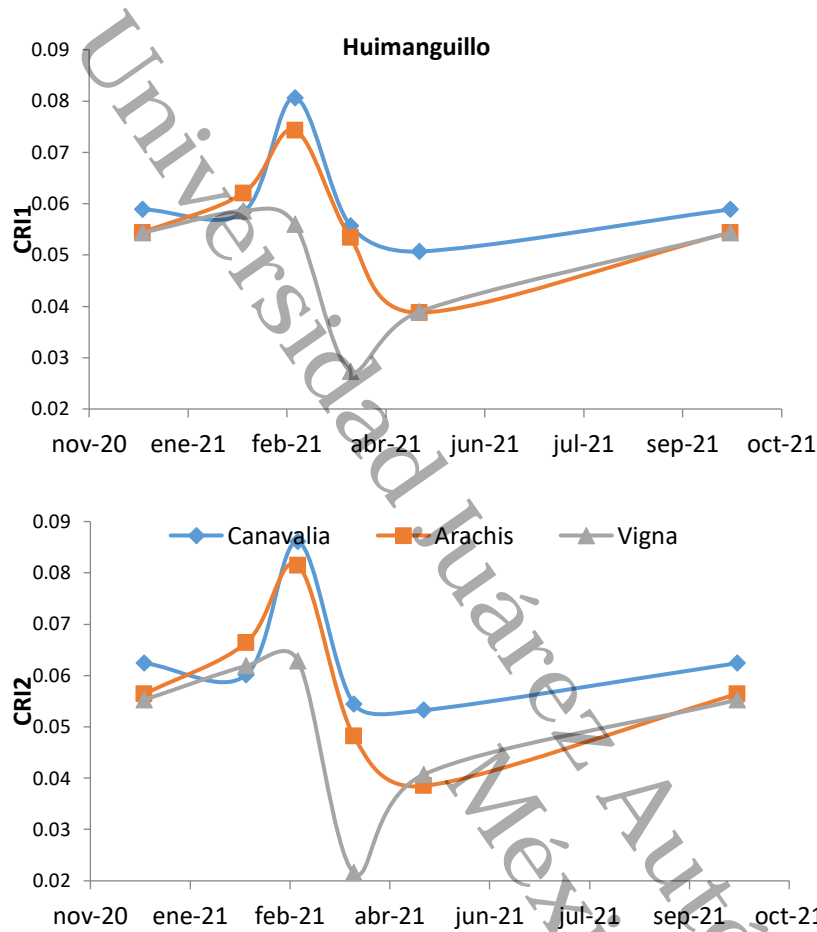


Figura 3. Índice de reflectancia de carotenoide 1 (CRI1) e índice de reflectancia de carotenoides 2 (CRI2) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.

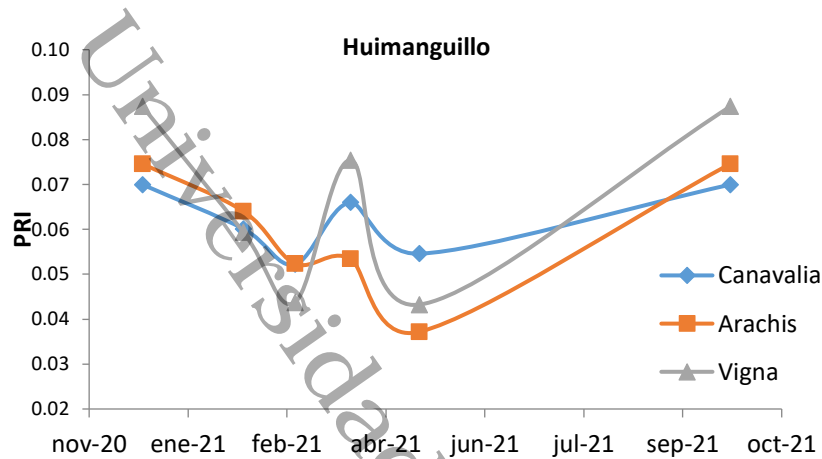


Figura 4. Uso eficiente de la radiación; índice fotoquímico de reflectancia (PRI) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.

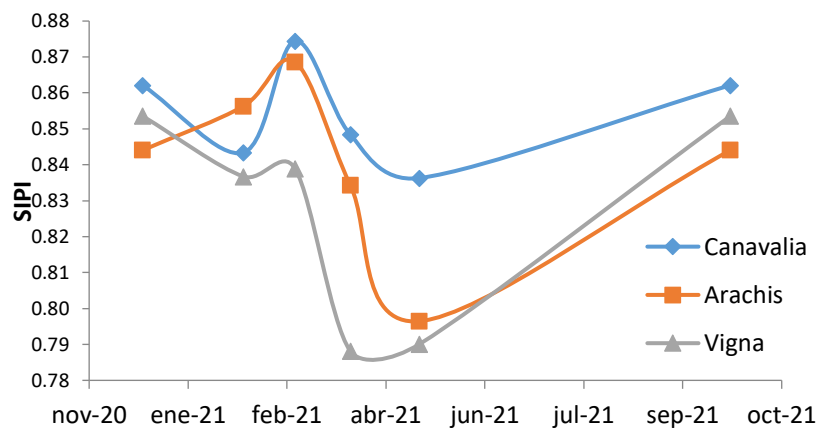
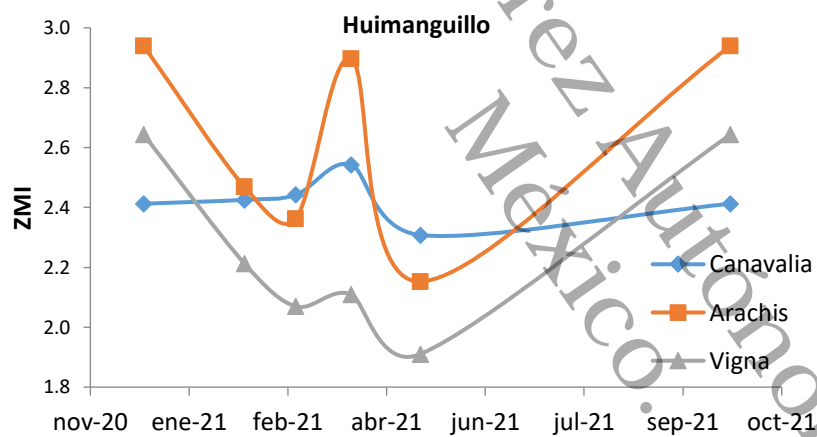


Figura 5. Índices de contenido de clorofila en hoja; índice de Zarco-Tejada y Miller (ZMI) e índice de pigmentación insensible a la estructura (SIPI) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.

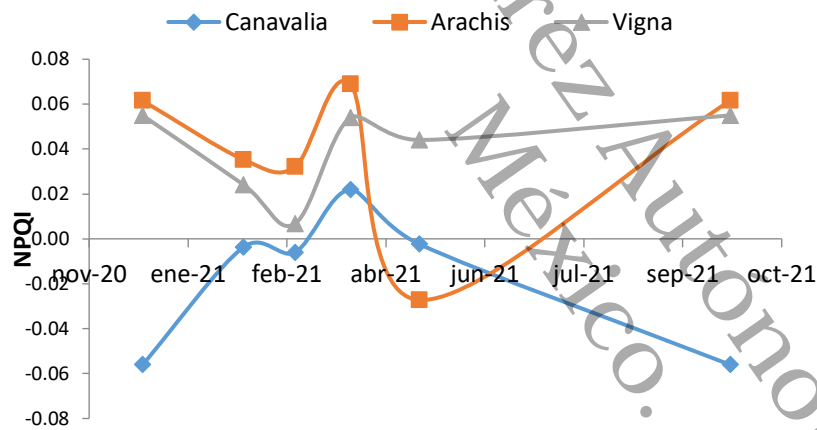
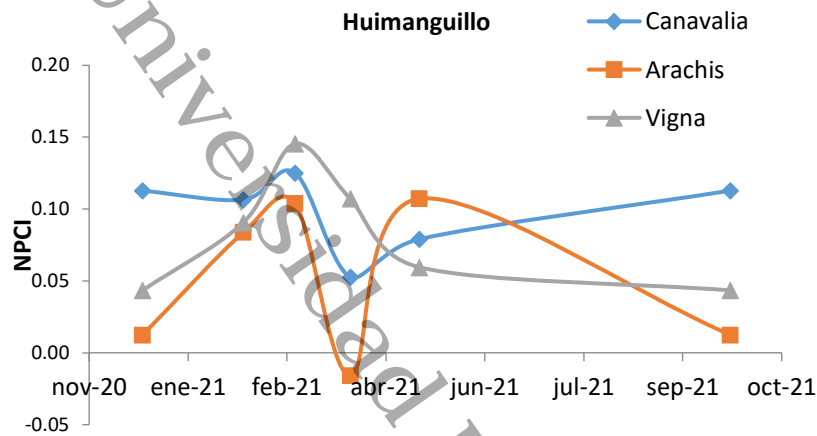


Figura 6. índices de contenido de clorofila en hoja; índice normalizado de pigmento total a clorofila (NPCI) e índice normalizado de feofitinización (NPQI) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.

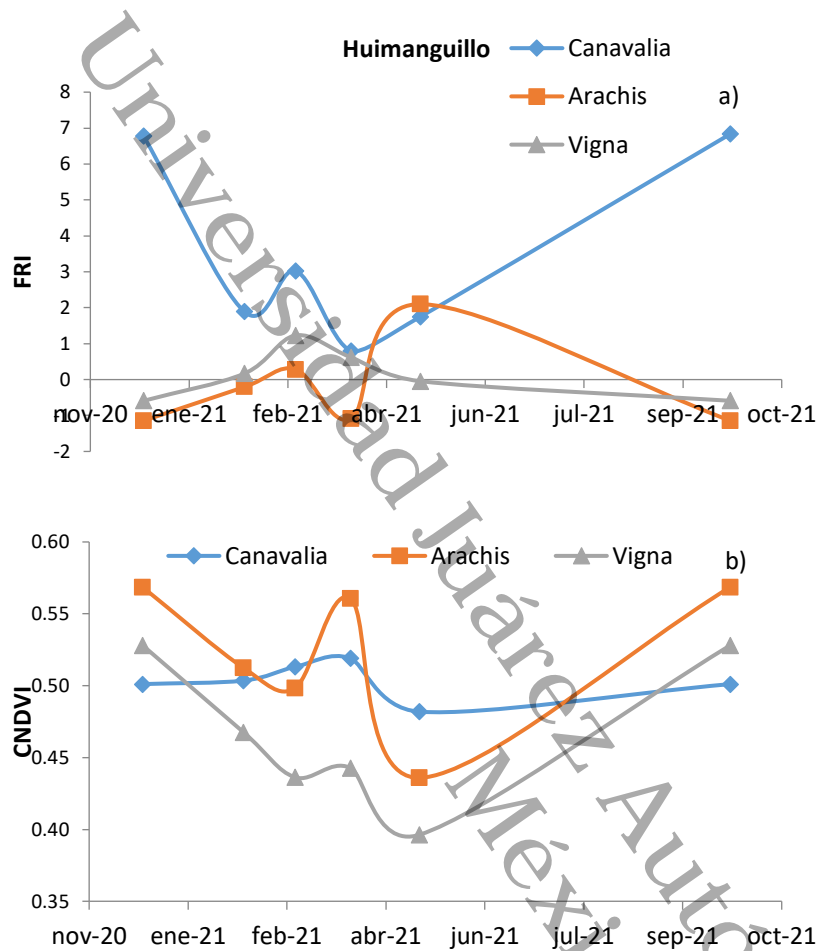


Figura 7. Índices de estructura y biomasa verde; a) índice de reflectancia de flavonoles (FRI) y b) Índice de vegetación de diferencia normalizada de clorofila (CNDVI) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.

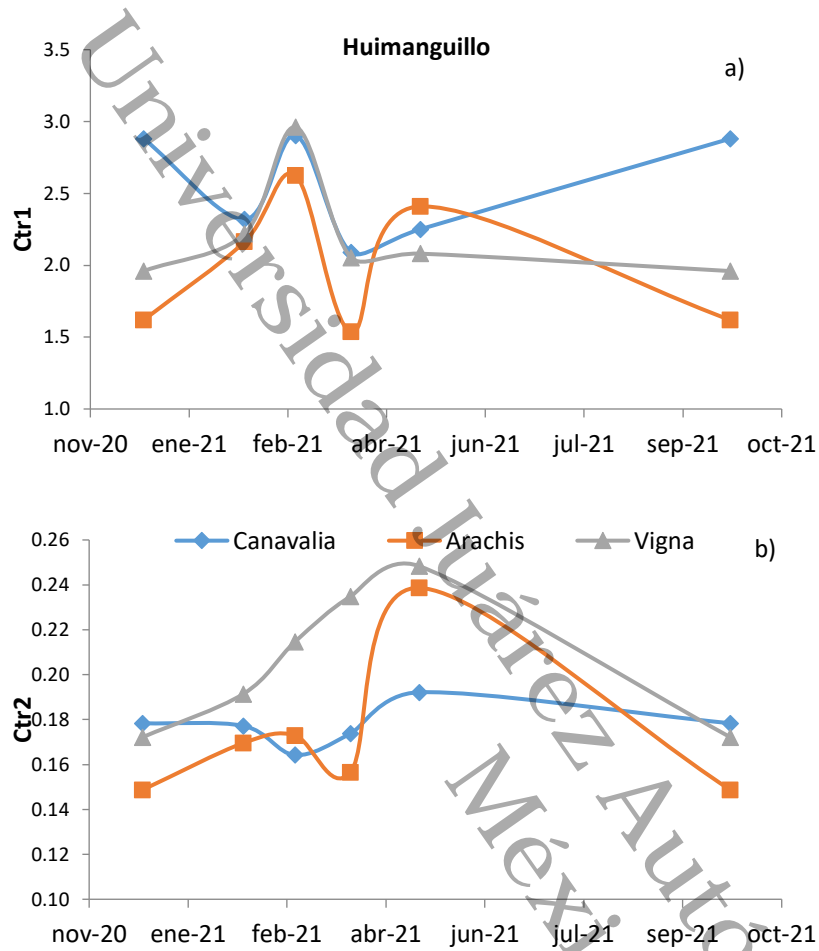


Figura 8. Índices de estructura y biomasa verde; índice de Carter 1 (Ctr1), e índice de Carter 2 (Ctr2) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.

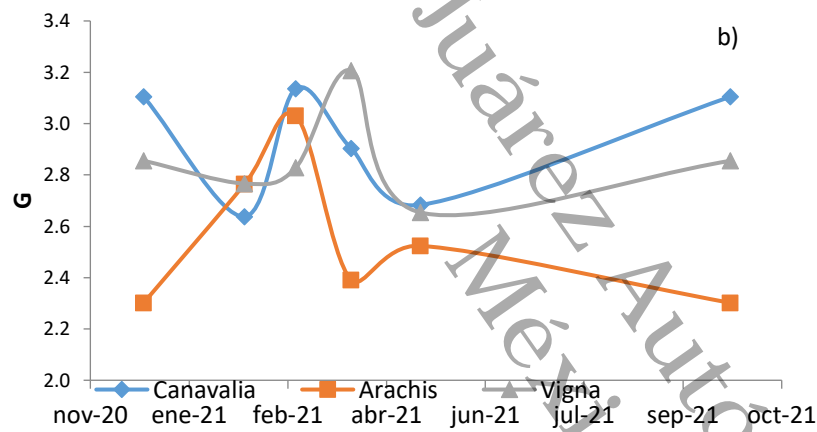
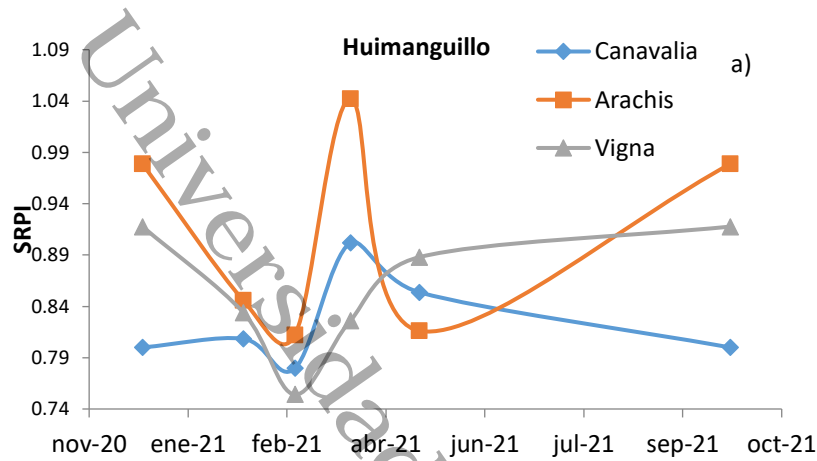


Figura 9. Índices de estructura y biomasa verde; a) índice de proporción de pigmentos (SRPI) e b) Índice de verdor (G) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.

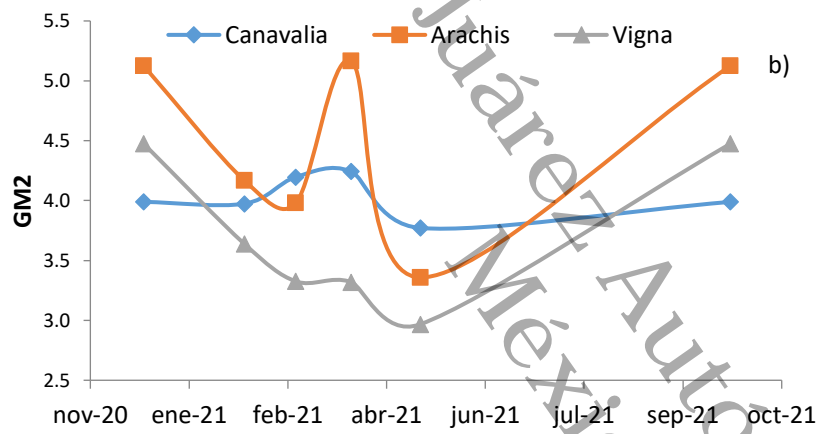
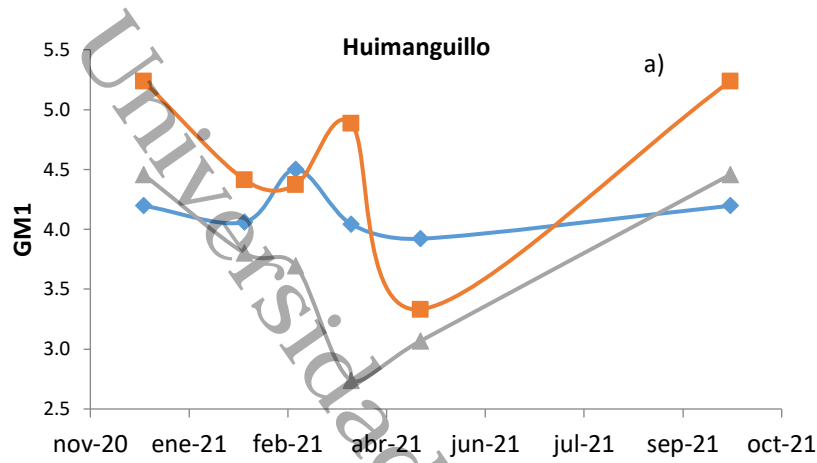


Figura 10. Índices de estructura y biomasa verde; índice de Gitelson y Merzlyak 1 (GM1), e índice de Giltelson y Merzlyak 2 (GM2) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.

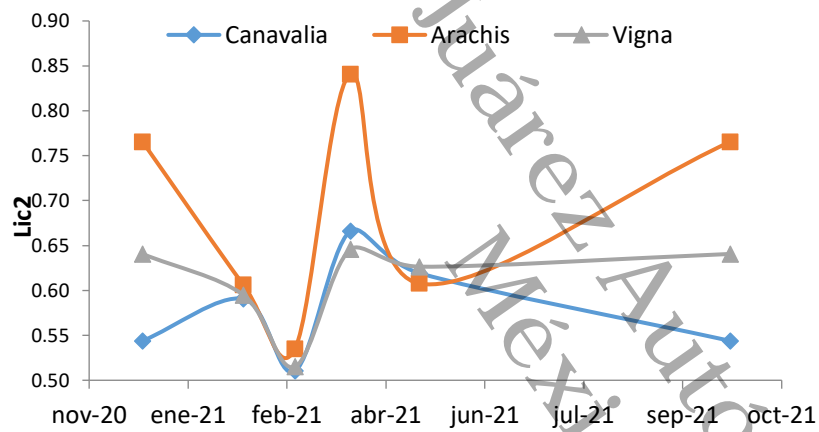
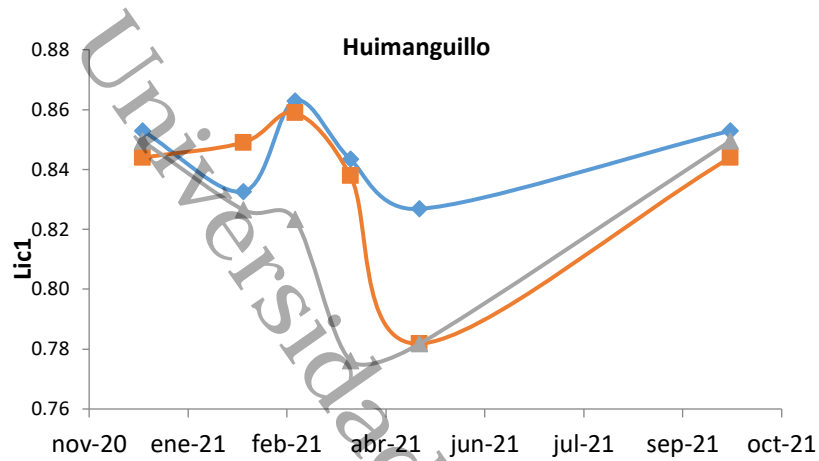


Figura 11. Índices de estructura y biomasa verde; índice de Lichtenthaler 1 (Lic1), e índice de Lichtenthaler 2 (Lic2) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.

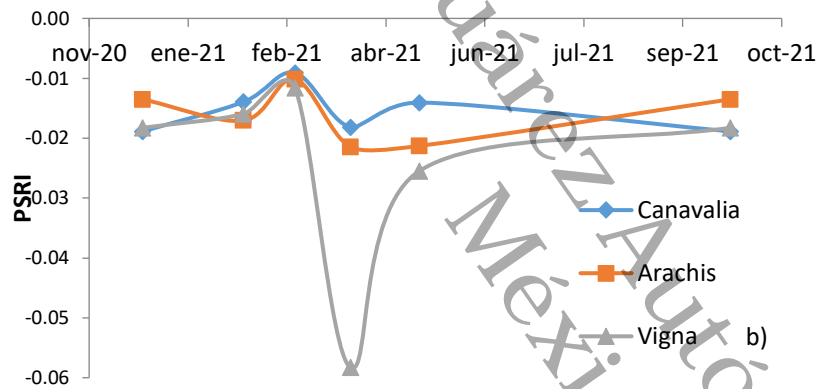
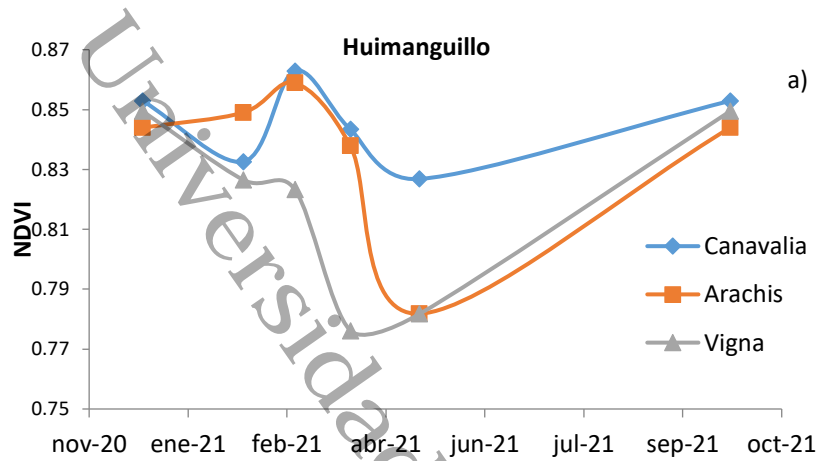


Figura 12. Índices de estructura y biomasa verde; índice de vegetación de diferencia normalizada (NDVI) e Índice de reflectancia de senescencia de la planta (PSRI) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.

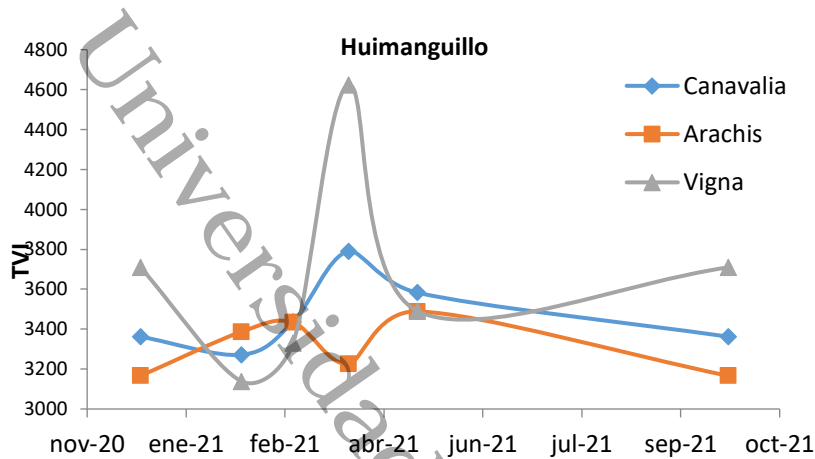


Figura 13. Índice de estructura y biomasa verde; índice de vegetación triangular (TVI) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.

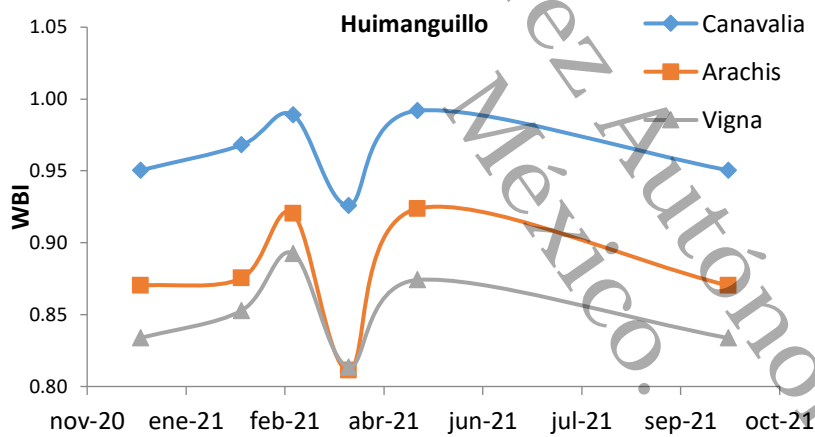


Figura 14. Índice de contenido de agua; índice de banda de agua (WBI) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, Huimanguillo Tabasco, México.

VII. DISCUSIÓN

7.1 Características físicas y químicas del suelo

En la Tabla 1 se presenta las características físicas y químicas del suelo establecido con palma de aceite. Destaca la clase textural franco arenoso con pH fuertemente ácido y CE muy baja (0.058-0.088 uS m⁻¹) que predice un proceso de lixiviación, que es confirmado por los bajos contenidos de bases intercambiables (Ca, Mg y K) típico de los acrisoles (Tinal *et al.*, 2020). Asimismo, puede observarse altos contenidos de MO (8.01 % en promedio) y de Nt (0.24-0.36 %) debido a la baja tasa de mineralización que ocurre en estos suelos por el ambiente ácido en el que la biomasa microbiana es restringida (Guadarrama *et al.*, 2018).

Los contenidos de B fueron medios para el tratamiento de *V. unguiculata* y adecuado para los demás; mientras que los contenidos de S fueron bajos en todos los tratamientos. Así también, el contenido de Fe fue alto en todos los tratamientos y adecuado para los contenidos de Cu, mientras que el Zn fue marginal para el tratamiento de *V. unguiculata* y adecuado para los demás tratamientos, asimismo, fue deficiente en todos los tratamientos para el Mn de acuerdo con la norma oficial mexicana (NOM-021-RECNAT, 2000).

De acuerdo con análisis de fertilidad realizados en suelos cultivados con Palma de aceite se ha encontrado que son suelos de mediana a baja fertilidad deficientes en N, P, K, Ca, Zn, Cu y B, tal como ha sido señalado por Salgado *et al.* (2017).

7.2 Análisis mineral de las coberteras

En la Tabla 2 se observa el contenido mineral de las coberteras leguminosas establecidas en el predio cultivado con palma de aceite. Las tres coberteras tuvieron altos contenidos de nitrógeno, lo cual fue bueno ya que este se hace prontamente disponible para el cultivo asociado mediante la mineralización de los residuos, ya que las

leguminosas se descomponen rápidamente (Mulvaney *et al.*, 2009), las concentraciones adecuadas van de 2.4-2.8 % (Halliday y Trenkel, 1992). Para el caso de fósforo su concentración óptima varía de 0.15-0.18 %, en este caso varía de 0.21 a 0.50 %, Raham (2010) menciona que niveles que exceden una concentración de 1.0 % pueden intoxicar a la planta y afectar el crecimiento. Se encontró que, para Potasio de acuerdo con Jones *et al.*, (1991) la concentración adecuada varía de 1.50-1.80 %, dándose en este caso una variación que va de 1.75 % a 2.4 %. El magnesio funciona como activador de muchas enzimas que se requieren para el proceso de crecimiento de las plantas (Dubos *et al.*, 2000). Se encontró una concentración de 0.30-0.55 %. El valor óptimo de Ca es 0.65 % relacionándose con altos rendimientos (Munévar, 2001), en este caso se obtuvo un resultado que va de 1.80 % a 2.77 %. Para el azufre se obtuvo una concentración que va de 1.5 % a 2.3 %. Mientras que para el zinc su concentración fue de 40-59 %, Fairhust (1998) menciona que no se han reportado síntomas de deficiencia de Zn en palma de aceite en el estado. El hierro tuvo concentraciones que van desde 259 mg/kg a 482 mg/kg. El manganeso está relacionado con el hierro, ya que altas concentraciones de Mn pueden inducir a la deficiencia del hierro, en este caso el Manganeso tuvo una concentración de 24-107 mg/kg. Y finalmente el Boro es el elemento más importante ya que presenta deficiencias en todas las regiones palmeras, estas deficiencias pueden ocasionar la muerte de la planta (Owen, 1992). Se obtuvo concentraciones que van de 42 % a 99 %.

7.3 Análisis foliar de las palmas de aceite con cobertera leguminosa

El contenido mineral de los folíolos de palma de aceite establecidas con cobertera leguminosa se determinó en tres fechas de muestreo. Los resultados se presentan en la Figura 1 y Tabla 3.

Se puede observar en la Figura 1, que las palmas de aceite, con la cobertera de *Canavalia ensiformis* presentaron la menor concentración de N foliar en el primer muestreo (1.72%), luego hubo un incremento sostenido hasta 2.10%, sin embargo, no hubo diferencias significativa (Tabla 3); mientras que las palmas de aceite con cobertera de *Arachis pintoi* en el primer muestreo presentó el más alto contenido de N (1.96 %), en

el segundo muestreo hubo un decremento y ya en el tercero presentó el más alto contenido de N de 2.20%, siendo éste significativo; mientras que para las palmas con cobertera de *Vigna unguiculata* se mantuvo prácticamente estable durante todo el periodo (1.92 y 1.94%), no existiendo diferencias significativa (Tabla 3). Sin embargo, el contenido de N es bajo en todos los tratamientos de acuerdo con Jones *et al.* (1991) que señala una suficiencia de 2.70-2.80 %. Asimismo, Salgado *et al.* (2013) señalan que el promedio óptimo para el cultivo de palma de aceite en la región es de 2.40-2.80 % de N.

Para el caso del P, las palmas de aceite con cobertera de *Canavalia ensiformis* presentaron una concentración de 0.15% en el primer muestreo, disminuyendo en los siguientes hasta 0.13%. Mientras que con la cobertera de *Arachis pintoii* la concentración de las palmas de aceite se mantuvo constante en los primeros dos muestreos con 0.15% y disminuyó en el último a 0.14%. Para el caso de *Vigna unguiculata*, las palmas presentaron una concentración de P de 0.14% en los primeros dos muestreos y disminuyó en el último a 0.13%.

Sin embargo, estas variaciones del P en las palmas de aceite en los tratamientos realizados no presentaron diferencias significativas (Cuadro 3). Al respecto, Raham (2010), menciona que las concentraciones óptimas para P en palma de aceite varía de entre 0.15-0.19%; y que concentraciones foliares de $P < 0.13\%$ indican deficiencia, principalmente si se tienen altos contenidos de N. Asimismo, Jones *et al.* (1991), señala que la suficiencia de P para la palma de aceite es de 0.18-0.19% y contenidos $< 0.15\%$ son bajos (Munévar, 2001).

Se observó (Tabla 3) que las concentraciones foliares promedio de macros y micros nutrimentos de las tres leguminosas no presentaron diferencias significativas, con excepción de las concentraciones de Mg, en la que fue mayor en *Vigna unguiculata* con 0.46%. Para el caso del N este estuvo entre 1.89 y 2.02%; el P estuvo entre 0.14 y 0.15% y para el K entre 0.51 y 0.58%; en los casos señalados son concentraciones deficientes según Jones *et al.* (1991). Asimismo, las concentraciones promedio obtenidas de los macros y micro nutrimentos por fechas de muestreo tampoco presentaron diferencias

significativas de importancia que tenga que señalarse; al igual que las concentraciones nutrimentales de las palmas por coberteras y fechas de muestreo (Tabla 3). Esto debido a que las 3 coberteras funcionaron de la misma forma, seguramente por la condición ambiental en las fechas de muestreo y el área de muestreo, tomando en cuenta que al ser leguminosas pueden aportar la misma cantidad de nutrientes. De igual forma, se puede considerar realizar este estudio por más tiempo, para determinar si a un largo plazo se encuentran diferencias significativas.

7.4 Determinaciones de los índices vegetativos

Los índices de vegetación para monitorear el impacto de la estacionalidad, el estrés ambiental, estado fitosanitario o el efecto fitotóxico de productos químicos, para el cultivo de la Palma de aceite se presentan a partir de la figura 2.

En la Figura 2, se presenta el Índice de reflectancia de antocianinas 1 (ARI1) y el 2 (ARI2) en palmas de aceite con las coberteras leguminosas. El índice de reflectancia de antocianina 1, para el primero y segundo muestreo fueron muy similares al quinto y sexto, que van de 0.001 a 0.004 en los tres tratamientos. Sin embargo, en el tercer muestreo se tuvo un incremento en el índice hasta 0.006 y 0.007 mientras que el cuarto muestreo estos índices descendieron hasta valores negativos, es decir un incremento y una ausencia de antocianinas respectivamente, en los tres tratamientos (Figura 2) posiblemente por los cambios a mayores temperaturas que se presentan en esos meses de muestreo para esta región. Un comportamiento similar presentó el índice de reflectancia de antocianinas 2 (ARI2); aunque los valores índices son mayores y en ambos casos predicen la producción de antocianinas como un efecto del estrés de las plantas (Gitelson *et al.*, 2001).

Con relación al índice de reflectancia de carotenoide 1 (CRI1) e índice de carotenoides 2 (CRI2) en palmas de aceite con cobertera leguminosa, estos fueron similares en los tres tratamientos (Figura 3). Sin embargo, los índices tomados en el tercer muestreo fueron mayores para Canavalia y Arachis, y menor en el cuarto muestreo para el caso

de Vigna. Este comportamiento se dio para carotenoide 1 (CRI1) y 2 (CRI2), en las plantas de palma de aceite precisamente en el mes de marzo en el cual se tiene un cambio de temperatura que afecta el proceso de absorción y se genera una mayor concentración de carotenoides en plantas que son significativamente afectadas por un exceso de luz de acuerdo a estudios realizados por Domínguez (2020).

En este sentido, el índice de reflectancia fotoquímica (PRI) (Figura 4) relacionado con la proporción carotenoide/clorofila y con la eficiencia del proceso fotosintético y la remoción del exceso de energía radiante en forma de calor según Peña *et al.*, (2019). En el experimento realizado, el decremento de los valores de PRI corresponde a la disipación de exceso de la radiación por las plantas en forma de calor (Gamon y Surfus, 1999), que se dio en los meses de enero, febrero y mayo (segundo, tercero y quinto muestreo); comportamientos similares se presentaron para los tres tratamientos en las palmas de aceite. Se considera como un mecanismo de protección contra la fotodegradación, de igual manera los valores se reducen en hojas con estrés hídrico, en tanto que un incremento se debería a las hojas con menor eficiencia en asimilación del nitrógeno (Peñuelas *et al.*, 1994).

El índice de contenido de clorofila en hoja (ZMI) (figura 5) se presenta como una de las variables importantes en el momento de evaluar el estatus fisiológico de las plantas (Do Amarante *et al.*, 2009). Se observó que el índice ZMI en las palmas de aceite en los tres tratamientos tuvieron un valor de 2.4-2.9 en el primer muestreo, descendiendo en el tercer muestreo de 2.1-2.4, mientras que en el cuarto muestreo en el caso de *Arachis* asciende considerablemente de 2.4 a 2.9, mientras que en los otros dos casos asciende levemente, asimismo en el quinto muestreo descienden nuevamente, siendo que en el sexto y último muestreo quedaron en un nivel parecido a los datos del primer muestreo. Alizadeh *et al.* (2010) menciona que este índice facilita determinar en qué momento la planta se encuentra en circunstancias de estrés por salinidad o por cualquier otro tipo los cuales perjudican el proceso de fotosíntesis conduce a una disminución en la asimilación de nitrógeno y la fijación de carbono, que son factores que cambian la concentración

interna de clorofila de las plantas, lo que resulta en cambios en la concentración (Steele *et al.*, 2007).

El índice de pigmentación insensible a la estructura (SIPI) (figura 5) estima la relación entre los carotenoides y la clorofila puesto que la función principal de los pigmentos carotenoides es captar energía luminosa que luego es transferida a las clorofilas para ser transformada durante la fotosíntesis, tal como está señalado por Meléndez, *et al.* (2004). Encontramos que, durante el tiempo de muestreo, principalmente en los meses de abril y mayo; los índices de reflectancia disminuyeron considerablemente en el caso de *Arachis* y *Vigna* probablemente presentando estrés por la baja luminosidad, mientras que la *Canavalia* mantuvo un índice más uniforme (Sergieieva, 2022).

En el índice normalizado del pigmento total a clorofila (NPCI) (Figura 6) observamos en los meses de diciembre y octubre un intervalo similar en los tres tratamientos (*Canavalia*, *Arachis* y *Vigna*). Para el tratamiento con *Vigna*, las palmas de aceite muestreadas en el mes de febrero de 2020 tuvieron un mayor índice de reflectancia, es decir, un mayor contenido de clorofila, puesto que Peñuelas *et al.* (1994) mencionan que cuanto mayor sea el valor, más vigorosa es una planta. En el mes de marzo, el tratamiento con *Arachis* presentó el índice NPCI considerablemente bajo.

En la Figura 6, también se presenta el Índice normalizado de feotización (NPQI) el cual de acuerdo con Peñuelas *et al.* (1995) detecta la degradación de clorofila, para el tratamiento con *Canavalia* no se obtuvieron los resultados esperados porque en el gráfico se observa una variación ascendente en febrero a marzo, pero al final en los dos últimos muestreos desciende hasta rangos negativos. Mientras que el *Arachis* y *Vigna* tuvieron un mejor comportamiento, y podemos decir que el contenido de clorofila se mantuvo estable.

Es importante destacar, que las palmas de aceite presentaron el índice normalizado del pigmento total a clorofila (NPCI), con cierta estabilidad, principalmente para el tratamiento con *Canavalia*. Sin embargo, para el Índice normalizado de feotización

(NPQI) que detecta la degradación de clorofila, según Peñuelas *et al.* (1995), presenta un cambio drástico que no se había observado en los índices anteriormente discutidos, contrario a lo esperado; por lo que será necesario tomar con reserva la interpretación de algunos índices hasta tener un mayor estudio de estos.

En la Figura 7a, se presenta el índice FRI que está relacionado con la reflectancia de flavonoles. Se observa que para el tratamiento con *Canavalia* las palmas de aceite presentaron los índices más altos (6.8) al inicio y al final del experimento y valores de 0.6 a 3.0 en los demás muestreos. Mientras que para los tratamientos con *Arachis* y *Vigna*, las palmas de aceite tuvieron un índice similar con valores negativos (-1.14 y -0.59 respectivamente) al inicio y final del experimento (Figura 7); en los demás muestreos se tuvieron índices no mayores de 2.009 y de 1.229 para *Arachis* y *Vigna*, respectivamente. De acuerdo con estos resultados tendríamos una mayor reflectancia de flavonoles para el tratamiento con *Canavalia* y una menor reflectancia para los tratamientos de *Arachis* (febrero y mayo 2020) y *Vigna* (febrero y marzo 2020).

En la Figura 7b, se muestra el índice de vegetación de diferencia normalizada de clorofila (CNDVI), el rango común para la vegetación verde es de 0.2 a 0.8, los datos obtenidos en el presente estudio van de 0.39 a 0.58 aproximadamente (Vignolles *et al.*, 2002). El índice CNDVI para el tratamiento con *Canavalia* osciló alrededor de 0.501 en todos los muestreos. Para el tratamiento con *Arachis* el índice fue de 0.58 para el primero, cuarto y sexto muestreo, mientras que en los tres muestreos restantes disminuyó de 0.512 a 0.436 de índice. Para el tratamiento con *Vigna* el índice fue de 0.528 para el primero y último muestreo, los demás muestreos presentaron los menores índices de diferencia normalizada de clorofila. De acuerdo con los resultados del índice CNDVI, se puede mencionar que en el primero y último muestreo fue estable para los tres tratamientos y para el caso de la *Canavalia* lo fue prácticamente para todo el periodo de estudio (Dic-2019-Octubre2020).

Los índices de Carter 1 y Carter 2 (Figura 8a y 8b) evalúan la respuesta de las hojas al estrés de la planta. De acuerdo con Carter (1994) el valor de estos índices varía de 0 a

15. Y el rango común para la vegetación verde es de 1 a 11. De acuerdo con las gráficas para el índice Carter 1, se mantuvo en un constante estrés puesto que en ningún muestreo subió su índice a más de 3 (Figura 8a). En lo que respecta a Carter 2 encontramos que sus valores fueron inferiores a 1, con una diferencia casi insignificante.

En la Figura 9a encontramos el índice de pigmentos (SRPI) que se relaciona con la proporción de carotenoide y clorofila. En el muestreo realizado en el mes de febrero (2020) se observó que las 3 coberturas o tratamientos presentaron los índices más bajos, mientras que para el tratamiento con *Arachis* en el mes de marzo su índice fue el más alto en comparación con *Canavalia* y *Vigna*; es decir una mayor proporción de carotenoide y de clorofila.

El índice de Verdor (G) (Figura 9b) relacionado con el nivel de N absorbido, nos presenta un comportamiento variado, con altas y bajas durante todo el periodo de muestreo. Contrario a lo observado con las menores proporciones de carotenoides y clorofila, este índice muestra un mayor verdor que debería relacionarse con una mayor proporción de clorofila para el tercer muestro. Las lecturas del IV sólo pueden predecir parcialmente la concentración de N en hoja. A altos niveles de N, el índice no aumenta, sino que se hace constante, mientras que la concentración de N en hoja continúa incrementándose con el suministro de N (Peltonen *et al.*, 1995; Schepers *et al.*, 1992). Castelli *et al.* (1996) menciona que este índice presenta el inconveniente de que necesita calibraciones según la especie y es afectado por numerosos factores como genotipos, estados de crecimiento, otros nutrientes, enfermedades o ataques de insectos y, condiciones ambientales como humedad y temperatura al momento de la medición (Echeverría y Studdert, 2001; Fox *et al.*, 2001). Por lo tanto, se puede afirmar que no es factible establecer un valor de IV crítico que indique suficiencia de N en todos los cultivos, sitios, años y condiciones ambientales.

En la Figura 10, se muestra el índice de Gitelson y Merzlyak (GM1) y (GM2) que miden la reflectancia y absorción espectral, al igual que contenidos de clorofila. Ambos índices tuvieron un comportamiento similar en todos los muestreos en cuanto a los tres

tratamientos, siendo que el *Arachis* obtuvo el mayor índice durante todos los muestreos, *Vigna* siempre se mantuvo con los índices más bajos, y *Canavalia* mantuvo un intervalo medio entre *Arachis* y *Vigna*. Puede señalarse, que ambos índices (GM1 y GM2), tanto la reflectancia y absorción espectral, tuvieron una similitud a lo largo de los muestreos en los tres tratamientos.

El índice de Lichtenthaler 1 y 2 (figura 11) relacionado con el contenido de clorofila en hoja y estrés medioambiental, muestra que en ambos índices en los tres tratamientos su comportamiento fue considerablemente variado y diferente. Lichtenthaler *et al.* (1996) menciona que un estrés leve puede activar el metabolismo celular, aumentar la actividad fisiológica de una planta y no causa ningún efecto dañino incluso si es de larga duración y que un estrés estimulante tan leve es favorable para la planta.

El índice de vegetación de diferencia normalizada (NDVI) (Figura 12) se usa para estimar la cantidad, calidad y desarrollo de la biomasa fotosintéticamente activa de las plantas (vigor de la planta), al respecto, valores entre 0.2 y 0.4 corresponden a cultivos con vegetación escasa; la vegetación moderada tiende a variar entre 0.4 y 0.6, en tanto que valores por encima de 0.6 indican una alta densidad de hojas verdes (Peñuelas *et al.*, 1993). Siendo este último caso el que se presentó para el cultivo de la palma de aceite en los tres tratamientos en que se encontraron valores mayores de 0.77 para este índice (NDVI), como se observa en la Figura 12a.

El índice de la reflectancia de la senescencia de la planta (PSRI) se basa en las altas concentraciones de carotenoides, de acuerdo con Domínguez (2020) menciona que valores altos en intervalo de -1 a 1 indican un alto grado de estrés en la vegetación; y se considera vegetación en buen estado aquellas con valores en el intervalo de -0.1 a 0.2, En la Figura 12b encontramos que los valores para *Canavalia* y *Arachis* van de -0.01 a -0.03, lo que nos dice que con el tratamiento de *Arachis* y *Canavalia* esas plantas se encontraban en buen estado, mientras que para *Vigna* en el mes de marzo fue la única variable que su valor aumento a -0.06.

En la figura 13 se presenta el índice de vegetación triangular (TVI) el cual Acuña *et al.* (2016) menciona que delimita de manera específica la variabilidad en las hojas muestreadas y el grado de diferenciación entre los distintos estados sanitarios los cuales podrían alertar que el desarrollo de la especie se puede ver afectada por condiciones desfavorables.

El índice de banda de agua (WBI) (Figura 14) se modificó por el contenido de agua en la hoja y por déficit de agua, al respecto en nuestros resultados, el valor se incrementó en plantas que presentaban estrés hídrico indicando un bajo contenido de agua en la hoja de acuerdo a estudios realizados por Peñuelas *et al.* (1994).

Podría decirse que esta gráfica WBI nos muestra claramente la diferencia que hay en el índice de contenido de agua en las palmas para el tratamiento de Canavalia es mayor a los otros tratamientos. El mayor follaje que se tiene con la canavalia mantiene una mayor humedad en el sistema.

VIII. CONCLUSIÓN

El uso de coberteras leguminosas no modificó el estado nutricional de la palma de aceite ni los índices vegetativos.

Los cambios persistentes en los parámetros ópticos de las hojas de palma de aceite en función de las coberteras leguminosas, especialmente durante los meses de marzo a mayo, sugieren una clara influencia de factores ambientales como la humedad y temperatura en la variación de los índices de vegetación observados. Es interesante destacar que para el tratamiento con *Canavalia ensiformis* mostró cambios menos drásticos, lo que puede atribuirse a la mayor cobertura vegetal que desarrolla esta leguminosa.

La presencia de los tratamientos de *Arachis pintoi* y *Canavalia ensiformis* mejoró significativamente el contenido de nitrógeno en las hojas de la palma de aceite. Sin embargo, hubo una disminución en los niveles de fósforo en los tres tratamientos con leguminosas; aunque es importante señalar que los niveles de Nitrógeno, Fosforo y Potasio en el cultivo de palma de aceite de todos los tratamientos estuvieron por debajo de los niveles óptimos recomendados.

IX. BIBLIOGRAFÍA

- Acuña, T., Mattar, C., y Hernández, H. (2016). Caracterización espectral de Quillaja saponaria (Mol.). Revista de Teledetección, 47, 65. <https://doi.org/10.4995/raet.2016.6488>.
- Adams, M., Norvell, W., Philpot, W. y Peverly, J. (2000). Spectral Detection of Micronutrient Deficiency in Bragg Soybean. Agronomy Journal. 92: 261-274.
- Aerts, R. (1997). Climate, leaf litter chemistry and leaf litter decomposition in terrestrial ecosystems: A triangular relationship. Oikos 79: 439-449.
- Alcántar, G. y Sandoval, V. (1999). Manual of chemical analysis of plant tissue: Guide sampling, preparation, analysis, and interpretation. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo. A. C. Chapingo, México. 156 p.
- Alcántar, G., y Trejo L. (2009). Nutrición de cultivos. Reimpresión del 2010. Editado por el Colegio de Posgraduados y Mundi-Prensa. México, D. F. 454 p.
- Alcántar, G., Trejo, L., y Gómez, F. (2016). Nutrición de cultivos. Mundi Prensa. México. 443 p.
- Alizadeh, M., Singh, S., Patel, V., Bhattacharya, R. y Yadav, B. (2010). *In vitro* responses of grape rootstocks to NaCl. Biol. Plant. 54, 381-385. Doi: 10.1007/s10535-010-0069-0
- Alonso, D. (2020). Los 6 Índices de Vegetación para completar el NDVI - MappingGIS. MappingGIS. <https://mappinggis.com/2020/07/los-6-indices-de-vegetacion-para-completar-el-ndvi/#:~:text=Los%20%C3%8Dndices%20de%20Vegetaci%C3%B3n%20son,suelo%2C%20la%20iluminaci%C3%B3n%2C%20etc.>

- Altieri, M., y Nicholls, C.; 2000. Agroecología Teoría y práctica para una agricultura sostenible. Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente. México D.F (México). Primera edición.
- Amado, J. y Wildner, L. (1991). Adubação verde. En: Manual de Uso, Manejo e Conservação do Solo e da Água. Santa Catarina. Secretaria de Estado da Agricultura e Abastecimento. Florianópolis. 105-117 p.
- Ayala, A, Krishnamurthy, L., Y Basulto, J. (2009). Leguminosas de cobertura para mejorar y sostener la productividad de maíz en el sur de Yucatán. Terra Latinoamericana, 27(1), 63–69.
https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0187-57792009000100008
- AOAC (2002) Association of Official Analytical Chemists. Official Methods of Analysis of the AOAC. Washington, D.C. USA. (Ed. W Horwitz.) Vol. 17th Edition (The Association of Official Analytical Chemists.
- Bárbery, P. y Mazzoncini, M. (2001). Changes in weed community composition as influenced by cover crop and management system in continuous corn. Weed Science, 49: 491-499.
- Barry, P. (2007). Cultivos de cobertura para la agricultura sostenible en América. Recuperado 30 de julio de 2022 de <https://www.engormix.com/ganaderia-carne/articulos/cultivos-cobertura-agricultura-sostenible-america-t27409.htm>
- Benites, J. (2021). Las leguminosas en la alimentación y en la fertilidad de los suelos. LEISA, Revista de Agroecología 36(4):10-12.

- Bort, J., Casadesus, J., Nachit, M, y Araus, J. (2005). Factors affecting the grain yield prediction attributes of spectral reflectance index in durum wheat: growing conditions, genotype variability and date of measurement. *Int. Journal Remote Sensing* 26(11): 2337-2358.
- Bragado, R. (2016). *Mineralización de materia orgánica*. Tiloam. <https://www.tiloam.com/mineralizacion-de-materia-organica/>
- Broge, N. y Leblanc, E. (2001). Comparing prediction power and stability of broadband and hyperspectral vegetation indices for estimation of green leaf area index and canopy chlorophyll density. *Remote Sensing of Environment*, 76(2),156–172.
- Caballero, N; García E; Chaveco, O; Permuy, N; Bruzón, Y; Serrano A. 2011. Claves para transformar fincas convencionales en agroecológicas diversificadas. En: Funes-Monzote, F: *Innovación agroecológica, mitigación y adaptación al cambio climático*. Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas (INCA). San José de Las Lajas (Cuba).
- Candíago, S., Remondino, F., De Giglio, M., Dubbini, M. y Gattelli, M. (2015). Evaluación de imágenes multiespectrales e índices de vegetación para aplicaciones de agricultura de precisión a partir de imágenes de UAV. *Sensores remotos* 2015, 7, 4026-4047. <https://doi.org/10.3390/rs70404026>
- Carter, G. (1994). Ratios of leaf reflectances in narrow wavebands as indicators of plant stress. *International Journal of Remote Sensing*. 15, 697-703.
- Castelli, F., Contillo, R. y Miceli, F. (1996). Non destructive determination of leaf chlorophyll content in four crop species. *J. Agron. & Crop Sci.* 177, 275 - 283.

- Castillo, A. (2021). Incremento en el contenido de materia orgánica del suelo con el uso de biomasa del cultivo, como estrategia para mantener altas productividades. *Palmas*, 43(1), 97-101.
- Castillo, J. y Caamal, J. (2011). Efecto de la fecha de siembra del frijol terciopelo (*mucuna* sp.) como cultivo de cobertera en el rendimiento de maíz. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 14(1), 101-108. Universidad Autónoma de Yucatán Mérida, Yucatán, México
- Cordon, G. (2009). Métodos ópticos no destructivos para monitoreo de salud vegetal (Tesis para obtener el título de Doctor). Universidad de Buenos Aires.
- Corley, R. (2009). How much palm oil do we need. *Environmental Science & Policy*. (12): 134-139
- Costa, M., Calegari, A., Mondardo, A., Bulisani, A., Wildner, L., DO, P., Alcantara, B., Miyaasaka, S. y Amado, C. (1992). *Adubação verde no sul do Brasil*. Rio de Janeiro, ASPTA. 346 p.
- CIAT. 2003. Barreras vivas. Proyecto Comunidades y Cuencas. Guillermo Giraldo Ávila. Cali, Valle del Cauca (Colombia).
- Cittadini, M., Del Boca, A., Fuentes, L. y Nardi, F. (2016). Relación entre índices de vegetación y rendimiento en Maíz. Universidad Nacional de Córdoba.
- CIDICCO. CENTRO INTERNACIONAL DE INFORMACIÓN SOBRE CULTIVOS DE COBERTURA. 2003. Catálogo de Abonos verdes / cultivos de cobertura (CCAV), empleados por pequeños productores de los trópicos. Honduras, 7 p.

- De la Vega, A., Sandoval, D., Vega, I., Calzada, J. y Clausing, P. (2021). Cultivo de palma de aceite en Mexico-Balace de la situación actual y análisis espacial. Universidad de Greifswald. Mexico. Editor: CECCAM. 28 p.
- Delalieux, S. (2009). Hyperspectral indices to diagnose leaf biotic stress of apple Plants. *International Journal of Remote Sensing* 30, 1887-1912.
- Dematté, M. (2010). Impacto de la percepción remota y el geoprocusamiento en la agricultura de precisión para sistemas productivos. *PALMAS. Publicación especial* 31 (2): 303-315.
- Do Amarante, C., Zanuzo, O., Miqueloto, A., Steffens, C., Erhart, J. y De Almeida, J. (2009). Quantificação da área e do teor de clorofilas em folhas de plantas jovens de videira 'cabernet sauvignon' mediante métodos não destrutivos. *Rev. Bras. Frutic.* 31(3), 680-686. Doi: 10.1590/S0100-29452009000300009
- DOF. Diario Oficial de la Federación. (2016). Acuerdo por el que se determina la lista de las especies exóticas invasoras para México. Disponible en: https://www.dof.gob.mx/nota_detalle.php?codigo=5464456&fecha=07/12/2016#sc.tab=0
- Domínguez, M. (2020). Estimación del estado de salud de la vegetación en ecosistemas vulnerables mediante imágenes hiperespectrales de teledetección (Trabajo fin de grado. Universidad de las palmas de gran canaria. Escuela de ingeniería de telecomunicación y electrónica.
- Douxchamps, S., Rao, M., Peters, M., Van-Der-Hoek, R., Schmidt, A., Martens, S., Polania, J., Mena, A., Binder, R., Schöll, R., Quintero, M., Kreuzer, M., Frossard, E. y Oberson, A. (2014). Farm-scale tradeoffs between legume use as forage versus green manure: the case of *Canavalia brasiliensis*. *Agroecol. Sustain. Food Syst.* 38(1), 25-45. Doi: <https://doi.org/10.1080/21683565.2013.828667>.

- Dubos, B., Caliman, J. Corrado, F. Quencez, P. Siswo, S. y Tailliez, B. (2000). La importancia de la nutrición con magnesio en la palma de aceite. PALMAS. 21 (4): 59-69.
- Echeverría, H. y Studdert, A. (2001). Predicción del contenido de proteína en grano de trigo (*Triticum aestivum* L.) mediante el índice de verdor de la hoja bandera. Ciencia del Suelo 19 (1)67 - 74.
- Fairhurst, T. (1998). Síntomas de deficiencias de nutrientes y desordenes en palma aceitera. Descripción, causas, prevención y corrección. INFOPOS. Singapore, Asia. 31 p.
- FAO. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. Cobertura vegetal del suelo. Agricultura de conservación. (2022). Fao.org. <https://www.fao.org/conservation-agriculture/in-practice/soil-organic-cover/es/>
- FAO. 2000b. Manual de prácticas integradas de manejo y conservación de suelos. Boletín de Tierras y Aguas de la FAO 8. Roma (Italia).
- FEMEXPALMA. Federación Mexicana de Palma de Aceite. (2017). Un poco sobre la Palma de aceite. Fuente: <http://www.femexpalma.com.mx/palma-de-aceite>, consultado: 18/06/22.
- Fox, R., Piekielek, W. y Macneal, K. (2001). Comparison of late – season diagnostic tests for predicting nitrogen status of corn. Agron. J. 93: 590 - 597.
- García, J. y Espinosa, J. (2008). Relación del índice de verdor con la aplicación de nitrógeno en diez híbridos de maíz. Informaciones agronómicas. International Plant Nutrition Institute. Quito, Ecuador. Vol. 71

- Gamon, J., Peñuelas, J., y Field, C. (1992). A narrow-waveband spectral index that tracks diurnal changes in photosynthetic efficiency. *Remote Sensing of environment*, 41(1), 35-44.
- Gamon, J. y Qiu, H. (1999). Ecological applications of remotesensing at multiple scales. In: Pugnaire FI, Valladares F, eds. *Handbook of functional plant ecology*. New York, USA: MarcelDekker, 805–846
- Gamon, J. y Surfus, J. (1999). Assessing leaf pigment content and activity with a reflectometer. *New Phytol.* 143: 105-117.
- Gitelson, A. y Merzlyak, M. (1997). Remote estimation of chlorophyll content in higher plant leaves, *International Journal of Remote Sensing*, 18:12, 2691-2697.
- Gitelson, A., Merzlyak, M. y Chivkunova, O. (2001). Optical properties and nondestructive estimation of anthocyanin content in plant leaves. *Photochemistry and Photobiology*, 74(1), 38–45.
- GREPALMA. Gremial de Palmicultores de Guatemala. (2017). Parámetros de crecimiento: una herramienta objetiva para la gestión de la productividad. <https://www.grepalma.org/wp-content/uploads/2018/09/boletin-no11-agosto-2017.pdf>
- Guadarrama, A., Mejía, J. y Ramírez, M. (2018). Mineralización de la materia orgánica en suelos con manejo diferencial en cultivo de rosa. *Acta universitaria*, 28(2), 33-41. <https://doi.org/10.15174/au.2018.1654>
- Gutiérrez, M., Escalante, J. y Rodríguez, M. (2005). Canopy reflectance, stomatal conductance, and yield of *Phaseolus vulgaris* L. and *Phaseolus coccinues* L. under saline field conditions. *International Journal of Agriculture and Biology*, 7, 491-494.

- Gutiérrez, M., Torres, J. y Araya, J. (2014). USO DE WINRHIZO® EN LA CUANTIFICACIÓN DE LAS RAÍCES Y SU APLICACIÓN EN LA PALMA ACEITERA (*Elaeis guineensis* JACQ.)1. *Agronomía Mesoamericana*, 25(1), 181–188. <https://www.redalyc.org/journal/437/43730495018/html/>
- Guzmán, I. y Alonso, M. (2008). Buenas prácticas en producción ecológica. Uso de abonos verdes. Centro de investigación y formación en agricultura ecológica y desarrollo rural. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino. Camino del Jan, s/n 18320 Santa Fe Granada, España. 22p. ISBN:978-84-491-0867-9.
- Hák, R., Lichtenthaler, H. y Rinderle, U. (1990). Decrease of the fluorescence ratio F690/F730 during greening and development of leaves. *Radiat. Environ. Biophys.* 29, 329-336.
- Halliday, D. y Trenkel, M. (1992). IFA World Fertilizer Use Manual. International Fertilizer Industry Association, Paris, France. 632 p.
- Hernández, L. (2019). Evaluación del aprovechamiento de la fertilización nitrogenada en la caña de azúcar mediante la fotogrametría multiespectral (Trabajo de diploma). Universidad Central “Marta Abreu” de las Villas. Santa Clara, Cuba.
- Herrera, M. (2021). Métodos espectrales para estimar propiedades biofísicas y bioquímicas de la cobertura forestal (Tesis para obtener el Grado Académico de Bachiller en Física). Universidad Nacional Mayor de San Marcos.
- Huber, S., Kneubuhler, M., Psomas, A., Itten, K., y Zimmermann, N. (2008). Estimating foliar biochemistry from hyperspectral data in mixed forest canopy. *Forest Ecology and Management* 256, 491- 501.

INEGI. Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática. (2001). Síntesis de información geográfica del estado de Tabasco. inegi.org.mx/contenidos/productos/prod_serv/contenidos/espanol/bvinegi/productos/historicos/2104/702825223939/702825223939_2.pdf

Jiménez, J. (2010). Experiencias con coberteras en la milpa yucateca. <http://www.conafor.gob.mx:8080/documentos/docs/18/1356EI%20impacto%20de%20la%20cobertura%20en%20la%20producci%C3%B3n%20de%20milpas%20en%20la%20pen%C3%ADnsula%20de%20Yucat%C3%A1n.pdf>

Jiménez, E. (2024). Efectos de la compactación de los suelos arcillosos en el desarrollo y producción del cultivo de palma aceitera *Elaeis guineensis* Jacq. (Tesis de licenciatura). Los Ríos, Ecuador.

Jones, J., Wolf, B., Mills, H. (1991). Plant Analysis Handbook: A Practical Sampling, Preparation, Analysis, and Interpretation Guide; Micro-Macro Publishing Inc.: Athens, GA, USA. Pag 213. ISBN 1-878148-001.

Kogut, P. (2021). Abono Verde: Consejos Sobre Cuándo Y Cómo Hacerlo. EOS Data Analytics; EOS Data Analytics. <https://eos.com/es/blog/abono-verde/>

Labarca, M., Portillo, E., y Narváez, Z. (2022). “Relación entre las inflorescencias, el clima y los polinizadores en el cultivo de la palma aceitera (*Elaeis guineensis* Jacq.) en el sur del lago de Maracaibo.” Revista de La Facultad de Agronomía, 24(2), 303–320. http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0378-78182007000200007

Lichtenthaler, H., Lang, M., Sowinska, F., Heisel, F. y Miehe, J. (1996). Detection of vegetation stress via a new high resolution fluorescence imaging system. J. Plant Physiol. 106, 1127-133.

- Martín, G. y Rivera, R. (2004). Mineralización del Nitrógeno incorporado con los abonos verdes y su participación en la nutrición de cultivos de importancia económica. Instituto Nacional de Ciencias Agrícolas La Habana, Cuba. Cultivos Tropicales, 25(3), 89-96.
- Martínez, R. (2014). Análisis de especies vegetales representativas del páramo de Chingaza mediante espectroradiometría de campo (Maestría en Ciencias Ambientales). Facultad de ciencias naturales e ingeniería. Bogotá, D.C.
- Martínez, A., y Leyva, A. (2014). La biomasa de los cultivos en el ecosistema. Sus beneficios agroecológicos. Cultivos Tropicales, 35(1), 11–20.
http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0258-59362014000100002
- Martínez, F. (2018). Clima de Tabasco: mapa, temperatura y lluvias. Paratodomexico.com; ParatodoMexico.com.
<https://paratodomexico.com/estados-de-mexico/estado-tabasco/clima-tabasco.html>
- Mata, B. (2014). Palma de aceite en México. Política gubernamental e innovación tecnológica.
http://biblioteca.diputados.gob.mx/janium/bv/cedrssa/lxii/pal_ace_mex.pdf
- Meléndez, A., Vicario, I., y Heredia, F. (2004). Importancia nutricional de los pigmentos carotenoides. Archivos Latinoamericanos de Nutrición, 54(2), 149-155. Recuperado en 30 de noviembre de 2023, de http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0004-06222004000200003&lng=es&tlng=es.

- Merzlyak, M., Solovchenko, A., Smagin, A. y Gitelson, A. (2005). Apple flavonols during fruit adaptation to solar radiation: spectral features and technique for non-destructive assessment. *Journal of Plant Physiology*, 162(2), 2005,151-160, ISSN 0176-1617, <https://doi.org/10.1016/j.jplph.2004.07.002>. (<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0176161704001567>)
- Monsalve, O., Gutiérrez, J. y Cardona, W. (2017). Factores que intervienen en el proceso de mineralización de nitrógeno cuando son aplicadas enmiendas orgánicas al suelo. Una revisión. *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas/Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, 11(1), 200–209. <https://doi.org/10.17584/rcch.2017v11i1.5663>
- Mulvaney, L., Khan, A. y Ellsworth, R. (2009). Synthetic nitrogen fertilizers deplete soil nitrogen: a global dilemma for sustainable cereal production. *J. Environ. Qual.* 38 (6), 2295-2314. doi:10.2134/jeq2008.0527.
- Munévar; F. (2001). Fertilización de la palma de aceite para obtener altos rendimientos. *Revista Palmas*. 22(4):9-17.
- Mpai, P., Jaiswal, K. y Dakora, D. (2016). Biological nitrogen fixation and molecular diversity of rhizobia isolated from root nodules of wild legumes: *Polhilia*, *Wiborgia* and *Wiborgiella* species of the South African Cape fynbos. *South Afr. J. Bot.* 103 (1), 336. Doi: <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2016.02.122>.
- NOM-021-RECNAT-2000: Especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos. (2002). Diario Oficial de la Federación. <http://www.ordenjuridico.gob.mx/Documentos/Federal/wo69255.pdf>
- Owen, B. (1992). Fertilización de la palma africana (*Elaeis guineensis* Jacq.) en Colombia. *PALMAS*. 13(2): 39-64.

- Paredes, M. (2013). Fijación biológica de nitrógeno en leguminosas y gramíneas [en línea]. Trabajo Final de Ingeniería en Producción Agropecuaria. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Católica Argentina. Disponible en: <http://bibliotecadigital.uca.edu.ar/repositorio/tesis/fijacion-biologica-nitrogeno-leguminosas.pdf>
- Peltonen, J., Virtanen, A. y Haggren, E. (1995). Using a chlorophyll meter to optimize nitrogen fertilizer application for intensively-managed small-grain cereals. *J. Agron. & Crop Sci.* 174, 309 - 318.
- Peña, L., Rentería, V., Velásquez, C., Ojeda, M., y Barrera, E. (2019). Absorbancia y reflectancia de hojas de *Ficus* contaminadas con nanopartículas de plata. *Revista mexicana de física*, 65(1), 95-105. http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0035-001X2019000100095&lng=es&tlng=es.
- Peñuelas, J., Baret, F. y Filella, I. (1995). Semi-empirical indices assess carotenoids/chlorophyll a ratio from leaf spectral reflectance. *Photosynthetica*, 31: 221-230.
- Peñuelas, J., Gamon, J., Fredeen, J. Merino, B. y Field, C. (1994). Reflectance indices associated with physiological changes in nitrogen-and waterlimited sunflower leaves *Remote Sens. Environ.* 48:135–146
- Peñuelas, J., Gamon, J., Griffin, K., y Field, C. B. (1993). Assessing community type, plant biomass, pigment composition and photosynthetic efficiency of aquatic vegetation from spectral reflectance. *Remote sensing of Environment* 46: 110-118.
- Prager, S., Sanclemente, E., Sánchez, M., Gallego, M. y Ángel, I. (2012). Abonos verdes: tecnología para el manejo agroecológico de los cultivos. *Agroecología*. 7(1), 53-62.

- Quesada, H. (2000). Cultivo e industria de la palma aceitera (*Elais guineensis*). Ministerio de agricultura y Ganadería –INTA. San José, Costa Rica. 42p.
http://www.mag.go.cr/biblioteca_virtual_ciencia/tec_palma.pdf
- Raham, A. (2010). El papel del fósforo en el desarrollo sostenible de la palma de aceite (*Elaeis guineensis*, Jacq). Producción en suelos tropicales. Publicación especial. PALMAS. 31 (1): 205-208.
- Ramos, E., Guerrero, A., Obrador J. y Sol, A. (2011). *Arachis pintoi* como cobertura de suelo en cultivos de plátano macho (*Musa AAB*) en Cárdenas, Tabasco, México. Cultivos Tropicales, 32(4),65-70. [fecha de Consulta 12 de agosto de 2022]. Disponible en: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=193222349009>
- Raygada, R. (2005). Manual técnico para el cultivo de la palma de aceitera. Comisión nacional para el desarrollo y vida sin drogas (DEVIDA). Lima, Perú. 110p.
- Rebolledo, A., del Ángel, A., Megchún, J., Adame, J., Nataren, J., Capetillo, Á. (2011). Coberteras vivas para el manejo de malezas en mango (*mangifera indica* L.) Manila. Tropical and Subtropical Agroecosystems. 13(3), 327-338. Universidad Autónoma de Yucatán. Mérida, Yucatán, México.
- SAGARPA. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. (2017) Planeación agrícola nacional 2017-2030. fuente: [https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/257081/Potencial-Palma de Aceite.pdf](https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/257081/Potencial-Palma_de_Aceite.pdf)

- Salgado, S., Palma, D., Castelán, M., Lagunes, L., Ortiz, C. (2013). Manual de procedimientos para el muestreo de suelos, plantas y aguas e interpretación en cultivos tropicales. Campus Tabasco, CP-ISPROTAB. Villahermosa, Tabasco. 76 p.
- Salgado, S., Palma, D., Zavala, J., Lagunes, L., Córdova, S., Castelán, M., Ortiz, C. y Rincón J. (2015). Sistema integrado para recomendar dosis de fertilizantes en palma de aceite (SIRDF): Región Ríos de Tabasco. Grupo SIRDF PA-Lapi: AESS. Colegio de Postgraduados, campus Tabasco, H. Cárdenas, Tabasco, México. 118 p.
- Salgado, S., Palma, D., Zavala, J., Lagunes, L., Cordova, S., Castelán, M., Ortiz, C., Rincón, J., Martínez, A. (2017). Recomendaciones de fertilizantes en palma de aceite en la región de los Ríos de Tabasco. Grupo SIRDF-PA. Colegio de Postgraduados, Campus Tabasco. H. Cárdenas, Tabasco, México. 69 p.
- Sánchez, N., Zornoza, B., Faz, C. y Fernández, A. (2019). Comparing legumes for use in multiple cropping to enhance soil organic carbon, soil fertility, aggregates stability and vegetables yields under semi-arid conditions. *Sci. Hortic.* 246 (1), 835-841.
- Schepers, J., Blackmer, T. Y Francis, D. (1992). Predicting N fertilizer needs for corn in humid regions: Using chlorophyll meters. In B. Bock y K. Kelly (ed). Predicting fertilizer needs for corn in humid regions. NFERC, Bull. Y-226. Muscle Shoals, AL, EE.UU. 105 –114 p.
- Sergieieva, K. (2022). Índices de vegetación en la agricultura digital. EOS DATA ANALYTICS. <https://eos.com/es/blog/indices-de-vegetacion/>

- SIAP-SAGARPA. (2017). Superficies de siembra de cultivos perennes y de temporal (2006-2016). Ciudad de México. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP) de la Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural y Pesca (SAGARPA).
https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/503575/Publicacion_21_-_Octubre_2019_-_Utilidad_de_la_Frontera_Agricola_en_el_estado_Tabasco.pdf
- Sims, D. y Gamon, J. (2002). Relationships between Leaf Pigment Content and Spectral Reflectance across a Wide Range of Species, Leaf Structures and Developmental Stages. *Remote Sens. Environ.* 2002, 81, 337–354.
- Smith, S., Frye, W., y Varco, J. (1987) Cultivos de cobertura de invierno de leguminosas. *Advances in Soil Science*, (7), 95-139.
https://doi.org/10.1007/978-1-4612-4790-6_3
- Steele, M., Gitelson, A. y Rundquist, D. (2007). A comparison of two techniques for nondestructive measurement of chlorophyll content in grapevine leaves. *Agron. J.* 100(3), 779-782. Doi: 10.2134/agronj2007.0254
- Stokes, A. (2000). The supporting roots of trees and other woody plants: form, function, and physiology. Kluwer Academic Publishers .431 p.
- Sullivan, P. (2003). Descripción general de cultivos de cobertura y abonos verdes; Fundamentos de agricultura sustentable. Centro Nacional de Tecnología Apropiada. Arkansas: 1-16 p.
- Tian, L. (2002). Development of a sensor-based precision herbicide application system. *Computers and Electronics in Agriculture*, 36, 133-149.

- Tinal, S., Palma, D., Zavala, J., Salgado, S., y Hidalgo, C. (2020). Degradación química en Acrisoles bajo diferentes usos y pendientes en la sabana de Huimanguillo, Tabasco, México. *Agro Productividad*, 13(2). <https://doi.org/10.32854/agrop.vi.1603>
- Trichodex. (2016). El cultivo de la palma de aceite y sus características – Microbioma | Biotecnología al servicio de la agricultura | TRICHODEX®. Trichodex.bio. <https://www.trichodex.bio/el-cultivo-de-la-palma-de-aceite-y-sus-caracteristicas/#:~:text=Tallo%20de%20la%20palma%20de,de%20crecimiento%20o%20meristemo%20apical>.
- Velado, R. (2020). Evaluación de cuatro leguminosas como cultivos de cobertura en Zamorano, Honduras. (Tesis para optar al título de Ingeniero Agrónomo en el Grado Académico de Licenciatura). Escuela Agrícola Panamericana. Zamorano, Honduras.
- Viera, G. (2018). Aplicación de procesamiento de imágenes para clasificación de granos de cacao según su color interno (Tesis de Máster en Ingeniería Mecánico-Eléctrica con Mención en Automática y Optimización). Universidad de Piura. Facultad de Ingeniería. Piura, Perú.
- Vignolles, C., Genovese, G., y Negre, T. (2002). Previsión del rendimiento de los cultivos en Francia basada en la técnica CNDVI. En *Percepción remota para la agricultura, los ecosistemas y la hidrología III*. 4542: 22-35.
- Vitousek, M. y Matson, P. (1985). Disturbance, nitrogen availability and nitrogen losses in an intensively managed loblolly pine plantation. *Ecology* 66: 1360-1376.
- Wang, J. y Sainju, U. (2014). Soil carbon and nitrogen fractions and crop yields affected by residue placement and crop types. *Plos One*. 9(8) 1-11. Doi: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0105039>.

Warman, P. (1981). The basics of green manuring. Ecological agricultural projects EAP
Publication no. 51 Faculty of agricultural and environmental sciences. Quebec,
Canada: McGill University.

Whitford, W. G. (2002). Ecology of desert systems. Academic Press. Jamestown Road,
London, UK.

México.

Autónoma de Tabasco.

Alojamiento de la Tesis en el Repositorio Institucional	
Título de Tesis:	Uso de índices de vegetación en Palma de Aceite con cobertera leguminosa en Huimanguillo, Tabasco
Autora de la Tesis:	Wendy Cecilia Chablé Montiel
ORCID:	https://orcid.org/0009-0003-5736-8965
Resumen de la tesis:	<p>Los índices de vegetación son herramientas utilizadas en la agricultura para evaluar el estado nutrimental y fitosanitario en el crecimiento de las plantas. Estos índices se utilizan para monitorear el estado de la vegetación, identificar áreas de estrés, mejorar la gestión agrícola y tomar decisiones informadas sobre el riego, fertilización y otras prácticas de cultivo en la industria de la palma de aceite. Un índice común utilizado en la palma de aceite es el índice de vegetación por diferencia normalizada (NDVI) para determinar el tipo de cobertura, evaluar su variación temporal o establecer el estado de salud de cultivos a partir de estimaciones de características como vigor vegetal, contenido de clorofila, estado nutricional o estado hídrico. La presente investigación se realizó con el objetivo de determinar los índices vegetativos en la palma de aceite con cobertera leguminosa y su relación con el estado nutricional de la planta, en la cual se registró que la incorporación de los residuos vegetativos de las coberteras leguminosas (<i>Canavalia ensiformis</i>, <i>Arachis pintoii</i> y <i>Vigna unguiculata</i>) permitió incrementar el contenido de humedad y materia orgánica al suelo, la cual al degradarse mejoró las concentraciones de nitrógeno, fósforo, potasio, calcio y magnesio en suelo. En tanto que los índices vegetativos son de gran relevancia para la toma de decisiones del cultivo.</p>
Palabras claves de la Tesis:	<i>Arachis pintoii</i> , <i>Canavalia ensiformis</i> , <i>Vigna unguiculata</i> , análisis mineral, palmicultura.