



BENEMÉRITA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE PUEBLA

FACULTAD DE CIENCIAS AGRÍCOLAS Y PECUARIAS

**OBTENCIÓN DE UN SUTRATO Y ANALISIS NUTRICIONALES
FOLIARES EN VAINILLA**

TESIS PROFESIONAL

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE

LICENCIADO EN INGENIERÍA AGROHIDRÁULICA

PRESENTA

ELFEGO BANDALA ALBERTO

DIRECTOR DE TESIS

DR. DELFINO REYES LÓPEZ

CO DIRECTOR

DR. FERNANDO LÓPEZ MORALES

San Juan Acateno, Teziutlán, Puebla, México. Junio de 2023



BENEMÉRITA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE PUEBLA

FACULTAD DE CIENCIAS AGRÍCOLAS Y PECUARIAS

**OBTENCIÓN DE UN SUTRATO Y ANALISIS NUTRICIONALES
FOLIARES EN VAINILLA**

TESIS PROFESIONAL

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE

LICENCIADO EN INGENIERÍA AGROHIDRÁULICA

PRESENTA

ELFEGO BANDALA ALBERTO

DIRECTOR DE TESIS

DR. DELFINO REYES LÓPEZ

CO DIRECTOR

DR. FERNANDO LÓPEZ MORALES

ASESORES

DR. LUIS ANTONIO DOMINGUEZ PERALES

M. C. FABIEL VÁZQUEZ CRUZ

San Juan Acateno, Teziutlán, Puebla, México. Junio de 2023.

La presente tesis titulada: “**Obtención de un sustrato y análisis nutricionales foliares en vainilla**” realizada por **Elfego Bandala Alberto** ha sido revisada y aprobada por el siguiente consejo particular, para obtener el título de:

LICENCIADO EN INGENIERÍA AGROHIDRÁULICA

Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias

Consejo Particular integrado por:

Firma

Director: **Dr. Delfino Reyes López**

Co director: **Dr. Fernando López Morales**

Asesor: **Dr. Luis Antonio Domínguez Perales**

Asesor: **M.C. Fabiel Vázquez Cruz**

San Juan Acateno, Teziutlán, Puebla, México. Junio de 2023.

El presente trabajo forma parte del Cuerpo Académico denominado: **Agrobiotecnología Y Recursos Naturales** y de la Línea de Investigación: Biotecnología, conservación y protección vegetal. Dicho trabajo, fue financiado con: recursos propios.

DEDICATORIA

A Dios por la oportunidad de cumplir mis sueños y metas, estoy agradecido con las oportunidades que me ha dado en la vida.

A mis padres Sra. Marcela Alberto Alberto y Sr. Elfego Bandala Sánchez, por ser unos maravillosos padres, por su amor incondicional, por darme apoyo en este camino, en la cual, me han enseñado que la vida es una lucha constante y que con mucho esfuerzo y constancia puedo cumplir mis sueños y metas.

A mis hermanos Benito y Nancy, por su apoyo incondicional, les agradezco mucho por sus palabras de aliento para seguir con esto y más en mi camino, les agradezco por estar conmigo, los amo.

A mis amigos: Roberto, Monserrat, Cecilia, Brenda, Rodrigo, Isaac, Marcos, Erika, David, Ruth.

A mis asesores, profesores que me brindaron sus conocimientos, su apoyo y amistad durante la universidad, que son parte de mi formación personal y académica.

A las personas que conocí, durante mi estancia en la universidad, que me acompañaron durante este proceso, ¡que me brindaron su apoyo! muchas gracias.

A los profesores de la facultad que fueron parte de mi formación personal y académica. Gracias por compartir sus conocimientos, junto con sus experiencias, les agradezco por todo este tiempo que pase en la facultad, el cual ha sido muy grato para mí persona como estudiante.

Al personal administrativo y de apoyo, por brindarme siempre su ayuda cuando lo necesité, ¡Gracias por la atención que me dieron!

AGRADECIMIENTOS

A la Benemérita Universidad Autónoma de Puebla, mi alma mater por permitirme ser parte de esta comunidad, cursar mi educación superior, en la cual me forme personal, académica y profesionalmente.

A la Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias por permitirme estar en sus aulas, brindarme los espacios necesarios, en los cuales aprendí, para mi formación profesional y así lograr mis objetivos en la carrera de Ingeniería Agrohídrica.

Al Dr. Delfino Reyes López, por su apoyo para el desarrollo de esta investigación, por el tiempo, conocimientos y paciencia que me brindo en este trabajo y durante sus clases a lo largo de la universidad. ¡Muchas gracias!

Al Dr. Fernando López Morales, por su apoyo incondicional, en la contribución profesional para la realización y revisión en este trabajo de investigación y formar parte de mi formación académica.

Al Dr. Luis Antonio Domínguez Perales por su apoyo en el desarrollo de este trabajo de investigación gracias por compartir sus conocimientos.

Al MC. Fabiel Vázquez Cruz por su apoyo en la realización de este trabajo de tesis, por brindarme sus conocimientos, los cuales fueron de gran ayuda para la realización de este trabajo de investigación.

CONTENIDO	ÍNDICE GENERAL	PAGINA
ÍNDICE DE CUADROS		x
ÍNDICE DE FIGURAS		xi
RESUMEN		xii
ABSTRAC		xiii
I. INTRODUCCIÓN		1
II. OBJETIVOS		3
2.1. Objetivo general		3
2.2. Objetivos específicos		3
III. HIPÓTESIS		4
IV. REVISIÓN DE LITERATURA		5
4.1. Generalidades de la vainilla		5
4.2. Clasificación botánica		5
4.3. Sistema radicular		5
4.4. Características fisicoquímicas de los sustratos		6
4.5. Sustratos		7
4.5.1. Sustrato tipo bocashi		7
4.6. Nutrición		8
4.6.1. Importancia de los macroelementos		8
4.6.2. Importancia de los microelementos		9
4.7. Etapas del cultivo de vainilla		10
4.8. Análisis foliares		10
4.8.1. Importancia del análisis foliar		11
4.8.2. Factores que influyen en el análisis foliar		11
4.8.3. Interpretación del análisis foliar		11
V. MATERIALES Y MÉTODOS		12
5.1. Ubicación de la toma de muestra en sustratos y foliares		12

5.2. Elaboración del sustrato para vainilla	13
5.2.1. Toma de muestra del sustrato.....	13
5.3. Obtención de la muestra foliar de vainilla	13
5.3.1. Secado de la muestra foliar	14
5.4. Características fisicoquímicas evaluadas en los sustratos de vainilla	15
5.4.1. pH	15
5.4.2. Conductividad eléctrica	15
5.4.3. Materia orgánica (MO)	15
5.4.4. Densidad aparente (Da)	16
5.5. Elementos químicos evaluados en los sustratos y foliares de vainilla	16
5.5.1. Determinación de nitrógeno total en los sustratos y foliares de vainilla	16
5.5.2. Método de calcinación para determinar elementos totales en sustratos: fosforo (P), potasio (K), sodio (Na), calcio (Ca), magnesio (Mg), hierro (Fe), manganeso (Mn), zinc (Zn) y cobre (Cu)	17
5.5.3. Método de floruro de amonio para determinar fosforo (P) disponible en sustratos.....	17
5.5.4. Método de extracción de acetato de amonio para determinar elementos disponibles en sustratos potasio (K), sodio (Na), calcio (Ca), magnesio (Mg), hierro (Fe), manganeso (Mn), zinc (Zn) y cobre (Cu)	18
5.5.5. Método de digestión por microondas para determinar elementos totales en foliares: fosforo (P), potasio (K), sodio (Na), calcio (Ca), magnesio (Mg), hierro (Fe), manganeso (Mn), zinc (Zn) y cobre (Cu)	19
5.5.6. Determinación de fosforo (P) total/disponible en sustrato y foliar total	19
5.5.7. Determinación de potasio (K) y sodio (Na) total y disponible del sustrato y foliar total.....	21
5.5.8. Determinación de calcio (Ca), magnesio (Mg), hierro (Fe), manganeso (Mn), zinc (Zn) y cobre (Cu) en sustratos totales y disponibles	

(excepto Ca y Mg) y foliar total.....	22
5.5.9. Determinación de calcio (Ca) y magnesio (Mg) disponibles.....	23
5.6. Diseño experimental.....	24
5.7. Análisis estadístico.....	24
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	25
6.1. Análisis de varianza de las características fisicoquímicas de los sustratos.....	25
6.2. Prueba de medias de las características fisicoquímicas de los sustratos.....	25
6.3. Análisis de varianza de los macro y microelementos totales y disponibles en sustratos.....	29
6.4. Prueba de medias de los macroelementos: nitrógeno (N), fosforo (P) y potasio (K) totales y disponibles en sustratos.....	30
6.5. Prueba de medias de los microelementos: sodio (Na), calcio (Ca) y magnesio (Mg) totales y disponibles en sustratos.....	33
6.6. Prueba de medias de los microelementos: hierro (Fe), manganeso (Mn), zinc (Zn) y cobre (Cu) totales y disponibles en sustratos.....	35
6.7. Análisis de varianza de los macro y microelementos foliares.....	38
6.8. Prueba de medias de los macroelementos: nitrógeno (N), fosforo (P) y potasio (K) foliares.....	39
6.9. Prueba de medias de los microelementos: sodio (Na), calcio (Ca) y magnesio (Mg) foliares.....	40
6.10. Prueba de medias de los microelementos: hierro (Fe), manganeso (Mn), zinc (Zn) y cobre (Cu) foliares.....	41
VII. CONCLUSIONES.....	44
VIII. LITERATURA CITADA.....	45

ÍNDICE DE CUADROS

Contenido	Página
Cuadro 1. Materiales y porciones utilizados para los sustratos.....	13
Cuadro 2. Análisis de varianza para las variables fisicoquímicas de los seis sustratos para el cultivo de vainilla (2022).	25
Cuadro 3. Prueba Tukey de cuatro variables fisicoquímicas de los seis sustratos para el cultivo de vainilla (2022).	26
Cuadro 4. Análisis de varianza para los macro y microelementos totales y disponibles de los seis sustratos propuestos para el cultivo de vainilla (2022).	29
Cuadro 5. Prueba Tukey de los macroelementos totales y disponibles en seis sustratos propuestos para el cultivo de vainilla (2022).	30
Cuadro 6. Prueba Tukey de los microelementos totales y disponibles en seis sustratos propuestos para el cultivo de vainilla (2022) (Primera parte).	33
Cuadro 7. Prueba Tukey de los microelementos totales y disponibles en seis sustratos propuestos para el cultivo de vainilla (2022) (Segunda parte).	35
Cuadro 8. Análisis de varianza para los macro y microelementos totales de las cinco etapas del cultivo de vainilla (2022).	38
Cuadro 9. Prueba Tukey de los macroelementos totales en el análisis foliar en las cinco etapas fenológicas del cultivo de vainilla (2022).	39
Cuadro 10. Prueba Tukey de los microelementos totales del análisis foliar en las cinco etapas fenológicas del cultivo de vainilla (2022) (Primera parte).	41
Cuadro 11. Prueba Tukey de los microelementos totales del análisis foliar en las cinco etapas fenológicas del cultivo de vainilla (2022) (Segunda parte).	42

ÍNDICE DE FIGURAS

Contenido	Página
Figura 1. Ubicación de las tomas de las muestras de los sustratos y foliar de vainilla (2022).	12
Figura 2. Ubicación de laboratorio del ICUAP en la ciudad de Puebla, donde se trasladaron las muestras de los sustratos y foliares de la vainilla (2022).	14

RESUMEN

La vainilla (*Vainilla planifolia* G. Jackson) es una orquídea originaria de México, que se cultiva en la región del Totonacapan, teniendo como principales consumidores al ámbito gastronómico. Para cultivar vainilla se pueden utilizar sustratos, los cuales son los encargados de proveer los nutrientes, y de acuerdo con sus propiedades fisicoquímicas, depende su disponibilidad y donde cada etapa fenológica del cultivo de vainilla se requiere un contenido nutrimental diferente. Por lo tanto, el objetivo de esta investigación fue analizar un sustrato que reúna las propiedades fisicoquímicas y de elementos totales, así como, elementos disponibles que cumplan con los requerimientos nutricionales de las cinco etapas fenológicas en el desarrollo de vainilla. Para ello se evaluaron durante el 2022, seis sustratos que constituyeron los tratamientos, en los cuales se determinaron sus propiedades fisicoquímicas, así como nutrimentos totales y disponibles, además de determinar el contenido de macro y micronutrientes, de manera foliar en cinco etapas fenológicas de la planta de vainilla. El análisis estadístico fue bajo un diseño completamente al azar separando los sustratos y las etapas fenológicas, con dos repeticiones en cada tratamiento. Los resultados fueron los siguientes, en las propiedades fisicoquímicas de los sustratos la mayoría de los tratamientos exceden el contenido adecuado, no obstante, el sustrato 3 con materiales: Estiércol + suelo + hoja de plátano + hoja de bambú + aserrín, con su proporción 30:30:30:5:5:5 en base a volumen, presento una respuesta optima, de igual manera, en la cantidad de macro y microelementos totales, presento un contenido aceptable. Tal sustrato obtuvo la mayor cantidad en los macro y microelementos disponibles. El análisis foliar mostro que en la etapa de producción contenido de macro y microelementos fue mayor.

Palabras clave: *Vainilla planifolia*, análisis foliares, fisicoquímicos, sustratos, macro y microelementos.

ABSTRAC

Vanilla (*Vanilla planifolia* G. Jackson) is an orchid native to Mexico, which is cultivated in the Totonacapan region, with the gastronomic field as its main consumers. To grow vanilla, substrates can be used, which are in charge of providing the nutrients, and according to their physicochemical properties, their availability depends and where each phenological stage of the vanilla crop requires a different nutritional content. Therefore, the objective of this research was to analyze a substrate that meets the physicochemical properties and total elements, as well as available elements that meet the nutritional requirements of the five phenological stages in vanilla development. For this, six substrates that constituted the treatments were evaluated during 2022, in which their physicochemical properties were determined, as well as total and available nutrients, in addition to determining the macro and micronutrient content, in a foliar manner in five phenological stages of the vanilla plant. The statistical analysis was under a completely randomized design, separating the substrates and the phenological stages, with two repetitions in each treatment. The results were the following, in the physicochemical properties of the substrates, most of the treatments exceed the adequate content, however, the substrate 3 with materials: Manure + soil + banana leaf + bamboo leaf + sawdust, with its proportion 30 :30:30:5:5:5 based on volume, I present an optimal response, in the same way, in the amount of total macro and microelements, I present an acceptable content. Such a substrate obtained the highest amount of macro and microelements available. The foliar analysis showed that in the production stage the content of macro and microelements was higher.

Key words: *Vainilla planifolia*, foliar analysis, physicochemical, substrates, macro and microelements.

I. INTRODUCCIÓN

La vainilla (*Vainilla planifolia* G. Jackson) es una orquídea, la cual se encuentra distribuida en las regiones tropicales de Centroamérica (Anilkumar, 2004). La vainilla natural tiene una gran demanda en el mercado mundial, así como la sintética, ambas son la base en la industria alimenticia junto con la perfumería, estas industrias son quienes más consumen este producto a pesar de los costos que implica, pero la vainilla natural tiene una mayor preferencia que la sintética (Augstburger *et al.*, 2000). También es implementada en el campo médico, por sus propiedades anticlastogénicas y anticarcinogénicas (Bythrow, 2005).

El cultivo de vainilla tiene sus principales fuentes de nutrientes en materiales orgánicos, los cuales son los residuos leñosos y foliares, los que se obtienen de la poda de árboles y de otros cultivos como el plátano. La vainilla cuenta con un sistema radical terrestre, el cual se desarrolla de forma superficial de preferencia en sustratos que cuenten con grandes cantidades de materia orgánica en descomposición. Este sustrato tiene la principal función de proveer nutrientes para la vainilla, y a su vez debe tener las propiedades físicas adecuadas como retención de agua, una buena aeración, entre otras propiedades, las cuales son de suma importancia para el crecimiento y desarrollo de la vainilla (Damirón, 2004).

Los sustratos orgánicos tienen una amplia variación en cuestión de materiales orgánicos, esto se debe a que cada país utiliza el de mayor disponibilidad, teniendo en cuenta que no se han identificado aquellos sustratos orgánicos que cuenten con todas las características favorables para el crecimiento y desarrollo de las plantas (González-Chávez *et al.*, 2018). Sin embargo, se han observado diferentes experiencias al usar fibra de coco, chips de madera, aserrín, cascara de coco y bagazo de caña entre otros (Hernández y Hernández, 2011).

Se cuentan con sustratos comerciales convencionales, sin embargo, estos sustratos aumentan los costos de producción debido a sus costos en el mercado (Urrestarazu *et al.*, 2005). Lamentablemente estos sustratos han generado problemas ambientales por la eliminación de los residuos tratados, por lo tanto, se han buscado nuevos materiales alternativos que tengan un menor impacto en el medio ambiente, los cuales son los residuos orgánicos (Ayala *et al.*, 2008). Contando así con la necesidad de utilizar los materiales orgánicos locales, estables y

de probada calidad que cuenten con una inocuidad adecuada para el cultivo, dependiendo de la agroindustria local, la cual aporta diversos materiales (Ortega-Martínez *et al.*, 2010).

Por lo general, los productores de vainilla suelen utilizar residuos vegetales en descomposición o compost que ellos mismos producen. Sin embargo, no hay control de la calidad de la nutrición orgánica, ni de las dosis que deben manejarse para mantener las plantas adecuadamente nutridas (González-Chávez *et al.*, 2018). Se tiene que considerar el contenido nutrimental, ya que es el producto de la integración de varios factores, los cuales son: el clima, edad, suelo, sustrato, tipo de cultivo y manejo. Por estos factores, el análisis foliar es un método muy utilizado para determinar el estado nutricional del cultivo, que a su vez evalúa indirectamente la fertilidad del suelo, sustrato o cualquier medio de cultivo (Rimski-Korsakov *et al.*, 2000).

II. OBJETIVOS

2.1. Objetivo general

- Analizar diferentes sustratos que reúnan las propiedades fisicoquímicas y de elementos totales, así como, elementos disponibles que cumplan con los requerimientos nutricionales de las cinco etapas fenológicas de vainilla.

2.2. Objetivos específicos

- Evaluar las propiedades fisicoquímicas de diferentes sustratos para el buen desarrollo del cultivo de vainilla.
- Identificar el contenido de los elementos químicos totales y disponibles en seis sustratos para el buen desarrollo de la planta de vainilla.
- Realizar el análisis nutricional foliar en cinco etapas fenológicas de las plantas de vainilla.

III. HIPÓTESIS

Al menos uno de los sustratos evaluados tendrá las propiedades fisicoquímicas óptimas, y a su vez cumplirá con los elementos totales y disponibles requeridos de manera foliar, en una de las etapas fenológicas de la planta de vainilla, para su buen desarrollo.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1. Generalidades de la vainilla

La vainilla es un género perteneciente a la familia Orchidaceae, se originó en América tropical hace 70 millones de años (Ramírez *et al.*, 2007); tal familia está compuesta por 110 especies distribuidas en las zonas tropicales de México y el mundo, dentro de este género *V. planifolia*, *V. pompona* y *V. tahitensis* son las especies más importantes en el mundo, por ser productoras de vainillina natural (Bory *et al.*, 2008).

La vainilla es considerada la sustancia aromatizante y saborizante más importante, con mayor valor económico en el mercado (Divakaran *et al.*, 2006). A pesar de su importancia, muchas de las especies del género no se consideran domesticadas, las especies cultivadas son similares a sus parientes silvestres donde solo existe una selección empírica por parte de los productores. En el cultivo de vainilla, su diversidad genética es limitada en las plantaciones comerciales, debido a la extensa propagación vegetativa del germoplasma (Besse *et al.*, 2004). De acuerdo con Soto y Dressler (2010), determinaron la existencia de 15 especies del género vainilla en México y Centroamérica.

4.2. Clasificación botánica

La vainilla es una planta trepadora de la familia de las orquídeas, considerada una planta epífita no parásita, es decir, que utiliza un tutor para sostenerse y así crecer, pero su fuente de nutrientes es la materia orgánica que se encuentra en la superficie terrestre, la clasificación botánica de la vainilla de quedaría de la siguiente manera: Reino: Vegetal, Grupo: Espermatofita, Clase: Angiosperma, Subclase: Monocotiledónea, Serie: Dialipétalas, Orden: Ginandrales, Suborden: Neociacneas, Familia: Orquidácea, Subfamilia: Pleonandras, Género: Vainilla y Especie: Planifolia (Montoya, 1963).

4.3. Sistema radicular

La vainilla carece de una raíz pivotante generando sus raíces en los entrenudos, donde se encuentran los meristemas axilares; debido a que se desarrolla sobre la materia orgánica, posee un sistema radical fasciculado, con amplitud exploratoria menor a 30 cm de profundidad. Además, desarrolla raíces adventicias con funciones de soporte y absorción de nutrientes al penetrar el suelo (Reyes *et al.*, 2008).

4.4. Características fisicoquímicas de los sustratos

El potencial de hidrogeno (pH) las plantas tienen su desarrollo en un amplio intervalo de potencial de hidrogeno, el cual se encuentra en el sustrato y no sufre de ninguna alteración fisiológica visible, esto cuando se suministran los nutrientes en cantidades requeridas para el desarrollo de la planta. Sin embargo, condiciones de alta acidez o alcalinidad, el crecimiento y el desarrollo de las plantas se ven reducidos considerablemente, el potencial de hidrogeno influye de manera importante en la disponibilidad de los elementos nutritivos, la capacidad de intercambio catiónico y la actividad biológica dentro del sustrato (Abad *et al.*, 2005).

La conductividad eléctrica (CE) es la concentración de las sales presentes en la solución nutritiva, un alto contenido de sales en la solución puede provocar riesgos de toxicidad cuando las sales están en altas cantidades, lo cual pueden causar un aumento en el potencial osmótico esto provoca problemas de adsorción de agua en las raíces. En el periodo de verano este efecto es muy marcado debido al aumento de la tasa de transpiración, la conductividad del sustrato aumenta cuando está en el contenedor debido a la presencia de fertilizantes poco solubles o por que el aporte de sales es superior al absorbido por la planta o por la descomposición del sustrato, este tipo de efectos se pueden prevenir o disminuir conociendo los requerimientos nutritivos de la planta y las condiciones óptimas para su desarrollo (Abad *et al.*, 2004).

La presencia de materia orgánica (MO) en un sustrato funciona como un reservorio dosificador de elementos, no sólo en cuanto a su capacidad de intercambio catiónico elevada, sino también por la capacidad de transformar cationes metálicos en complejos metálicos solubles disponibles para las plantas y actúa inhabilitando los metales pesados, lo cual reduce los riesgos de fitotoxicidad (Burés, 1997).

En efectos prácticos, la degradación de la materia orgánica se presenta en el sustrato orgánico mediante el desarrollo de deficiencias de nitrógeno, liberación de elementos y sustancias que pueden ser beneficiosas o fitotóxicas, reducciones de volúmenes del sustrato, cambios en el balance de la reacción O^2/CO^2 (Burés, 1998).

La densidad aparente se refiere a las partículas del sustrato sin tomar en cuenta el espacio poroso o la relación que existe entre el peso de la partícula del sustrato y el volumen

ocupado en el contenedor, su valor se expresa en gcm^{-3} , esta característica se puede medir de la siguiente manera: en el contenedor de un volumen ya conocido se pesa vacío, se llena del material a utilizar como sustrato y se pesa nuevamente. Al peso obtenido del contenedor lleno se le resta el peso del contenedor vacío, el dato resultante se divide por el volumen conocido del sustrato (Abad *et al.*, 2005).

4.5. Sustratos

Los sustratos son aquella mezcla que está formada por materiales en estado líquido y sólido los cuales deben contar con proporciones adecuadas para que las plantas tengan un desarrollo óptimo. El hablar de sustratos indica a una referencia del cultivo sin suelo, en donde la planta se desarrolla en su sistema radical con medio sólido o líquido, en un espacio limitado. Por definición el concepto de sustrato introduce materiales sólidos, mezclas de residuos orgánicos, el cual es usado para la producción de plantas en contenedores (Cruz *et al.*, 2010).

4.5.1. Sustrato tipo bocashi

El sustrato tipo bocashi se lleva a cabo con los procesos de descomposición aeróbica de los residuos orgánicos con temperaturas controladas, este proceso se puede dar gracias a los microorganismos, los cuales están presentes en los residuos orgánicos, que a su vez proporcionan las condiciones favorables para producir un material estable el cual tenga una lenta descomposición. Este sustrato cuenta con algunas ventajas en comparación con otros sustratos (Picado y Añasco, 2005).

- No produce gases tóxicos, ni olores fétidos.
- Es fácil de almacenar y transportar
- Inhibe agentes patogénicos, los cuales son perjudiciales en los cultivos como causantes de enfermedades.
- Cuenta con un periodo relativamente corto de elaboración (dependiendo del ambiente en 12 a 24 días).
- Puede ser utilizado inmediatamente después de la preparación.
- Bajos costos de producción.

4.6. Nutrición

Las plantas se desarrollan en un ambiente iónico, el cual les brinda los nutrientes necesarios para desarrollarse y completar su ciclo biológico, los nutrientes minerales necesarios para el desarrollo de las plantas de vainilla son los que cumplen con lo siguiente: (Piaggese, 2004).

- Los cuales estén involucrados en funciones estructurales, metabólicas que no pueden ser reemplazados. Esto se debe a que, son constituyentes de la estructura orgánica de la planta, por otro lado, también actúa accionando la reacción enzimática y como osmo-regulador.
- A falta de uno de los nutrientes la planta puede producir diversos síntomas de deficiencia, los cuales si no se tratan a tiempo puede afectar el desarrollo de las plantas asiendo que este se detenga, y en el peor de los casos puede causar la muerte.

Las plantas cuentan con un mínimo, excelente y máximo de tolerancia por cada uno de los elementos necesarios para su nutrición; lo cual su nivel de disponibilidad de los elementos puede ser excelente o por diferentes factores puede causar deficiencia por falta de nutrientes, o exceso de estos mismos causando intoxicación en las plantas (Piaggese, 2004).

4.6.1. Importancia de los macronutrientes

El nitrógeno (N), absorbido en el suelo o el cual está fijado en el aire, se puede incorporar a las plantas en forma de aminoácidos, empezando por las hojas verdes. Al aumentar el suministro de nitrógeno, las proteínas que han sido sintetizadas a partir de aminoácidos sobresalen por el crecimiento de hojas, aumentando así la superficie fotosintética (Uscola *et al.*, 2014).

El fósforo (P), es un elemento de suma importancia en las plantas siendo uno de los más abundantes en la corteza terrestre. El fósforo se encuentra en los tejidos con la forma de ácidos nucleicos, los cuales pueden tener valores de entre 17 y 58%, azúcares, coenzimas, fosfolípidos y ATP, las cuales proporcionan energía para el desarrollo de las plantas (González-Chávez *et al.*, 2018).

El potasio (K), es un elemento de gran importancia para la nutrición en la planta, el cual tiene una movilidad limitada. Este nutriente está presente en pequeñas cantidades en los suelos. El potasio es requerido para la conformación activa de diversas enzimas que

participan en el metabolismo, las cuales contribuyen de gran manera con el potencial osmótico (Hernández *et al.*, 2013).

4.6.2. Importancia de los microelementos

El sodio (Na) se considera un elemento esencial por tres aspectos: se considera de suma importancia para ciertas especies, tiene la capacidad de reemplazar funciones del potasio en las plantas y cuenta con un efecto benéfico en el desarrollo vegetal (Marschner, 1998).

El calcio (Ca) es necesario para el desarrollo en las raíces y como un compuesto del tejido celular de las membranas. En la mayoría de los suelos cuentan con suficiente calcio disponible para las plantas, una deficiencia de este nutriente puede darse en aquellos suelos tropicales bajos en calcio (Jakobsen, 1993).

El magnesio (Mg) en las plantas es absorbido como ion bivalente Mg^{2+} , es el constituyente central de la clorofila, por lo que del 15 al 20 % del magnesio se localiza en las partes verdes de las plantas. El magnesio es fundamental para las reacciones enzimáticas las cuales tienen relación con la transferencia de energía en la planta (Kyrby y Rómheld, 2007).

El hierro (Fe) es un nutriente esencial ya que forma parte de citocromos, proteínas, así mismo, tiene participación en reacciones de oxido-reducción. El hierro se encuentra en los cloroplastos de las hojas donde tiene la función de sintetizar proteínas cloroplásticas. A su vez, forma parte de unas enzimas respiratorias tales como la ferredoxina, peroxidasa citocromo-oxidasa y catalasa (Hernández *et al.*, 2013).

El manganeso (Mn) se encuentra presente en las plantas principalmente con la forma de divalente (II). En esta forma se puede combinar rápidamente con ligandos orgánicos, los cuales son oxidados rápidamente a Mn (III) y Mn (IV). El manganeso desempeña un papel importante en los procesos de redox, los cuales, son el transporte de electrones en la fotosíntesis, contribuye también a la desintoxicación de radicales de oxígeno libres (Kyrby y Rómheld, 2007).

El cobre (Cu) cuenta con un parecido con el hierro, esto se debe a que forma parte de la transferencia de electrones (Cu^{2+}). Por esta razón tiene un papel importante en los procesos de redox de la fisiología de la planta. Diversas proteínas que contienen Cu son de suma importancia para la fotosíntesis, respiración, lignificación y desintoxicación de radicales superóxidos (Hänsch y Mendel, 2009).

El zinc (Zn) principalmente lo absorben las raíces de las plantas y es tomado como ion bivalente (Zn^{2+}). Este se encuentra involucrado en la síntesis del triptófano, el cual es precursor fundamental para las auxinas. Por otro lado, ayuda a diferentes actividades enzimáticas en los vegetales, el metabolismo del nitrógeno, así como, tiene un papel importante en la pigmentación de flavonoides y del ácido ascórbico (Piaggese, 2004).

4.7. Etapas del cultivo de vainilla

Las etapas de crecimiento del cultivo de vainilla y su determinación dependen del manejo cultural y particularmente del tipo de encauzamiento de las guías en crecimiento. La longevidad del cultivo depende del mantenimiento y puede ser 3 a 10 años. Las plantaciones comerciales en México tienen vida promedio de 5 años, de los cuales los primeros tres son de desarrollo vegetativo y los otros dos son de producción. En la plantación hay incidencia alta de problemas fitosanitarios. Por tanto, cada año se resiembra aproximadamente 30 % de la plantación para mantener una densidad de población de 2,280 a 10,000 plantas por ha^{-1} (Curti, 1995).

4.8. Análisis foliares

El análisis foliar se considera una referencia de suma importancia para poder determinar el estado nutricional de las plantas, a su vez puede mostrar la carencia de los elementos. Esto es posible porque los análisis foliares brindan una indicación precisa de los elementos utilizados por la planta, la razón por la cual se toman las hojas es porque son muy sensibles a los cambios de composición del medio nutritivo. La manera correcta de efectuar un análisis foliar requiere que se tome la muestra de hojas, de un modo que sea representativa del estado nutricional (Múnera, 2012).

4.8.1. Importancia del análisis foliar

El análisis foliar tiene un valor importante esto se debe que se pueden detectar deficiencias en los elementos, ya que este análisis funciona como base para que pueda haber una recomendación más precisa en los niveles de fertilización en las plantas (Paredes-Arce y Montero-Palacios, 2003).

4.8.2. Factores que influyen en el análisis foliar

Los nutrientes contenidos en las hojas dependen de diversos factores, los cuales son: tipo y posición de la hoja a muestrear, edad de la planta, disponibilidad de nutrientes en el suelo, el estado fitosanitario de la planta, el clima, la producción que lleven (Puentes-Paramo *et al.*, 2014).

Los datos obtenidos del análisis foliar solo pueden ser utilizados como una guía en la interpretación de los resultados, debido a que los contenidos nutrimentales pueden variar por la variedad, su tasa de crecimiento, por la presencia y ausencia de otro elemento (Múnera, 2012).

4.8.3. Interpretación del análisis foliar

Para la evaluación del estado nutrimental de la planta se lleva a cabo la comparación de los resultados obtenidos en una muestra foliar con análisis representativos, el cual es denominado patrón de referencia, este último es el producto de investigaciones relacionadas con el rendimiento (Rodríguez y Rodríguez, 2000).

No obstante, para realizar un buen diagnóstico foliar, no es suficiente con tomar muestras foliares, analizarlas e interpretar con valores de referencia, la utilidad del análisis foliar dependerá de que los investigadores se centren en el por qué se obtienen esos resultados. La interpretación de los resultados de los análisis foliares nos permite identificar el nivel nutricional en las plantas. Cada cultivo por lo general se considera normal cuando los elementos se encuentran en cantidades y proporciones adecuadas, aparte de exhibir un buen aspecto visual y ser capaz de dar altas producciones (Rodríguez *et al.*, 2004).

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Ubicación de la toma de muestra en sustratos y foliares

La presente investigación se llevó a cabo en el municipio de Tenampulco Puebla (Figura 1). Dicho municipio se encuentra entre las coordenadas geográficas de 20° 11' 52.23'' de latitud norte y 97° 22' 06.09" de longitud oeste, a una altura de 240 m.s.n.m., donde predomina un clima cálido-húmedo, con lluvias frecuentes en verano (INEGI, 2005). La toma de las muestras de los sustratos y foliares se realizaron en el mes de mayo del año 2022.

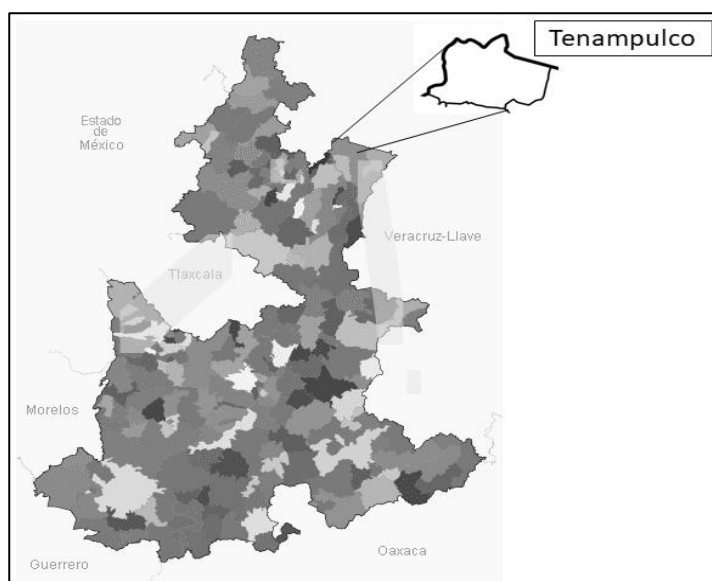


Figura 1. Ubicación de las tomas de las muestras de los sustratos y foliar de vainilla (2022).

5.2. Elaboración del sustrato para vainilla

Para obtener los sustratos se elaboró una composta tipo bocashi con la técnica recomendada por la FAO, (2011), a partir de la mezcla de estiércol de ganado bovino, tierra de monte, hojas y tallos de plátano (*Musa paradisiaca* L.), hojas de bambú (*Bambusa vulgaris* Vittata) y aserrín (microorganismos). Los sustratos se prepararon en el municipio de Tenampulco, los materiales que se utilizaron y sus respectivas proporciones, se muestran en el Cuadro 1.

Cuadro 1. Materiales y porciones utilizados para los sustratos de vainilla (2022).

Material	Sustrato 1	Sustrato 2	Sustrato 3	Sustrato 4	Sustrato 5	Sustrato 6
	%					
Estiércol	50	40	30	30	20	30
Suelo	15	30	30	40	20	10
Hoja 1	25	20	30	20	50	50
Hoja 2	5	5	5	5	5	5
Aserrín	5	5	5	5	5	5

Hoja 1 = hoja de plátano. Hoja 2 = hoja de bambú.

5.2.1. Toma de muestra del sustrato

La toma de muestras en los sustratos se realizó de la siguiente manera: se tomó una muestra de 1 kg por cada uno de los seis sustratos, los cuales fueron trasladados a la Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias (BUAP), en donde fueron secados a temperatura ambiente, hasta que estos ya no presentaban humedad, una vez secos se tamizaron con un tamiz de malla con dos mm para que fueran trasladados y analizados en el laboratorio del Centro de Investigaciones en Ciencias Microbiológicas (ICUAP).

5.3. Obtención de la muestra foliar de vainilla

La vainilla es una planta que pertenece a la familia de las orquídeas, por lo que se obtuvo el muestreo foliar en cinco etapas de la planta. Las cuales fueron las siguientes: I) etapa de crecimiento, II) etapa antes de la producción, III) etapa en la producción, IV) etapa antes de la floración, y V) durante de floración. En cada una de las cinco etapas se tomó una muestra de 30 hojas en 10 diferentes plantas (siempre y cuando estuvieran en la misma etapa estas plantas). El muestreo consistió en tomar tres hojas por planta, a partir de la segunda

hoja de los bordes jóvenes de la planta de vainilla, lo que nos da un total de 30 hojas por etapa (Silva y Uchida, 2000).

5.3.1. Secado de la muestra foliar

Las muestras foliares (las 30 hojas por etapa) se lavaron con abundante agua destilada, para después someterlas a un secado en estufa durante 24 a 48 horas, con una temperatura entre 60 y 80 °C. Una vez secas las cinco muestras, se molió en molino de cuchillas, y se tamizaron con malla de 2 mm, para finalmente, almacenarlas en bolsas de plástico correctamente etiquetadas para su posterior análisis foliar (Silva y Uchida, 2000). El secado de las muestras se realizó en la Facultad de Ciencias Agrícolas y Pecuarias BUAP, localizada en la región nororiental del estado de Puebla en la junta auxiliar de San Juan Acateno perteneciente al municipio de Teziutlán, Puebla.

5.3.2. Ubicación del laboratorio donde se realizaron los análisis de los sustratos y foliares

Posteriormente, las muestras de sustratos y foliares de la vainilla se trasladaron a las instalaciones del laboratorio del ICUAP, para ser analizadas en los meses de junio del 2022. Tal laboratorio se localiza en la ciudad de Puebla, con código postal 72570, ubicado en la Av. San Claudio 1814, Jardines de San Manuel (Figura 2).

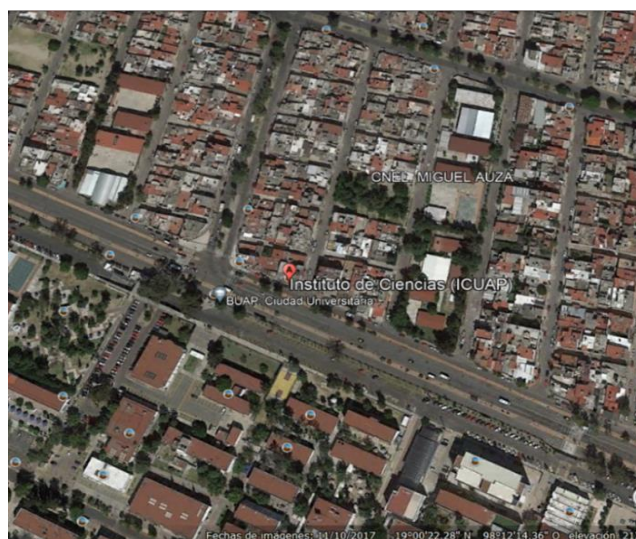


Figura 2. Ubicación de laboratorio del ICUAP en la ciudad de Puebla, donde se trasladaron las muestras de los sustratos y foliares de la vainilla (2022).

5.4. Características fisicoquímicas evaluadas en los sustratos de vainilla

5.4.1. pH

La determinación del pH de los sustratos se midió en agua, la cual se realizó a través del método AS-02. Este método consistió en pesar 10 g de cada uno de los sustratos, donde se introdujeron dentro de frascos etiquetados en los cuales se adicionaron 50 ml de agua desionizada, se agitaron durante 30 minutos en el agitador de vaivén R-06, para después de 10 minutos de reposo se midió el pH con el conductronic PH140 (SEMARNAT, 2000).

5.4.2. Conductividad eléctrica

La medición de la conductividad eléctrica en el extracto de saturación se realizó a través del método AS-18, con un conductímetro YSI Model 30M. El cual consistió en vaciar las muestras de pH sin agitar en probetas etiquetadas, en las cuales se introdujo el medidor de conductividad y se tomó la lectura junto con la temperatura, una vez tomada la lectura se enjuaga el medidor de conductividad, cada una de las muestras se hace por duplicado (SEMARNAT, 2000).

5.4.3. Materia orgánica (MO)

El procedimiento para la determinación de materia orgánica en los sustratos se realizó a través del método AS-07 de Walkley y Black. Se utilizaron matraces etiquetados de 100 ml, en los cuales se agregaron 0.1 g de sustrato y 10 ml de dicromato de potasio ($K_2Cr_2O_7$), con precaución se añadieron 20 ml de ácido sulfúrico (H_2SO_4). Finalmente, se realizó un tratamiento testigo sin que éste llevara sustrato y se dejó reposar durante media hora. A los sustratos se les agrego 5 ml de ácido fosfórico (H_3PO_4), se añadieron 3 gotas de difenilamina ($C_{12}H_{11}N$), se agitaron suavemente, se titularon con sulfato ferroso ($FeSO_4$) hasta obtener un color verde claro. Para los cálculos se utilizó la siguiente ecuación (SEMARNAT, 2000).

$$\% \text{ MO} = 1.724 * [\% \text{ C orgánico} = \frac{B-T}{g} (N) (0.39) \text{ m c f}]$$

Donde:

% MO = porcentaje de materia orgánica.

C orgánico = Carbono orgánico.

B = Volumen de sulfato ferroso gastado para valorar el blanco de reactivos (ml).

T = Volumen de sulfato ferroso gastado para valorar la muestra (ml).

g = Peso de la muestra empleada (g).

N = Normalidad exacta del sulfato ferroso (valorar por separado al momento de analizar las muestras).

mcf = Factor de corrección de humedad.

5.4.4. Densidad aparente (Da)

La determinación de la densidad aparente del sustrato se realizó a través del método AS-03 de la NOM-021-RECNAT-2000, el cual consistió en pesar un matraz de 10 ml y registrar su peso vacío, para después introducir el sustrato y pesarlo junto con el matraz, esto se realizó con los seis sustratos. Para los cálculos se realizaron con la siguiente formula (SEMARNAT, 2000).

$$Da = \frac{g}{ml}$$

Donde:

Da = Densidad aparente

g = peso del matraz lleno (g) – peso del matraz vacío (g).

ml = mililitros del matraz.

5.5. Elementos químicos evaluados en los sustratos y foliares de vainilla

5.5.1. Determinación de nitrógeno total en los sustratos y foliares de vainilla

La determinación de nitrógeno total en los sustratos se realizó a través del método AS-25 de la NOM-021-RECNAT-2000, por procedimientos de digestado, el cual consistió en la preparación de 11 matraces semi-micro Kjeldahl; y a los cuales se añadieron 0.1 g de muestra de sustrato/foliar molido, respectivamente, que corresponden a cada uno de los tratamientos a evaluar. Para después añadir 1 g de catalizador y 2 ml de ácido sulfúrico (H₂SO₄) concentrado a cada una de las muestras. Para finalmente, en un matraz se colocó un blanco sin muestra, una vez listas todas las muestras se pusieron en el aparato de digestión semi-micro Kjeldahl, el cual se calentó a 360 °C durante 2 horas.

Cuando las muestras sustrato/foliar se enfriaron y adquirieron un color verde claro, se insertaron los matraces en el destilador con arrastre de vapor en los cuales se prepararon 12 matraces Erlenmeyer de 125 ml, añadiendo 10 ml de ácido bórico (H₃BO₃) al 4%, al cual se le agrego tres gotas de indicador mixto. Una vez listos en la parte superior del equipo se añadieron 10 ml de hidróxido de sodio (NaOH) al 50 %, se inició la destilación hasta que el volumen alcanzó la marca de los 75 ml en el matraz Erlenmeyer. Posteriormente cuando las

muestras y el testigo llegaron a la marca de 75 ml, fueron tituladas con ácido sulfúrico 0.02 N(H₂SO₄) hasta que adquirieron un color rosa fuerte (SEMARNAT, 2000).

Para el cálculo se utilizó la siguiente formula:

$$\% \text{ N total} = (V_m - V_b) * N * 14 / p * 10$$

Donde:

% N total = Porcentaje de nitrógeno total.

V_m = Volumen de ácido sulfúrico empleado en titular la muestra.

V_b = Volumen de ácido sulfúrico empleado en titular blanco.

N = Normalidad exacta del ácido sulfúrico.

14 = Peso equivalente del nitrógeno.

10 = Factor de conversión a porcentaje.

p = Peso de la muestra de sustrato/foliar en g.

5.5.2. Método de calcinación para determinar elementos totales en sustratos: fosforo (P), potasio (K), sodio (Na), calcio (Ca), magnesio (Mg), hierro (Fe), manganeso (Mn), zinc (Zn) y cobre (Cu)

Se pesaron dos g de sustrato que se añadieron en un crisol, el cual se introdujo a una mufla Lindberg/BlueMTMMoldathermTM la cual calcino el sustrato a una temperatura de 550 °C durante dos horas y media, sustrato una vez que las muestras estuvieran a temperatura normal, se realizó una solución en un frasco donde se añadió 20 ml de ácido clorhídrico (HCl) y 20 ml de agua desionizada, para después añadir 5 ml de solución a las muestras dentro de crisol. Antes de este proceso, se prepararon matraces aforados de 100 ml, con papel filtro sdchwarzband Nr.582/1¹, en los cuales se añadió el contenido de los crisoles cuidadosamente dentro el matraz pasando por el papel filtro, posteriormente aforo con agua desionizada hasta la marca de 100 ml del matraz y este extracto se guardó en un frasco de 130 ml. Finalmente estos extractos se utilizaron para determinar los macroelementos (P y K) y microelementos (Na, Ca, Mg, Fe, Mn, Zn y Cu) (SEMARNAT, 2000).

5.5.3. Método de floruro de amonio para determinar fosforo (P) disponible en sustratos

Para el fosforo disponible se prepararon seis frascos etiquetados, se pesaron dos g de cada sustrato y estos se introdujeron en los frascos correspondientes a los cuales también se

le añadieron fluoruro de amonio (NH_4F) a cada uno de los frascos, los cuales se agitaron en el agitador de vaivén R-06 durante 10 minutos una vez terminado el tiempo se prepararon seis tubos etiquetados con embudos y papel filtro Whatman No. 4 debido a los materiales de los sustratos se agregó carbón activado para que al filtrar tuviera un color más claro este proceso se repitió dos veces para obtener tonos claros (SEMARNAT, 2000).

5.5.4. Método de extracción de acetato de amonio para determinar elementos disponibles en sustratos potasio (K), sodio (Na), calcio (Ca), magnesio (Mg), hierro (Fe), manganeso (Mn), zinc (Zn) y cobre (Cu)

Se prepararon seis matraces de 50 ml con papel filtro, se pesaron 2.5 g de cada uno de los sustratos a analizar los cuales se introdujeron en frascos para realizar el lavado donde se agregaron 15 ml de acetato de amonio ($\text{C}_2\text{H}_7\text{NO}_2$) cada una de las muestras, se registró el peso de los frascos, el cual era de 34.70 g y se etiquetaron las muestras, se agitaron en el agitador mecánico R-06 durante 10 minutos, después de esto se centrifugaron en el solbat j-40 durante 5 minutos a 2500 revoluciones por minuto, cuando se terminó el lavado se filtraron los extractos a través del papel filtro en los matraces correspondientes.

Se realizó el proceso por segunda vez el cual consistió en agregar nuevamente 15 ml de acetato de amonio ($\text{C}_2\text{H}_7\text{NO}_2$) a las muestras, para completar el peso de 34.70 g, añadiendo agua desionizada, se realizó la agitación por 10 minutos, se centrifugaron en el solbat j-40 durante 5 minutos a 3 200 revoluciones por minuto esto debido a que aun flotaba parte de los sustratos, cuando se terminó el lavado se filtraron los extractos a través del papel filtro en los matraces correspondientes. Se realizó un tercer lavado añadiendo nuevamente 15 ml de acetato de amonio ($\text{C}_2\text{H}_7\text{NO}_2$) a cada una de las muestras, completado el peso de 34.70 g con agua desionizada nuevamente se agitó y se centrifugó para que posteriormente fueran filtradas una última vez.

Se aforaron los matraces con agua desionizada hasta la marca de 50 ml, se taparon los matraces y se le dieron unas vueltas esto para que se integraran correctamente, después de esto se vaciaron en frascos etiquetados (SEMARNAT, 2000).

5.5.5. Método de digestión por microondas para determinar elementos totales en foliares: fósforo (P), potasio (K), sodio (Na), calcio (Ca), magnesio (Mg), hierro (Fe), manganeso (Mn), zinc (Zn) y cobre (Cu)

Para la digestión por microondas, se obtuvo mediante 0.3 g de cada muestra correctamente molida, la cual se introdujeron a los tubos especiales, donde se agregaron 5 ml de ácido nítrico (HNO_3), dejando reposar durante 20 minutos, para después agregar 5 ml de peróxido de hidrógeno (H_2O_2) al 30 %. Se deja reposar por 10 minutos, para después colocar los tubos en agitación y con ello romper la espuma que se formó. Los mismos tubos se sellaron correctamente y se introdujeron dentro del MARSXpress CEM corporation, el cual es un equipo de digestión por microondas que se programó para realizar la digestión.

Cuando se realizó la digestión se prepararon cinco matraces de 100 ml con un embudo y papel filtro para después añadir el extracto de digestión por microondas después de esto se enjuagaron los tubos y nuevamente se vaciaron dentro del matraz a través del papel filtro, para después aforar los matraces con agua desionizada hasta la marca de 100 ml una vez que se aforo los extractos fueron introducidos en frascos de 125 ml etiquetados para su análisis. Finalmente, estos extractos se utilizan para determinar los macroelementos (P y K) y microelementos (Na, Ca, Mg, Fe, Mn, Zn y Cu) (SEMARNAT, 2000).

5.5.6. Determinación de fósforo (P) total/disponible en sustrato y foliar total

La determinación del fósforo total, disponible y foliar se realizó de la siguiente manera, se tomó un mililitro de cada uno de los extractos de totales para realizar diluciones 1:20 porque el fósforo se midió por colorimetría y este requiere un color claro, se hicieron diluciones 1:10 con el extracto de fósforo disponible, para fósforo foliar se utiliza el extracto de digestión por microondas en este también se realizó una dilución 1:20 para que al realizar la curva no excedieran el rango estimado, se prepararon 20 tubos de ensayo etiquetados de los cuales a 17 tubos se les agregó un mililitro de dilución de extracto de totales, fósforo disponible, extracto de digestión por microondas se agregaron 6 ml de agua desionizada a los tubos, se agregaron 2 ml de molibdato de amonio ($(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24}$).

Se realizó la curva, la cual consistió en utilizar los dos tubos restantes de ensayo: al primero se le agregó un ml de la solución patrón fósforo (P) 0.5 ppm, seis ml de agua desionizada, dos ml de molibdato de amonio ($(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24}$); mientras que al segundo se le

agregaron dos ml de solución patrón fosforo (P) una ppm, cinco ml de agua desionizada, dos ml de molibdato de amonio ((NH₄)₆Mo₇O₂₄). Se preparo el blanco con siete ml de agua desionizada, y se agregaron dos ml de molibdato de amonio ((NH₄)₆Mo₇O₂₄), una vez listo se llevaron al equipo spectronic 20 d, el cual se programó adecuadamente para medir el fosforo. Ya programado el equipo spectronic 20d, se agrega un ml de cloruro estanoso (SnCl₂) a los tubos de ensayo donde se encuentran las muestras, al blanco y a las curvas. Finalmente se insertó el blanco en el equipo y este debe de marcar cero, para después insertar las curvas, el blanco y después se tomó la lectura de las muestras (SEMARNAT, 2000).

Una vez obtenido la lectura del equipo spectronic 20d, se aplicó la fórmula para obtener fosforo (P) total en los sustratos.

$$\text{Lec} / 0.42 * 50 * 20 * 10 = \text{ppm}$$

Donde:

Lec M = lectura de sustrato.

0.42 = factor de corrección.

50 = volumen del extractante/2.

20 = dilución 1:20.

10 = 1 ml de dilución + reactivos.

Fórmula para obtener fosforo (P) disponible en los sustratos.

$$\text{Lec} / 0.42 * 50 * 10 * 10 = \text{ppm}$$

Donde:

Lec M = lectura de sustrato.

0.42 = factor de corrección.

50 = volumen del extractante / dos.

10 = dilución 1:10.

10 = 1ml de dilución+ reactivos.

Fórmula para obtener fosforo (P) de los foliares totales.

$$\text{Lec M} / 0.46 * 333.3 * 20 * 10 = \text{ppm}$$

Donde:

Lec M = lectura de foliar.

0.46 = factor de corrección.

333.3 = 0.3g de foliares aforados a 100ml.

20 = dilución 1:20.

10 = 1ml de dilución+ reactivos.

5.5.7. Determinación de potasio (K) y sodio (Na) total y disponible del sustrato y foliar total

Para determinar potasio (K) total se realizaron seis diluciones de 1:20 en el extracto de calcinación para totales, para el potasio (K) disponible se realizaron 6 diluciones 1:5 se optó por hacer una dilución a la dilución 1:10 para que pudiera ser leída en el equipo Corning flame photometer 410, para potasio (K) foliar se utilizó el extracto de digestión por microondas en el cual se realizaron cinco diluciones de 1:5, calibre Corning flame photometer 410, con potasio (K) 10 ppm y agua desionizada se realizó la lectura de potasio (K). Para determinar para la lectura de sodio (Na) total se realizaron seis diluciones 1:20 del extracto de calcinación, para determinar el sodio (Na) disponible realizaron seis diluciones 1:5, para determinar el sodio (Na) foliar se utilizó el extracto de digestión por microondas, se calibro el Corning flame photometer 410, con sodio (Na) 10 ppm y agua desionizada y se realizó la lectura de sodio (Na) (SEMARNAT, 2000).

Fórmula para obtener potasio (K) y sodio (Na) total en los sustratos.

$$\text{Lec M} * 50 * 20 = \text{ppm}$$

Donde:

Lec M = lectura de sustrato.

50 = volumen del extractante / dos.

20 = dilución 1:20.

Fórmula para obtener potasio (K) disponible en los sustratos.

$$(\text{Lec M} * 0.02 / 39) * 100 * 5 * 10 = \text{maq}/100\text{g}$$

Donde:

Lec M = lectura de sustrato.

0.02 = volumen del extractante en L / gr de sustrato.

39 = peso atómico del K.

100 = 100 gr de suelo.

5 = dilución 1:5.

10 = dilución 1:10 de la dilución 1:5.

Fórmula para determinar potasio (K) de los foliares totales.

$$\text{Lec M} * 333.3 * 5 * 3 = \text{ppm}$$

Donde:

Lec M= lectura de foliar.

333.3 = 0.3g de sustrato aforados a 100ml.

5 = dilución 1:5.

3 = dilución 1:3 de la dilución 1:5.

Fórmula para obtener sodio (Na) disponible en los sustratos.

$$(\text{Lec M} * 0.02 / 39) * 100 * 5 = \text{meq}/100\text{gr}$$

Donde:

Lec M = lectura de sustrato.

0.02 = volumen del extractante en L / gr de sustrato.

23 = peso atómico del K.

100 = 100gr de suelo.

5 = dilución 1:5.

Fórmula para obtener sodio (Na) de los foliares totales.

$$\text{Lec M} * 333.3$$

Donde:

Lec M = lectura de foliar.

333.3 = 0.3 g de sustrato aforados a 100 ml.

5.5.8. Determinación de calcio (Ca), magnesio (Mg), hierro (Fe), manganeso (Mn), zinc (Zn) y cobre (Cu) en sustratos totales y disponibles (excepto Ca y Mg) y foliar total

La determinación de microelementos consistió en utilizar los extractos de calcinación para totales, el extracto de acetato de amonio para disponibles y el extracto de digestión por microondas par foliares, los cuales se utilizaron para determinar los elementos totales, disponibles y foliares, se llevó directamente al modelo varían SpectrAA-55B espectrofotómetro de absorción atómica en el cual se obtuvieron los resultados de cada una de las muestras en ppm (SEMARNAT, 2000).

5.5.9. Determinación de calcio (Ca) y magnesio (Mg) disponibles

Para determinar (Ca) y (Mg) primero se determina, Ca+Mg disponibles se prepararon seis matraces Erlenmeyer etiquetados en los cuales se introdujeron dos ml de extracto disponibles a cada uno de los matraces correspondientes, se agregó agua desionizada hasta la marca de 50 ml a cada uno de los matraces, se agregaron tres ml de búfer pH 10 a cada uno de los matraces, se utilizó NET para titular los cuales fueron titulados con EDTA ($C_{10}H_{16}N_2O_8$), se registró la lectura de la titulación.

Para determinar calcio (Ca) disponible se prepararon seis matraces Erlenmeyer etiquetados en los cuales se introdujeron dos ml de extracto disponibles a cada uno de los matraces correspondientes, se agregó agua desionizada hasta la marca de 50 ml a cada uno de los matraces, se agregó un ml de hidróxido (OH) a cada una de las muestras de igual manera se utilizó NET para titular, se utilizó EDTA ($C_{10}H_{16}N_2O_8$) una vez que se tituló (Ca) se registran los resultados.

Para determinar magnesio (Mg) se utilizaron las lecturas de Ca+Mg a las cuales se les resta las lecturas de calcio (Ca) y de esa manera se obtuvo magnesio (Mg) disponible para los cálculos se utilizó las siguientes ecuaciones (SEMARNAT, 2000).

$$Ca = (A/B) * N * (C/D) * 100 = \text{meq}/100\text{g}$$

$$Mg = (A/B) * N * (C/D) * 100 = \text{meq}/100\text{g}$$

Donde:

Ca = Calcio.

Mg = Magnesio.

A = ml EDTA.

B = g de sustrato.

N = normalidad.

C = volumen del extractante.

D = alícuota.

5.6. Diseño experimental

Se realizaron seis tratamientos de sustrato (con diferentes porcentajes de su composición) y se tomaron muestras foliares (en cinco diferentes etapas fenológicas de la planta) en la planta de vainilla, del banco de germoplasma para tener cinco tratamientos foliares; tanto los sustratos como las muestras foliares tuvieron dos repeticiones por cada tratamiento. La unidad experimental consistió en 34.7 g para cada uno de los sustratos, en las características fisicoquímicas, y los elementos químicos totales y disponible. Así mismo para realizar el análisis foliar se utilizó como unidad experimental 0.4 g por cada una de las cinco etapas de fenológicas de la planta de vainilla. Dado que los datos fueron obtenidos en un laboratorio se procedió a analizar los datos en un diseño completamente al azar separando los tratamientos de los sustratos y los foliares.

5.7. Análisis estadístico

Se realizaron dos análisis de varianza (ANOVA) con un diseño completamente al azar: 1) el primero ANOVA con datos de los seis sustratos; 2) el segundo ANOVA se realizó con los datos de las cinco etapas fenológicas de la vainilla. Adicionalmente, a cada ANOVA se le agregó, la comparación de medias por la prueba de Tukey ($P \leq 0.05$), ambos análisis se realizaron con el programa estadístico SAS[®] versión 9.0 (SAS Institute, 2002).

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1. Análisis de varianza de las características fisicoquímicas de los sustratos

El análisis de varianza detecto, diferencias altamente significativas ($P \leq 0.01$) en las variables: potencial de hidrogeno (pH), conductividad eléctrica (CE) y materia orgánica (MO) (Cuadro 2). La variable Da no presento diferencias significativas, por lo que se infiere que todos los sustratos son iguales en esta variable, siendo todo lo contrario con las otras tres variables mencionadas. Por otro lado, la Da obtuvo los menores valores en las tres fuentes reportadas: cuadrado medio, error y coeficiente de variación.

Cuadro 2. Análisis de varianza para las variables fisicoquímicas de los seis sustratos para el cultivo de vainilla (2022).

Variabes	Cuadrado medio	Error	C.V. (%)
Potencial de hidrogeno (pH)	0.51**	0.35	2.82
Conductividad eléctrica (CE)	4.76**	0.16	2.69
Materia orgánica (MO)	17.16**	5.89	4.59
Densidad aparente (Da)	0.0004ns	0.001	2.37

** = significancia a $P \leq 0.01$. ns = No significativa. C. V. = coeficiente de variación.

En tanto, las variables pH, CE y MO presentaron valores de 0.51, 4.76 y 17.16 para la fuente de cuadrado medio, respectivamente. mientras que los valores de las fuentes error y coeficiente de variación estuvieron acorde a lo esperado en la investigación. De acuerdo con Reyes-López *et al.* (2021), el análisis de varianza en CE y MO tuvieron la misma significancia, sin embargo, para pH y Da fueron diferentes las significancias, lo cual pudo suceder por las diferentes mezclas de sustrato.

6.2. Prueba de medias de las características fisicoquímicas de los sustratos

La comparación de medias (Tukey, $P \leq 0.05$) entre los tratamientos (Cuadro 3), indica que el sustrato 5 fue el mejor promedio en la variable pH con el valor de 9.50, el cual estuvo conformado por las siguientes proporciones 20:20:50:5:5 refiriéndose a los porcentajes de estiércol de bovino + suelo + hoja de plátano + hoja de bambú + aserrín, respectivamente, utilizando estos mismos materiales en todos los tratamientos. Seguido por el sustrato 6 con un pH de 9.01 con proporciones 30:10:50:5:5 de los materiales ya mencionados, quien fue estadísticamente igual al tratamiento superior con respecto a la

diferencia mínima significativa de la variable. Al mismo tiempo, este último sustrato, fue similar a los demás tratamientos que fueron estadísticamente diferentes al sustrato superior, mientras que los demás sustratos obtuvieron valores inferiores a 9.01. Los menores valores de pH los obtuvieron los sustratos 3 y 4 con porcentajes en los materiales utilizados 30:30:30:5:5 y 30:40:20:5:5, respectivamente, ambos con un valor similar al pH de 8.28.

Cuadro 3. Prueba Tukey de cuatro variables fisicoquímicas de los seis sustratos para el cultivo de vainilla (2022).

Tratamientos	pH	CE (ds m ⁻¹)	MO (%)	Da (Mg cm ⁻³)
Sustrato 1	8.31 b	6.63 bc	26.02 a	0.73 a
Sustrato 2	8.45 b	7.76 a	20.48 bc	0.75 a
Sustrato 3	8.28 b	3.38 e	17.88 c	0.77 a
Sustrato 4	8.28 b	5.47 d	20.59 bc	0.75 a
Sustrato 5	9.50 a	7.14 ab	24.05 ab	0.76 a
Sustrato 6	9.01 ab	6.19 c	20.49 bc	0.73 a
DMS	0.97	0.65	3.94	0.07

pH = potencial de hidrogeno, CE = conductividad eléctrica, MO = materia orgánica, Da = densidad aparente. Valores con la misma letra dentro de las filas, son iguales de acuerdo con la prueba de medias Tukey a una p ≤ 0.05. DMS = diferencia mínima significativa.

En el Cuadro 3 se demostró que se encontraron diferencias mínimas significativas entre tratamientos en la prueba Tukey para la fuente de pH. Existen pocos trabajos que cuenten con referencias hacia el pH sobre el efecto que tiene en el cultivo de vainilla. No obstante Morales (2013) y Reyes-López *et al.* (2021) han realizado una medición de pH utilizando diferentes tipos de sustratos de parcelas comerciales de vainilla, las cuales están ubicadas en localidades de Veracruz y Puebla, respectivamente, obteniendo un pH que oscila entre 6.9 a 7.8 y entre 7.9 a 8.0, respectivamente. Estos cambios pudieron deberse a los tipos de sustratos utilizados. Morales (2013) utilizó compostas, hojas y frutos, mientras que Reyes-López *et al.* (2021) utilizó Bocashi con arena. Mientras que en el estudio de González-Chávez *et al.* (2018) los resultados del pH fueron entre 7.6 a 8.3 quienes utilizaron en su mezcla más alta 100 % de tierra vega de río, sucediendo lo contrario en los resultados, donde las mezclas más elevadas fueron los sustratos 5 y 6 que fueron un 50 % de hoja de plátano, lo que pudo incrementar el pH.

Los valores de pH en el presente trabajo oscilan entre 8.2 a 9.5 para los seis sustratos, por lo tanto, se puede considerar fuertemente alcalino Prieto-García *et al.* (2007). Por otro lado, Baixauli y Aguilar (2002) mencionan que el pH óptimo de un sustrato orgánico debe estar entre 5.5 a 6.8 para que la planta obtenga los nutrientes asimilables, caso que no ocurrió en los tratamientos. Stoffella y Kahn (2004) y Van *et al.* (2009) señalaron que, dentro de la escala de los valores de pH presentados en sustratos, son obtenidos por los elementos que predominan en el proceso de la elaboración de los sustratos. Por lo cual, en el presente trabajo de investigación los materiales que presentaron mayor dominancia fueron el estiércol, suelo de la localidad muestreada y hoja de plátano, por lo cual genero un pH alcalino.

En la CE la prueba de medias (Tukey, $P \leq 0.05$) revelo la existencia de diferencias entre los sustratos (Cuadro 3). Los sustratos 2 y 5 con valores 7.76 (con proporciones de los materiales utilizados los cuales fueron: estiércol de bovino + suelo + hoja de plátano + hoja de bambú + aserrín, 40:30:20:5:5) y 7.14 ds m^{-1} , respectivamente, tuvieron los mejores promedios de CE, siendo iguales estadísticamente con respecto a la diferencia mínima significativa, mientras que el valor más bajo lo obtuvo el sustrato 3 (3.38 ds m^{-1}). Molina, (2011), menciona que los sustratos orgánicos deben tener un rango óptimo de CE que va de 1.2 a 3.5 ds m^{-1} . Bunt (1988) adiciona que un valor de 3.5 ds m^{-1} es satisfactorio para la mayoría de las plantas incluido la vainilla. Los sustratos analizados en la presente investigación mostraron valores altos, a excepción del tratamiento 3, el cual se encuentra dentro del rango optimo antes señalado. En cuanto a los demás tratamientos presentaron valores muy elevados, los cuales sobrepasan el rango optimo, esto pudo ocurrió por el balance de la mezcla del sustrato 3 (30 % de estiércol de bobino, 30 % de suelo, 30 % de hoja de plátano, 5 % hoja de bambú y 5 % de aserrín). Por su lado, Pérez *et al.* (2008) hacen mención de que la materia orgánica es la responsable de presentar altos valores en CE en sustratos orgánicos, tal como sucedió con los sustratos evaluados.

Por otro lado, para la MO, el sustrato 1 presento el mejor promedio con 26.02 % (con las proporciones estiércol de bovino + suelo + hojas de plátano + hoja de bambú + aserrín, 50:15:25:5:5 del material utilizado). Seguido por el sustrato 5, con un porcentaje de 24.05 %, estos dos sustratos fueron iguales estadísticamente (Cuadro 3). En tanto, el sustrato 3 fue el de menor valor para MO (17.88 %). Al respecto, Stella *et al.* (2008) menciona que la cantidad perfecta en sustratos se encuentra en un porcentaje de 25 a 30 % de MO, tal

porcentaje favorecen a una mineralización adecuada. En el presente trabajo de investigación el tratamiento 1 (con 50 % de estiércol) fue el único que se encontró dentro del rango óptimo. Por otro lado, Dalzell *et al.* (1991) hace mención que la retención de humedad en sustratos con un contenido óptimo de MO puede influir en la disponibilidad, tanto de los macros como de los microelementos.

Finalmente, la DA no presentó diferencias estadísticas significativas, sin embargo, el sustrato 3 contó con el valor más alto de 0.77 Mg m^{-3} y el más bajo lo obtuvieron los sustratos 1 y 6 con un promedio de 0.73 Mg m^{-3} , en ambos casos (Cuadro 3). Los valores altos en DA se deben al uso de material orgánico (Pire y Pereira, 2003). En esta investigación se obtuvieron generalmente valores altos ($0.73 - 0.77 \text{ Mg m}^{-3}$) a los obtenidos por Hernández *et al.* (2008) en vermicompost de frutos de palma por estiércol de bovino (0.35 Mg m^{-3}). Por último, Ansorena (1994) propone valores menores a 0.60 Mg m^{-3} para sustratos, superando estos los valores presentados en nuestra investigación.

6.3. Análisis de varianza de los macro y microelementos totales y disponibles en sustratos

El análisis de varianza presentó diferencias altamente significativas ($P \leq 0.05$) en los 10 elementos analizados, tanto en la cantidad total del sustrato y disponible para la planta (Cuadro 4). Tales elementos analizados fueron: Nitrógeno, Fósforo, Potasio, Sodio, Calcio, Magnesio, Hierro, Manganeso, Zinc y Cobre, con excepción del Nitrógeno que solo presentó los valores del elemento total en el sustrato, esto debido a que es un elemento muy abundante en la naturaleza. En la fuente de cuadrado medio los valores más altos los obtuvieron en el calcio (101 283 333.30) y magnesio (1 824 377.65), en elementos totales y disponibles, respectivamente; mientras que los valores más bajos los tuvieron el nitrógeno total (0.02) y cobre disponible (2.73). De acuerdo con Osorio (2012) en el análisis de varianza al estudiar los mismos diez elementos totales de esta investigación, fueron igualmente significativos ($P \leq 0.05$) con excepción de Fe y Zn, esto se puede atribuirse a las diferentes cantidades de los elementos que componen los diferentes sustratos.

Cuadro 4. Análisis de varianza para los macro y microelementos totales y disponibles de los seis sustratos propuestos para el cultivo de vainilla (2022).

Elementos	Cuadrado medio	Error	C.V. (%)	Cuadrado medio	Error	C.V. (%)
	Elementos totales			Elementos disponibles		
Nitrógeno	0.02**	0.005	4.11	-	-	-
Fósforo	1311864.89**	16156.73	1.00	46.62**	0.15	1.31
Potasio	9040833.33**	45000.00	1.05	469315.14**	3275.02	1.01
Sodio	2757500.00**	75000.00	2.71	11541.65**	836.14	4.75
Calcio	101283333.30**	4500000.00	1.70	1427053.75**	401601.68	3.60
Magnesio	18620000.00**	100000.00	0.93	1824377.65**	620208.92	12.69
Hierro	944565.20**	33.00	0.05	23.67**	0.15	0.85
Manganeso	4933.06**	11.00	0.54	657.28**	0.18	0.32
Zinc	1335.13**	10.00	0.84	37.08**	0.30	0.96
Cobre	45.24**	0.15	0.71	2.73**	0.06	1.26

** = significancia a $P \leq 0.01$. C. V. = Coeficiente de variación.

Los elementos disponibles de los sustratos orgánicos suelen ser más versátiles, es decir menos estables con respecto a los elementos totales, los cuales son más estables. Este dinamismo de los elementos disponibles suele depender de la cantidad y del grado de

descomposición de los materiales utilizados en los sustratos. Por lo que es importante conocer los macro y microelementos totales y disponibles que se encuentran dentro de los sustratos (Abad *et al.*, 2005). Sin embargo, y a pesar de una exhaustiva búsqueda, no se encontró información existente con respecto a los elementos disponibles en vainilla, por lo que los datos aquí reportados en esta investigación son de suma relevancia para este cultivo, debido a que no existen antecedentes que contengan esta información de suma importancia para el desarrollo de futuras evaluaciones en el cultivo de vainilla.

6.4. Prueba de medias de los macroelementos: nitrógeno (N), fósforo (P) y potasio (K) totales y disponibles en sustratos

De acuerdo con los resultados de la prueba de medias Tukey ($P \leq 0.05$) demostró diferencias significativas entre los sustratos (Cuadro 5). El nitrógeno (N) total, presentó el valor más alto (0.82 %) en el sustrato 4, siendo el tratamiento superior estadísticamente; mientras que el valor más bajo (0.48 %) lo tuvo el sustrato 3, quien obtuvo la diferencia mínima significativa más baja entre los tratamientos.

Cuadro 5. Prueba Tukey de los macroelementos totales y disponibles en seis sustratos propuestos para el cultivo de vainilla (2022).

Tratamientos	Nitrógeno	Fósforo (T)	Fósforo (D)	Potasio (T)	Potasio (D)
	%	ppm			
Sustrato 1	0.72 a	5297.62 c	14.46 b	6950.00 d	2123.15 c
Sustrato 2	0.79 a	6344.95 a	5.12 f	8150.00 c	2283.20 b
Sustrato 3	0.48 b	4261.90 d	13.21 c	6150.00 e	1583.55 d
Sustrato 4	0.82 a	4202.17 d	19.28 a	6350.00 e	2162.25 c
Sustrato 5	0.74 a	5702.38 b	11.66 d	10500.00 b	2895.35 a
Sustrato 6	0.71 a	5225.98 c	9.04 e	11050.00 a	2805.45 a
DMS	0.11	206.53	0.63	344.68	92.98

T = elemento total, D = elemento disponible. DMS = Diferencia mínima significativa. Valores con la misma letra dentro de las filas, son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$.

De acuerdo con Castillo *et al.* (2000) mencionaron que, al agregar estiércol de bovino a los sustratos, estos pueden incrementar el contenido de N entre 0.53 y 1.25 %. De igual forma, Martínez *et al.* (2012) obtuvieron resultados similares en el contenido de N en sustratos de maguey mezcalero y de cascara de almendra. Mientras que Barber *et al.* (1992)

por su parte nos indica que las concentraciones elevadas de N cuentan con una alta actividad microbiológica, esto toma sentido debido a que el sustrato 3 tuvo menor contenido total de N, siendo igualmente el de menor MO, ambos tuvieron el menor valor estadísticamente. Asimismo, Anken *et al.* (2004) sugiere que los lixiviados suele ocurrir por el efecto residual de la mineralización, brindando una mejor absorción para la planta (Castellanos *et al.* 2000).

En relación con el fósforo (P) total, existieron diferencias estadísticas de acuerdo con la prueba Tukey ($P \leq 0.05$) donde el sustrato 2 (6 344.95 ppm) fue el mejor tratamiento estadísticamente, seguido por los sustratos 5, 1, 6; contrastando con el más bajo valor en los sustratos 4 (4 202.17 ppm) y 3 (4 261.90 ppm), los cuales, no tuvieron diferencia mínima significativa (Cuadro 5). En tanto, en el fósforo disponible, su valor más elevado lo obtuvo el sustrato 4 con 19.28 ppm, el cual fue el mejor tratamiento; en contra parte el sustrato 2 con un valor de 5.12 ppm, fue el más bajo estadísticamente. En este elemento todos los sustratos tuvieron un comportamiento diferente, lo que indica que en cada tratamiento evaluado presentó diferente contenido disponible del elemento.

La concentración del P total se debe a la presencia de abonos orgánicos y del suelo utilizado para elaborar los sustratos, lo cual son dos factores determinantes para aumentar el contenido de P (Fuentes *et al.* 2006). Los datos obtenidos en este trabajo de investigación comprueban lo antes mencionado, debido al porcentaje de material orgánico (como estiércol, hoja de plátano y hoja de bambú) y al suelo utilizado. Warncke (1986) y Ansorena, (1994) propusieron rangos en el contenido de P en los sustratos, en el cual mencionan que el contenido adecuado es de 10 a los 1000 ppm, por lo cual los valores obtenidos en este trabajo exceden el rango propuesto por dichos autores. Baixauli y Aguilar, (2002) mencionaron que en un pH alcalino afecta en gran medida la disponibilidad de varios elementos entre ellos el P, esto se puede observar en la presente investigación que tuvo un pH alcalino entre un rango de 8.24 y 9.50, lo cual pudo evidenciarse con muy bajos valores en el P disponible comparado con el P total.

En el potasio (K), también existieron diferencias estadísticas en la prueba Tukey ($P \leq 0.5$). El tratamiento 6 (11 050.00 ppm) tuvo el mejor promedio en el potasio total del sustrato, del mismo modo que los tratamientos 5 (2 895.35 ppm) y 6 (2 805.45 ppm), quienes obtuvieron la misma diferencia mínima significativa en el elemento disponible para la planta,

fueron estadísticamente superiores entre tratamientos (Cuadro 5). Así mismo, los sustratos 3 (6 150.00 ppm) y 4 (6 350.00 ppm) del potasio total (quienes obtuvieron la misma diferencia mínima significativa) y el tratamiento 3 (1 583.55 ppm) del potasio disponible, adquirieron los más bajos valores entre tratamientos.

Los valores obtenidos fueron superiores por los establecidos por Warncke (1990) y Salazar (2011) ya que proponen un rango óptimo de K total de entre 156 a 235 ppm. No obstante, los incrementos fueron significativos en los contenidos de K total, así como K disponible, esto se puede atribuir al alto contenido de fósforo que puede afectar la presencia de este elemento (Venegas y Velázquez, 2011). Por otro lado, Rodríguez *et al.* (2010) reportaron valores de 1 162.1 ppm con un sustrato a base de musgo esofágico, y otro sustrato de bagazo de maguey precompostado obteniendo valores de 954.55 ppm, estas cantidades son muy inferiores a las de esta investigación, a lo que especula que los altos contenidos de N, P y K tanto totales como disponibles se pueden atribuir a los niveles de material orgánico que se utilizaron para elaborar las mezclas de los sustratos.

6.5. Prueba de medias de los microelementos: sodio (Na), calcio (Ca) y magnesio (Mg) totales y disponibles en sustratos

Los resultados de sodio (Na) total la evidenciaron la existencia de diferencias estadísticas significativas de acuerdo con la prueba Tukey ($P \leq 0.05$); tales resultados demostraron que el sustrato 1 (5 450.00 ppm) y 5 (5 200.00 ppm), fueron estadísticamente iguales (Cuadro 6). Por otro lado, el sustrato 3 (2 350.00 ppm) presento el valor más bajo dentro la prueba de medias. De igual modo, en cuanto a sodio disponible hubo diferencias entre tratamientos, siendo el sustrato 2 con 380.00 ppm el más elevado, contrastando con el sustrato 3 con 171.50 ppm que fue el de menor valor entre tratamientos.

Cuadro 6. Prueba Tukey de los microelementos totales y disponibles en seis sustratos propuestos para el cultivo de vainilla (2022) (Primera parte).

Trat.	Na (T)	Na (D)	Ca (T)	Ca (D)	Mg (T)	Mg (D)
	ppm					
Sus 1	5450.00 a	290.00 b	51500.00 c	7414.40 ab	15550.00 b	1822.90 bc
Sus 2	4600.00 b	380.00 a	55000.00 b	6612.90 bc	18650.00 a	2673.60 ab
Sus 3	2350.00 d	171.50 d	40500.00 e	6612.90 bc	9750.00 f	2552.10 ab
Sus 4	3600.00 c	208.00 cd	44500.00 d	7815.20 a	12050.00 e	1093.80 c
Sus 5	5200.00 a	238.00 c	54500.00 bc	8416.60 a	13700.00 c	3524.30 a
Sus 6	3550.00 c	202.00 cd	59500.00 a	6212.10 c	13100.00 d	3524.30 a
DMS	444.98	46.98	3446.80	1029.70	513.81	1279.60

Sus = sustrato, Trat. = Tratamientos. Na = sodio, Ca = calcio, Mg = magnesio. T = elemento total, D = elemento disponible. DMS = Diferencia mínima significativa. Valores con la misma letra dentro de las filas, son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$.

Por otro lado, López-Baltazar *et al.* (2013) encontraron que el sustrato Vermicomposta fue superior estadísticamente de cuatro tratamientos, teniendo un valor de Na de 3 027 ppm; este sustrato estuvo compuesto por desechos de frutas, hortalizas y estiércoles de bovino y ovino. Dicho valor solo supero al sustrato 3 (2 350.00 pm) en el Na total, mientras que en esta investigación el Na disponible del sustrato 3 tuvo un porcentaje de 7.29 % con respecto al Na total. Los resultados indican que la MO influyo en el Na total al tener las mismas significancias en los datos más elevados (sustratos 1 y 5), mientras que cuentan con una similitud entre López-Baltazar *et al.* (2013) y datos aquí prestados, en las

variables pH y N, mientras que CE y K en el trabajo citado, lo que nos explica el contenido de Na. Por otro lado, en los trabajos de López-Baltazar *et al.* (2013), Gayosso-Rodríguez *et al.* (2018) y Monsalve *et al.* (2021) en los múltiples sustratos que analizaron no reportaron valores tan elevados como los que se encuentran en el presente trabajo de investigación por lo que los materiales para hacer las mezclas de los sustratos son mucho más efectivos, por lo que se podrían aprovechar para tener la mayor cantidad y el mayor número de elementos disponibles para la planta de vainilla, entre otras.

En la variable de calcio (Ca) se encontraron diferencias significativas ($P \leq 0.5$) entre tratamientos. El sustrato 6 (59 500.00 ppm) conto con el mejor promedio del calcio total de los tratamientos, al igual contaron con medias superiores el sustrato 5 (8 416.20 ppm) y 4 (7 815.20 ppm) en los elementos disponibles, siendo estos dos últimos iguales estadísticamente entre tratamientos (Cuadro 6). Por otro lado, el sustrato 3 (40 500.00 ppm) en total y el sustrato 6 (6 122.10 ppm) en disponible ambos en calcio obtuvieron los más bajos promedios entre sustratos.

De acuerdo con Abad *et al.* (1993) exponen que los niveles óptimos de calcio (Ca) en sustratos orgánicos tienen que ser mayores a 20 039 ppm, teniendo en cuenta este valor y considerando los obtenidos en el presente trabajo de investigación, donde se obtuvieron valores por encima del doble del valor óptimo de dicho autor, lo que infiere que todos los sustratos tuvieron un buen desarrollo para elevar al doble a este elemento. Mientras tanto, en los sustratos de Fassbender (1975), Zamora *et al.* (2005) y de Quesada y Méndez, (2005) solo se favorecieron en el contenido de Ca con los valores de 40.1 ppm en peat moss, los cuales fueron 155 veces inferiores a lo encontrado en el valor más bajo de Ca disponible.

Finalmente, para magnesio (Mg) total la prueba de medias Tukey ($P \leq 0.05$), demostró que el sustrato dos presento el valor más elevado (18 650.00 ppm), en tanto el sustrato tres fue el de valor más bajo (9 750.00 ppm) entre tratamientos (Cuadro 6). En este elemento todos los sustratos tuvieron, un comportamiento diferente, lo que indica que se presentaron diferentes niveles del elemento total, en cada tratamiento evaluado. De igual manera, con el magnesio disponible, los sustratos 5 y 6 tuvieron el mismo valor (3 524.30 ppm), y la misma diferencia significativa, contrastando con el sustrato 4, el cual presento el valor más bajo (1 093.80 ppm) entre tratamientos.

Finalmente, en Mg se tienen reportes de Abad *et al.* (1993) quienes propusieron valores de 6 975.5 ppm para sustratos orgánicos, tal valor fue inferior que los mostrados en el cuadro 6 para Mg total, mientras que fue superior en todos los sustratos de Mg disponible, teniendo en cuenta el rango propuesto de los seis sustratos analizados en este estudio. De acuerdo con Cabrera (1999), menciona que el Mg total suele ser retenido por los sustratos y no es fácilmente lixible, lo cual ocasiona que se quede disponible por largos periodos, de tiempo, permitiendo que sea absorbido por la planta paulatinamente, y así satisfacer sus requerimientos de este elemento.

6.6. Prueba de medias de los microelementos: hierro (Fe), manganeso (Mn), zinc (Zn) y cobre (Cu) totales y disponibles en sustratos

Siguiendo con los resultados de la prueba de medias Tukey ($P \leq 0.05$), el hierro (Fe) total se mostró diferencias en el sustrato 6, el cual fue el de más alto promedio (4 781.00 ppm) entre los sustratos, siendo el valor más bajo el sustrato 1 (2 972.00 ppm) (Cuadro 7). En el Fe total todos los sustratos tuvieron diferencias mínimas significativas, lo que indica que en cada tratamiento evaluado presentó un diferente contenido total del elemento. En cuanto al Fe disponible el mayor promedio lo tuvo el sustrato 3 (23.45 ppm), y el más bajo valor, lo presentó el sustrato 2 (14.30 ppm), entre tratamiento, donde los sustratos 1 y 5 obtuvieron la misma diferencia mínima significativa. no tuvieron diferencias significativas.

Cuadro 7. Prueba Tukey de los microelementos totales y disponibles en seis sustratos propuestos para el cultivo de vainilla (2022) (Segunda parte).

Trat.	Fe(T)	Fe(D)	Mn(T)	Mn(D)	Zn(T)	Zn(D)	Cu(T)	Cu(D)
ppm								
Sus 1	2972.00 f	16.60 d	210.85 d	51.85 d	140.50 c	27.50 b	24.15 b	7.55 c
Sus 2	3441.50 e	14.30 e	165.05 e	23.20 f	193.00 a	23.30 c	27.65 a	6.90 d
Sus 3	4519.00 b	23.45 a	291.10 a	79.10 a	122.50 e	21.50 cd	15.40 e	9.50 a
Sus 4	4321.50 c	21.40 b	280.55 b	49.35 e	131.50 d	29.55 a	19.10 d	6.55 d
Sus 5	3896.00 d	17.15 d	254.25 c	57.15 c	164.00 b	20.70 d	27.05 a	9.05 b
Sus 6	4781.00 a	20.55 c	289.00 a	59.55 b	161.50 b	18.30 e	21.40 c	7.55 c
DMS	9.33	0.63	5.38	0.68	5.13	0.89	0.63	0.39

Sus = Sustrato Trat. = Tratamientos. Fe = hierro, Mn = manganeso, Zn = zinc, Cu = cobre. T = elemento total, D = elemento disponible. DMS = Diferencia mínima significativa. Valores con la misma letra dentro de las filas, son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$.

De acuerdo con Lúe-Merú *et al.* (2012), mostraron que el sustrato de vermicompost cuenta con un contenido de Fe de 21 267 ppm, el cual aumento un 77.5 % con respecto al máximo valor obtenido en el presente trabajo; esto quizá pudo atribuirse porque tal sustrato estuvo compuesto por más materiales adicionales como estiércol de ovino y abono orgánico de lombriz, que no fueron utilizados en esta investigación. Por otro lado, Monsalve *et al.* (2021) mencionan que el sustrato que analizo con cisco de café obtuvo el valor más alto en Fe, con un promedio de 8 670 ppm, que aproximadamente fue mayor en un 50 % a los valores promedio obtenidos en esta investigación; no obstante, el mismo autor reporta otro sustrato compuesto por coco grueso con un valor de 3 730 ppm, el cual fue inferior por 1 051 ppm con respecto a máximo valor encontrado en esta investigación, mientras que un sustrato compuesto por tuza de palma, aserrín de madera y fino de coco obtuvieron valores sumamente bajos en comparación a los aquí presentados.

Para manganeso (Mn) total y disponible la prueba de medias Tukey ($P \leq a 0.05$) determino que existen diferencias mínimas significativas en ambas mediciones (Cuadro 7). El tratamiento 3 (291.10 ppm) y 6 (289.00 ppm) presentaron el más alto valor, siendo ambos estadísticamente iguales en el magnesio total, a su vez el tratamiento 3 (79.10 ppm) en Mn disponible fue el que adquirió el promedio más alto entre tratamientos. Mientras que en el Mn total y disponible el sustrato 2 con 165.05 ppm y con 23.20 ppm, fue estadísticamente inferiores entre los sustratos. En el Mn disponible todos los sustratos tuvieron diferencias mínimas significativas, lo que indica que presentaron un diferente contenido de los elementos disponibles en cada tratamiento evaluado.

De acuerdo con Abad *et al.* (1993), menciona que los niveles óptimos para el microelemento Mn debe de ser mayor a 0.02 ppm, debido a que las plantas no requieren cantidades altas de este elemento para su desarrollo. No obstante Callejas-Ruíz *et al.* (2009) llevaron a cabo una determinación química en diversos sustratos de los cuales resulto mejor el que estaba compuesto por tierra de hoja de encino + tezontle + turba + agrolita con proporciones (9:3:2:2) en donde se adquirió un contenido de Mn de 19.33 ppm, lo que significa que este sustrato no pudo contener ni el mínimo valor de Mn disponible el cual lo obtuvo el sustrato dos el cual estuvo compuesto por estiércol de bovino + suelo + hoja de plátano + hoja de bambú + aserrín el cual conto con proporciones de (40:30:20:5:5) el cual fue de 23.20 ppm en los resultados.

El zinc (Zn) de acuerdo con la prueba Tukey ($P \leq 0.05$), demostró que hay diferencias estadísticas, donde el sustrato 2 (con 193.00 ppm) presentó el mejor promedio dentro de la prueba, teniendo como contraparte el tratamiento 3 (con 122.50 ppm) el cual presentó un valor más bajo (Cuadro 7). Contrastando, con el elemento disponibles en el cual el sustrato 4 (29.55 ppm) fue el que adquirió el valor más alto, en tanto, el tratamiento 6 (18.30 ppm) demostró tener el más bajo promedio. entre todos los tratamientos.

Comparando los niveles de Zn Hernández-López *et al.* (2020) reportaron tres sustratos: el primero con lombricomposta con estiércol de vaca el cual obtuvo un valor de 131.1 ppm en Zn total, el segundo sustrato compuesto por lombricomposta con estiércol de cabra adquirió un valor de Zn total 304.85 ppm y el tercero donde se combinó lombricomposta con estiércol de caballo tuvo un valor de Zn total 74.70 ppm. Ya que los datos de Zn y materia orgánica son similares a los encontrados en esta investigación se puede inferir que la MO influye en el contenido del Zn total. Por otro lado, López *et al.* (2014) reportan cuatro sustratos: 1) FIC (fibra de coco), 2) CBA (carboncillo de cascara de arroz), 3) CBA + grava (70:30) y 4) CBA + FIC (80:20) los cuales presentaron valores de Zn 177.03 ppm, 69.43 ppm, 70.00 ppm y 114.90 ppm, respectivamente. Por lo que concuerda en mucho con el rango obtenido en el Zn total (193.00-122.50), esto pudo suceder porque los sustratos más parecidos (los extremos) fueron elaborados con al 100 % con materia orgánica, igual que los aquí reportados.

Con relación al cobre (Cu) total y disponible se obtuvieron diferencias estadísticas en la prueba de medias Tukey ($P \leq 0.05$). Donde los tratamientos 2 (27.65 ppm) y 5 (27.05 ppm) en el elemento total, y el sustrato 3 (9.50 ppm) en el elemento disponible fueron estadísticamente superiores entre tratamientos, respectivamente (Cuadro 7). Mientras que los promedios inferiores estadísticamente entre tratamientos del elemento total, fue el sustrato 3 (15.40 ppm), del mismo modo, para el elemento disponible fueron los sustratos 2 (6.90 ppm) y 4 (6.55 ppm), respectivamente.

Finalmente, Palmer-Rammeie *et al.* (2000), al evaluar tres sustratos encontraron lo siguiente: el primer sustrato contenía una mezcla comercial de Promix® el cual presentó una concentración de 46.20 ppm de Cu total, el segundo que estaba conformado de estiércol

descompuesto de bobino (50%), tierra (50%) con un contenido de 51.00 ppm y un tercer sustrato estuvo compuesto de cachaza curada, estiércol descompuesto de bobino y tierra (en la misma proporción), con un valor de 55.00 ppm. Dichos valores sobrepasan aproximadamente el doble de a los obtenidos en este presente trabajo (de 27.65 a 15.40 ppm). No obstante, Martiñón y Aragón (2014), en sus sustratos analizados obtuvieron un rango de 0.50 a 1.29 ppm en el contenido de Cu, rangos muy inferiores a los aquí obtenidos, por lo que se infiere en los resultados del Cuadro 8, que el Cu es un elemento muy sensible y contradictorio, ya que a mayor Cu total menor Cu disponible y viceversa.

6.7. Análisis de varianza de los macro y microelementos foliares

El análisis de varianza demostró diferencias altamente significativas ($P \leq 0.05$) en nueve elementos foliares de diez analizados, donde solo el elemento del Nitrógeno no presento significancia, en el cuadrado medio (Cuadro 8). Mientas que los nueve elementos foliares analizados significativos fueron: Fosforo, Potasio, Sodio, Calcio, Magnesio, Hierro, Manganeso, Zinc y Cobre. En la fuente de Coeficiente de Variación (CV) en porcentaje, el valor más alto lo obtuvo el sodio (5.01), contrastando con el valor de más bajo, el cual fue adquirido por el zinc (0.24). Resultados similares en el análisis de varianza fueron encontrados por Espinosa *et al.* (2000) y Tomaz *et al.* (2010) que estudiaron los mismos diez elementos foliares y que igualmente fueron altamente significativos ($P \leq 0.05$) en la mayoría de los datos publicados.

Cuadro 8. Análisis de varianza para los macro y microelementos totales de las cinco etapas del cultivo de vainilla (2022).

Variabes	Cuadrado medio	Error	C.V. (%)
Nitrógeno	0.006ns	0.007	3.27
Fosforo	1667413.87**	52494.37	2.79
Potasio	36055287.90**	1374725.00	1.44
Calcio	122097750.10**	218989.90	0.58
Magnesio	267677.90**	238.91	0.28
Sodio	102872.81**	11672.33	5.01
Hierro	10394.31**	10.94	0.95
Manganeso	420.77**	0.23	0.59
Zinc	423.96**	0.09	0.24
Cobre	6.14**	0.02	0.89

** = significancia a $P \leq 0.05$. ns = No significativa. C. V. = Coeficiente de variación.

6.8. Prueba de medias de los macroelementos: nitrógeno (N), fósforo (P) y potasio (K) foliares

El elemento del nitrógeno foliar al ser no significativo, presento la misma diferencia mínimas significativas entre tratamientos en la prueba de medias Tukey ($P \leq 0.05$), lo que indica que todos los tratamientos son estadísticamente iguales (Cuadro 9). Sin embargo, la etapa de producción (T3), presento el mayor promedio con 1.27 %, mientras que el valor más bajo se obtuvo en la etapa antes de la floración (T4) y durante la floración (T5) con un valor promedio de 1.14 %.

Cuadro 9. Prueba Tukey de los macroelementos totales en el análisis foliar en las cinco etapas fenológicas del cultivo de vainilla (2022).

Tratamientos	Nitrógeno	Fósforo	Potasio
	(%)	Ppm	
T1	1.15 a	3695.30 b	43245.70 a
T2	1.20 a	2970.70 c	35246.50 bc
T3	1.27 a	4999.50 a	31996.80 d
T4	1.14 a	3985.10 b	36496.50 b
T5	1.14 a	2680.90 c	34246.60 c
DMS	0.15	411.03	2103.4

DMS = Diferencia mínima significativa. Valores con la misma letra dentro de las filas, son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$.

De acuerdo con Domínguez (2005) encontró que el contenido de N en la etapa de madurez de la planta de vainilla es de 1.90 %, esto indica que tiene un aumento del 33 % con respecto al valor más alto presentado en esta investigación, el cual también está en la etapa de madurez. Por otro lado, Hew y Yong (2004) reportaron un rango de N en orquídeas entre 0.9 a 2.33 %, los valores obtenidos en este estudio se encuentran intermedios de dicho rango, esto pudo suceder porque este estudio cuenta con las diferentes etapas fenológicas de la vainilla que es una orquídea, poco estudiada en todas sus etapas de crecimiento.

Por otro lado, la prueba de medias Tukey ($P \leq 0.05$) reveló la existencia de diferencias entre los tratamientos en cuanto al contenido de fósforo (P). durante la etapa en producción (T3) presento el más alto promedio (4 999.50 ppm), seguido por los tratamientos 1 (3 695.30 ppm) (etapa de crecimiento) y 4 (3 985.10 ppm), los cuales fueron estadísticamente

intermedios (Cuadro 9). En tanto, los promedios más bajos los tuvieron los tratamientos 2 (etapa antes de la producción) (2 970.70 ppm) y 5 (2 680.90 ppm), los cuales demostraron diferencias estadísticas similares. De igual manera el mejor promedio para potasio (K) lo obtuvo el tratamiento 1 (43 245.70 ppm), contrastando con el tratamiento 3 (31 996.80 ppm) el cual fue el que tuvo el más bajo promedio entre tratamientos.

De acuerdo con Espinosa *et al.* (2000) reporto valores de P y K para diferentes orquídeas presentando valores que van de 400 a 7 800 ppm y 17 400 a 42 600 ppm, respectivamente. Comparando con los valores aquí encontrados, referente a P estuvieron entre los valores 2 680.90 (durante la floración) y 4 999.50 ppm (durante la producción), lo que tuvo demasiada relación con sus etapas fenológicas de la vainilla, ya que en la producción se requirió el mayor aporte de P en la vainilla y el menor fue en la floración. Mientras que el elemento K tuvo un rango similar a lo reportado por Espinosa *et al.*, (2000) el cual, oscila entre 31 496.80 (durante la producción) a 43 245.70 ppm (durante el crecimiento), este último, tiene una gran correlación la fenología de la vainilla en el crecimiento de la planta. No obstante, Espinosa *et al.* (2000) y Domínguez (2005) presentaron valores muy similares a los obtenidos en este estudio.

6.9. Prueba de medias de los microelementos: sodio (Na), calcio (Ca) y magnesio (Mg) foliares

En cuanto a sodio (Na) la prueba de medias Tukey ($P \leq 0.05$) revelo la existencia de diferencias entre los tratamientos contando con el tratamiento 3 (1349.87 ppm) tuvo el valor más alto entre tratamientos, mientras que las demás etapas tuvieron inferiores con la misma diferencia mínima significativa, los cuales los tratamientos: 1 (983.28 ppm), 4(849.92 ppm), 2 (816.59 ppm) y 5 (816.56 ppm) (Cuadro 10). El calcio (Ca) tuvo como mejor promedio al tratamiento 5 (49 709.80 ppm), teniendo como contraparte al tratamiento 3 con (29 652.90 ppm) que fue inferior entre tratamientos; en este elemento todas las etapas tuvieron diferencias mínimas significativas, lo que indica que en cada etapa evaluada se presentó un diferente contenido del elemento. Lo mismo sucedió con los datos de magnesio (Mg) en cada etapa evaluada, donde hubo diferencias mínimas significativas en todas las etapas; presentando el tratamiento 1 (3 009.69 ppm) como su valor superior entre tratamientos, mientras que el tratamiento 2 (2 018.12 ppm) fue el promedio más bajo.

Cuadro 10. Prueba Tukey de los microelementos totales del análisis foliar en las cinco etapas fenológicas del cultivo de vainilla (2022) (Primera parte).

Tratamientos	Sodio	Calcio	Magnesio
	ppm		
T1	983.28 b	41339.50 c	3009.69 a
T2	816.59 b	36549.30 d	2018.12 e
T3	1349.87 a	29652.90 e	2428.09 b
T4	849.92 b	45541.70 b	2281.43 d
T5	816.56 b	49709.80 a	2336.43 c
DMS	193.82	947.58	27.72

DMS = Diferencia mínima significativa. Valores con la misma letra dentro de las filas, son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$.

Acorde con lo obtenido por Domínguez (2005), los valores de Na, Ca y Mg, pueden estar entre las 300 a 400 ppm, 29 300 a 37 500 y 5 300 a 6 000 ppm, respectivamente. En cuanto a los valores obtenidos de Na, en el presente estudio oscilan entre 816.56 (durante la floración) a 1 349.87 ppm (durante el desarrollo), este último valor aumento un 70 % con respecto al valor más alto del autor mencionado, lo que indica que los resultados son tres veces mayores. Así mismo, Ca en el presente trabajo tuvo un máximo de 49 709.80 (durante la floración) y un mínimo de 29 652.90 ppm (durante la producción), estos valores estuvieron por debajo de lo encontrado por Domínguez (2005) para el cultivo de vainilla, de igual forma Espinosa *et al.* (2000) presento valores inferiores a los aquí obtenidos de Ca para orquídeas los cuales están entre 250 a 870 ppm. Por otro lado, los valores de Mg fueron de 2 018.12 (antes de la producción) a 3 009.69 ppm (durante el crecimiento), el cual es inferior al rango de Domínguez (2005). Sin embargo, Hew y Yong (2004) presento un rango de Mg de 3 000 a 5 300 ppm en orquídeas, en el cual solo el tratamiento de mayor Mg logra estar dentro de este rango.

6.10. Prueba de medias de los microelementos: hierro (Fe), manganeso (Mn), zinc (Zn) y cobre (Cu) foliares

Los elementos hierro (Fe), manganeso (Mn), zinc (Zn) y cobre (Cu) revelaron diferencias mínimas significativas en la prueba de medias de (Tukey, $P \leq 0.05$) (Cuadro 11). Teniendo como los mejores promedios estadísticamente significativo a los siguientes tratamientos: 1 (267.70 ppm), 5 (53.50 ppm), 1 (79.95 ppm) y 1, 2, 5 (9.85 ppm), estos tres

tratamientos con el mismo valor superior), respectivamente. En tanto, los valores más bajos fueron para los tratamientos: 4 (83.85 ppm), 1 (16.45 ppm), 3 (43.20 ppm) y 3 (6.65 ppm), 4 (6.55), respectivamente. En otro sentido, los elemento Fe, Mn y Zn tuvieron todas las etapas con diferencias mínimas significativas, lo que indica que en cada tratamiento evaluado fue estadísticamente significativo.

Cuadro 11. Prueba Tukey de los microelementos totales del análisis foliar en las cinco etapas fenológicas del cultivo de vainilla (2022) (Segunda parte).

Tratamientos	Hierro	Manganeso	Zinc	Cobre
	ppm			
T1	267.70 a	16.45 e	79.95 a	9.85 a
T2	112.75 d	29.95 d	53.45 c	9.85 a
T3	179.95 b	33.50 c	43.20 e	6.65 b
T4	83.85 e	46.50 b	46.50 d	6.55 b
T5	130.15 c	53.50 a	59.45 b	9.85 a
DMS	5.93	0.86	0.55	0.28

DMS: Diferencia mínima significativa. Valores con la misma letra dentro de las filas, son iguales de acuerdo con la prueba de Tukey a una $P \leq 0.05$.

De acuerdo con Domínguez (2005) reporto los elementos Fe, Mn, Zn y Cu, los cuales, oscilaron entre 124.07 a 256.95 ppm, 54.05 a 61.85 ppm, 60.45 a 94.65 ppm y 10.44 a 12.56 ppm, respectivamente. Los datos obtenidos en esta investigación del elemento Fe, demostraron ser muy similares a lo presentado por Domínguez (2005), el valor máximo lo tuvo el tratamiento 1 (267.70 ppm, durante el crecimiento), contrastando con el valor mínimo que lo obtuvo el tratamiento 4 (83.85 ppm, antes de la floración), lo cual, tiene una gran concordancia del elemento con la fenología de la planta de vainilla. De igual manera, se presentaron los valores de Mn, donde el mayor valor fue de 53.50 ppm (durante la floración) y el menor fue de 16.45 ppm (desarrollo), sin embargo, estos no se encuentran del rango mencionado, los cuales quedaron por debajo de dicho autor.

A su vez se presentan datos del Zn, los cuales presentaron el tratamiento más bajo 3 (43.20 ppm en producción) y el tratamiento más alto 1 (79.95 ppm en desarrollo), dicho tratamiento es el único que está dentro del rango adquirido por Domínguez (2005). Por último, se presentan los valores de Cu el más bajo lo presenta el tratamiento 4 (6.55 ppm

antes de la floración), en cuanto al más alto fue el tratamiento 1 (en desarrollo), 2 (en madurez) y 5 (durante la floración) presentaron el mismo valor de 9.85 ppm, lo que significa que este elemento dicho se mantuvo en las tres etapas más dinámicas de la planta, teniendo valor por debajo de lo encontrado por la literatura Domínguez (2005). No obstante, Hew y Yong (2004) en orquídeas se presentaron valores similares a los obtenidos en este trabajo de investigación.

VII. CONCLUSIONES

Las propiedades fisicoquímicas evaluadas en los seis sustratos, la mayoría se encuentran inaceptables, debido a que exceden las condiciones óptimas del cultivo de vainilla. Sin embargo, el sustrato tres con materiales (todos los sustratos contaron con los mismos materiales): Estiércol + suelo + hoja de plátano + hoja de bambú + aserrín, siendo su proporción 30:30:30:5:5:5, presento una buena respuesta con un 96 % de similitud de conductividad eléctrica óptima; junto con el sustrato uno con proporciones 50:15:25:5:5 obteniendo un buen desempeño con un 86 % de semejanza en el contenido de Materia Orgánica adecuada, esto tiene una gran concordancia en las proporciones de los materiales de dichos sustratos que fueron utilizados.

Todas cantidades de los elementos totales evaluados en la presente investigación tuvieron los niveles aceptables y óptimos para el buen desarrollo del cultivo de la vainilla, desde los macroelementos como el sustrato 2 con porción 40:30:20:5:5, hasta los microelementos con el sustrato 1. No obstante, en los macroelementos disponibles el sustrato cinco con proporción 20:20::50:5:5 conto con la mayor disponibilidad de los elementos para el buen funcionamiento de la vainilla. Por otro lado, los microelementos disponibles del sustrato 3, adquirió una mayor disponibilidad de estos elementos para el cultivo de vainilla.

Al realizar el análisis foliar de cinco etapas fenológicas del cultivo de vainilla se obtuvo el contenido de los macro y microelementos, donde se estimaron las necesidades de cada elemento por etapas. De acuerdo con lo obtenido en la etapa tres (durante la producción) mostro el mayor contenido de macroelementos. Sin embargo, la etapa uno (durante el crecimiento) demostró el nivel más alto de microelementos.

Con los resultados obtenidos en el análisis foliar se puede observar las cantidades de los elementos que se encuentran en la planta de vainilla, gracias a esto podemos seleccionar el sustrato más indicado para este cultivo. El cual, es el sustrato tres que cuenta con propiedades fisicoquímicas adecuadas. No obstante, el sustrato tres presenta la mayor disponibilidad en microelementos los cuales, son de gran utilidad en el crecimiento de la vainilla. Sin embargo, el sustrato cuatro adquirió una mayor cantidad de macroelementos disponibles.

VIII. LITERATURA CITADA

- Abad B. M., M. Martínez, M. Martínez D. y J. Martínez. 1993. Evaluación agronómica de los sustratos de cultivo. *Acta de horticultura* 11: 141-154.
- Abad B. M., P. Murray N. y C. Benedito C. 2005. Fertirrigación, Cultivos Hortícolas, Frutales y Ornamentales. *In: sustratos para el cultivo sin suelo y fertirrigación*. Cadahia L. C. (ed). 3a edición Mundi-Prensa. Madrid. pp. 299-354.
- Abad B. M., P. Noguera M y C. Carrión B. 2004. Los sustratos en los cultivos sin suelo. *In: Tratado de cultivo sin suelo*. Urrestarazu G. M. (ed). 3a edición. Mundi-Prensa, España. pp. 113-158.
- Anilkumar A. S. 2004. Vanilla cultivation: A profitable agri-based enterprise. *Kerala Calling* 1: 26-30.
- Anken T., P. Atamp, W. Richner y U. Walther. 2004. Plant development, nitrogen dynamics and nitrate leaching from ploughed and direct-sown plots. *Schriftenreihe der Eidgenössischen Forschungsanstalt für Agrarwirtschaft und Landtechnik* No. 63. 101 p.
- Ansorena M. J. 1994. Sustratos: Propiedades y Caracterización. Mundi-Prensa. Madrid España. 172 p.
- Augstburger F., J. Berger, U. Censkowsky, P. Heid, J. Milz y C. Streit. 2000 *Organic agriculture in the tropics and subtropics, guides to 18 crops: Vanilla*. Natureland Association. Gräfelfing, Germany. 18 p.m.
- Ayala-Sierra A. y L. A. Valdez-Aguilar 2008. El polvo de coco como sustrato alternativo para la obtención de plantas ornamentales para trasplante. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 14(2): 161-167.
- Baixauli S. C. y O. J. Aguilar M. 2002. Cultivo sin suelo de hortalizas: Aspectos prácticos y experiencias. *Série Divulgación Técnica*. Generalidad Valenciana. Consellería de Agricultura, Pesca y Alimentación. Valencia, España. 107 p.
- Barber K. L., L. Maddux D., D. Kissel E., G. Pierzynski M. y B. Bock R. 1992. Corn responses to ammonium and nitrate-nitrogen fertilization. *Journal of the Soil Science Society of America* 56: 1166-1171.
- Besse P., D. Da S., S. Bory, M. Grisoni, F. Le B. y M. F. Duval. 2004. RAPD genetic diversity in cultivated Vanilla: *Vanilla planifolia*, and relationships with *V. tahitensis* and *V. pompona*. *Plant Science* 167(2): 379-385.

- Bory S., P. Lubinsky, A. M. Risterucci, J. L. Noyer, M. Grisoni, M. F. Duval y P. Besse. 2008. Patterns of introduction and diversification of *Vanilla planifolia* (*Orchidaceae*) in Reunion Island (Indian Ocean). *American Journal of Botany* 95: 805-815.
- Bunt A. C. 1988. Media and mixes for container-grown plants: a manual on the preparation and use of growing media for pot plants. 2a ed. Modern potting compost. Loddon, England. 309 p.
- Burés S. 1997. Sustratos. Ediciones Aerotécnicas. Mundi-Prensa. Madrid, España. 340 p.
- Burés S. 1998. Introducción a los sustratos. Aspectos generales. *In* Tecnología de Sustratos. Aplicación a la producción viverística ornamental, hortícola y forestal. Pastor, S. J. N. Universidad de Lleida. España. pp 19-36.
- Bythrow J. D. 2005. La vainilla como planta medicinal. *En* Seminars in integrative medicine 4(3): 129-131.
- Cabrera R. I. 1999. Propiedades, uso y manejo de sustratos de cultivo para la producción de plantas en maceta. *Revista Chapingo Serie Horticultura* 5(1): 5-11.
- Callejas-Ruiz B. A., A. M. Castillo-González, M. T. Colinas-León, M. D. C. González-Chávez, J. Pineda-Pineda y L. A. Valdez-Aguilar. 2009. Sustratos y hongos micorrízicos arbusculares en la producción de nochebuena. *Revista Chapingo. Serie horticultura* 15(1): 57-66.
- Castellanos R., J. Etchevers B., A. Aguilar S. y R. Salinas J. 2000. Efecto de largo plazo de la aplicación de estiércol de ganado lechero sobre el rendimiento de forrajes y las propiedades de un suelo en una región irrigada del norte de México. *Terra Latinoamericana* 14: 151-158.
- Castillo A. E., S. Quarín H. y M. Iglesias. C. 2000. Caracterización química y física de compost de lombrices elaborados a partir de residuos orgánicos puros y combinados. *Agricultura técnica* 60(1): 74-79.
- Cruz C. E., M. Sandoval V., V. Volke H., V. Ordaz C., J. L. Tirado T. y J. Sánchez E. 2010. Generación de mezclas de sustratos mediante un programa de optimización utilizando variables físicas y químicas. *Terra Latinoamericana* 28(3): 219-229.
- Curti D. E. 1995. Cultivo y beneficiado de la vainilla en México. Fondo Regional de Solidaridad del Totonacapan. Veracruz, MX. Organización Nacional de Vainilleros Indígenas. 96 p.

- Dalzell H. W., J. Biddlestone A., R. Gray K. y K. Thurairajan. 1991. Manejo del suelo, producción y uso del composte en ambientes tropicales y subtropicales. FAO. Roma. pp 178.
- Damirón R. V. 2004. El cultivo de la vainilla. Veracruz agrícola. Dirección General de Agricultura y Fitosanitaria. Gobierno del estado de Veracruz. México. 50 p.
- Divakaran M., N. Babu. K. y V. Peter. K. 2006. Conservación de especies de Vainilla, *in vitro*. Scientia horticultrae 110 (2): 175-180.
- Domínguez G. R. 2005. Crecimiento y niveles nutrimentales en *Vanilla planifolia*. Tesis de maestría. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Estado de México. 59 p.
- Espinosa M. J. A., A. Gaytán A., E. Becerril R., D. Jaén C. y C. Trejo. L. 2000. Fertilización química y biológica de (*phalaenopsis*) (*orchidaceae*) en condiciones de invernadero. Terra Latinoamericana 18(2): 125-131.
- FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación). 2011. Elaboración y uso del bocashi. Centro nacional de Tecnología agropecuaria y forestal, Ministerio de agricultura y ganadería. El Salvador. 12 p.
- Fassbender H. W. 1975. Química de suelos. Turrialba. Costa Rica. 398 p.
- Fuentes B., N. Bolan, R. Naidu y M. de la L. Mora. 2006. Phosphorus in organic waste-soil systems. Journal of Soil Science and Plant Nutrition 6(2): 64-83.
- Gayosso-Rodríguez S., L. Borges-Gómez, E. Villanueva-Couoh, M. A. Estrada-Botello y R. Garruña. 2018. Caracterización física y química de materiales orgánicos para sustratos agrícolas. Agrociencia 52(4): 639-652.
- González-Chávez M. C., R. Carrillo-González, A. Villegas-Monter, A. Delgado-Alvarado, Y. S. Perea-Vélez y B. E. Herrera-Cabrera. 2018. Uso de vermicompost para la propagación de estacas de vainilla (*Vanilla planifolia* Jacks. ex Andrews). Agroproductividad 3: 22-28.
- Hänsch R. y R. Mendel R. 2009. Physiological functions of mineral micronutrients (Cu, Zn, Mn, Fe, Ni, Mo, B, Cl). Current opinion in plant biology 12(3): 259-266.
- Hernández A. J., F. Guerrero L., L. Mármol C., J. Bárcenas B. y S. Ender. 2008. Caracterización física según granulometría de dos vermicompost derivados de estiércol bovino puro y mezclado con residuos de fruto de la palma aceitera. Interciencia 33: 668- 671.
- Hernández-Hernández J. 2011. Paquete tecnológico vainilla (*Vanilla planifolia*) Jackson. Establecimiento y mantenimiento. SAGARPA-INIFAP, Tlapacoyan. 30. p

- Hernández-López M., S. A. Vidaña-Martínez y T. E. Velasquez-Chavez. 2020. Características químicas y microbiológicas de vermicomposta producida en el ITSL. *Revista Ciencia, Ingeniería y Desarrollo Tec Lerdo* 6(1): 35-39
- Hernández-Rodríguez O. A, A. Hernández-Tecorral, C. Rivera-Figueroa, A. M. Arras-Vota y D. Ojeda-Barrios. 2013. Calidad nutrimental de cuatro abonos orgánicos producidos a partir de residuos vegetales y pecuarios. *Terra Latinoamericana* 31(1): 35-46.
- Hew C. S. y J. W. H. Yong. 2004. The physiology of tropical orchids in relation to the industry. World Scientific Publishing Co. Pte. Ltd. Singapore. *Mineral Nutrition* 5: 129-167.
- INEGI 2005. (Instituto Nacional de Estadística, Geografía e Informática). 2005. Anuario Estadístico. México. agriculture. Madison, Wisconsin. USA. 335 p.
- Jakobsen S. T. 1993. Interaction between plant nutrients. III. Antagonism between Potassium, Magnesium and Calcium. *Acta Agriculturae Scandinavica* 43: 1-5.
- Kyrkby E. y V. Rómheld. 2007. Micronutrientes en la fisiología de las plantas: funciones, absorción y movilidad. *Informaciones agronómicas* 68: 1-15.
- López G., I. Almonte, A. Pérez, D. Sotomayor-Ramírez y A. Núñez P. 2014. Caracterización biológica de suelos y sustratos empleados en la producción de vegetales en invernaderos. *Ciencia del suelo* 32 (1): 29-39.
- López-Baltazar J., A. Méndez-Matías, L. Pliego-Marín, E. Aragón-Robles y M. L. Robles-Martínez. 2013. Evaluación agronómica de sustratos en plántulas de chile 'onza' (*Capsicum annuum*) en invernadero. *Revista mexicana de ciencias agrícolas* 6(número especial): 1139-1150.
- Lué-Merú M. P., L. Materano, D. Verde, J. A. Moreno, Y. Ríos y G. Torres. 2012. Eficiencia de acumulación de Fe, Cu, Zn y Se en lombriz de tierra (*Eisenia fetida*) como base para la elaboración de un suplemento nutricional con oligoelementos. *Avances en Química* 7(1): 35-41.
- Marschner H. 1998. *Mineral Nutrition of higher plants*. Academic Press. San Diego. 645p.
- Martínez G. G. A., G. Zárata A., y M. Urrestarazu. 2012. Maguey bagasse waste: a sustainable substrate in soilless culture by melon and tomato crop. *Journal of Plant Nutrition* 35: 2135-2144.

- Martiñón M. A. S. y A. Aragón S. 2014. Evaluación de sustratos y genotipos en la germinación de *Jatropha* con potencial comestible (*Jatropha* spp.). *Revista mexicana de ciencias agrícolas* 5(7): 1179-1192.
- Molina E. 2011. Análisis de sustratos agrícolas e interpretación de resultados. Centro de investigaciones Agronómicas. Universidad de Costa Rica. San José, Costa Rica. 10 p.
- Monsalve C. O. I., M. C. Henao T. y J. S. Gutiérrez D. 2021. Caracterización de materiales con uso potencial como sustratos en sistemas de cultivo sin suelo. *Ciencia y Tecnología Agropecuaria* 22 (1): 19-77.
- Montoya H. F. 1963. Tecnología en el Cultivo de la Vainilla. Secretaria de Agricultura y Ganadería. Subsecretaría de Agricultura. Mexico. 96 p.
- Morales A. M. A. 2013. Contenido nutrimental en compostas, hojas y frutos de Vainilla (*Vainilla planifolia*) en huertos de producción de la región del Totonacapan. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ingeniería Agrohídrica. 67 p.
- Múnera G. 2012. Laboratorio de análisis de suelos: Manual general análisis de suelos y tejido vegetal. Universidad Tecnológica de Pereira. Colombia. 40 p.
- Ortega-Martínez L. D., J. Sánchez-Olarte, R. Díaz-Ruiz y J. Ocampo-Mendoza. 2010. Efecto de diferentes sustratos en el crecimiento de plántulas de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill). *Ra Ximhai* 6 (3): 365-372.
- Osorio A. 2012. Efecto de materiales orgánicos, fertilizantes e inóculos microbiales sobre el crecimiento y nutrición de plántulas de vainilla (*Vanilla planifolia* Jacks). Tesis M. Sc, Universidad Nacional de Colombia, Medellín. Colombia. 80 p.
- Palmer-Rammie I. T., P. Morales y J. P. Morales-Payan. 2000. Efecto de sustratos y diferentes dosis de boro en el crecimiento y desarrollo de plantulas de lechosa (*Carica papaya* L.) *Sociedad de cultivos caribeños* 18: 221-228.
- Paredes-Arce M. y O. R. Montero-Palacios. 2003. Manual de cultivo del cacao. Ministerio de Agricultura, Perú. 100 p.
- Pérez A., C. Céspedes y P. Núñez. 2008. Caracterización físico-química y biológica de enmiendas orgánicas aplicadas en la producción de cultivos en República Dominicana. *Revista de la ciencia del suelo y nutrición vegetal* 8: 10-29.
- Piaggese A. 2004. Los microelementos en la nutrición vegetal. Meta srl. Lanciano, Italia. 71 p.

- Picado J. y A. Añasco. 2005. Preparación y uso de abonos orgánicos sólidos y líquidos, Movimiento agroecológico de América Latina y el Caribe. Corporación Educativa para el Desarrollo Costarricense. (ed). Cedecos. Costa Rica. p 66.
- Pire R. y A. Pereira. 2003. Propiedades físicas de componentes de sustratos de uso común en la horticultura del estado Lara, Venezuela. Propuesta metodológica. *Bioagro* 15: 55-63.
- Prieto-García F., L. Constantino C., P. Valardo H., A. Suárez M. y B. Esteban E. 2007. Caracterización fisicoquímica y extracción secuencial de metales y elementos trazas en suelos de la región Actopan-Ixmiquilpan del distrito de riego 03, Valle de Mezquital, Hidalgo, México. *Revista Científica Multidisciplinaria de Prospectiva* 14 (1): 69-80.
- Puentes-Páramo J., J. C. Menjivar-Flores, A. Gómez-Carabalí y F. Aranzazu-Hernández. 2014. Absorción y distribución de nutrientes en clones de cacao y sus efectos en el rendimiento. *Acta Agronómica* 63 (2): 145-152.
- Quesada G. y C. Méndez. 2005. Análisis fisicoquímico de materias primas y sustratos de uso potencial en almácigos de hortalizas. *Biología Tropical* 35: 1-13.
- Ramírez R. S., B. Gravendeel., B. Singer R., R. Marshall C. y E. Pierce N. 2007. Dating the origin of the Orchidaceae from a fossil orchid with its pollinator. *Nature* 448: 1042-1045.
- Reyes D. L., B. Rodríguez, H. Kelso, M. Huerta y A. Ibáñez. 2008. Beneficiado tradicional de vainilla. Editorial Benemérita Universidad Autónoma de Puebla. Puebla, México. 72 p.
- Reyes-López D., U. Rechy-Rodríguez, F. Pascual-Ramírez., L. Antonio-Domínguez, F. Vásquez-Cruz, C. Hernández-Domínguez y F. López-Morales. 2021. Obtención de un sustrato para el cultivo de vainilla (*Vanilla planifolia*). *Contribuciones tecnológicas para el futuro forestal y agropecuario Veracruzano* 1: 47-57.
- Rimski-Korsakov H., M. Torres D. y S. Lavado R. 2000. Influencia de la fertilización y el riego en la lixiviación de nitratos en un suelo franco arenoso. In *Actas XVII Congreso Argentino de la Ciencia del Suelo*. Mar del Plata. Argentina. p 138.
- Rodríguez A. R., E. G. Alcantar G., G. Iñiguez C., F. Zamora N., P. M García L., M. A. Ruiz L. y E. Salcedo P. 2010. Caracterización física y química de sustratos agrícolas a partir de bagazo de agave tequilero. *Interciencia* 35(7): 515-520.

- Rodríguez O. y V. Rodríguez. 2000. Desarrollo, determinación e interpretación de normas DRIS para el diagnóstico nutricional en plantas. *Revista de la Facultad de Agronomía del Zulia*. 17: 449-470.
- Rodríguez, V., E. Malavolta, A. Sánchez y O. Lavoranti. 2004. Balance nutricional de referencia de suelos y hojas en el cultivo del plátano harton. *Bioagro* 16 (1): 39-46.
- Salazar H. 2011. Sustratos orgánicos y biofertilizantes para el cultivo de jitomate en invernadero. Tesis de maestría, Centro interdisciplinario de investigación para el desarrollo integral regional unidad Michoacán. Instituto Politécnico Nacional-Michoacán. 68 p.
- SAS (Statistical Analysis System). Institute. 2002. User's Guide of SAS SAS Institute Inc. Cary, North Carolina, USA. 550 p.
- SEMARNAT (Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales). 2000. Norma Oficial Mexicana NOM-021-SEMARNAT-2000, que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos, estudio, muestreo y análisis. *Diario Oficial de la Federación*. 85 p.
- Silva J. A. y S. Uchida R. 2000. Manejo de nutrientes vegetales en los suelos de Hawái: enfoques para la agricultura tropical y subtropical. Universidad de Hawái. 7 p.
- Soto M. A. y L. Dressler R. 2010. A revision of the Mexican and Central American species of *Vanilla plumier ex Miller* with a characterization of their ITS region of the nuclear ribosomal DNA. *Lankesteriana International Journal on Orchidology* 9: 285-354.
- Stella R. A., F. E. Rosales, C. J. Romero, M. Romero, I. Jiménez, R. Jiménez, O. Acuña, P. Tabora, R. Segura, L. E. Pocasangre y M. Villalobos. 2008. Estandarización de enmiendas orgánicas para banano en América Latina y el Caribe. *In XVII Reunião Internacional da Associação para a Cooperação nas Pesquisas sobre Banana no Caribe e na América Tropical*. Catarina S. J. (ed). ACORBAT. Brasil. pp. 234-240.
- Stoffella J. P. y B. A. Kahn. 2004. Utilización de compost en los sistemas de cultivo hortícola. Mundi-Prensa. España. 414 p.
- Tomaz D., R. Ferreira, V. H. Alvarez V., J. M. Moreira D., E. Mercês D. A. 2010. Villani orchid growth and nutrition in response to mineral and organic fertilizers. *Revista Brasileira de Ciência do Solo* 34 (5): 1609-1616 p.
- Urrestarazu M., F. Suárez-Estrella y P. Mazuela. 2005. Reutilización de los residuos derivados de la industria hortícola. *Vida Rural* 220: 26-29.

- Uscola M., P. Villar-Salvador, J. A. Oliet-Pala y C. Warren. 2014. Foliar absorption and root translocation of nitrogen from different chemical forms in seedlings of two Mediterranean trees. *Environmental and Experimental Botany* 104: 34-43.
- Van E. N., H. J. H. de Boer, J. Bloem, T. Schouten, M. Rutgers, R. de Goede y L. Brussaard. 2009. Soil biological quality of grassland fertilized with adjusted cattle manure slurries in comparison with organic and inorganic. *Biology and Fertility* 45: 595-608.
- Venegas J. y M. Velázquez. 2011. Ajuste de un sustrato orgánico para el cultivo de brócoli (*Brassica oleracea*) en invernadero. Informe final del proyecto de investigación. 22 p.
- Warncke D. 1990. Testing artificial growth media and interpreting the results. *In: Soil testing and plant analysis*. Westerman. R.L. (ed). Soil Science Society of America. Inc Madison USA. pp 338-355.
- Warncke D. D. 1986. Analyzing greenhouse growth media by the saturation extraction method. *HortScience* 21: 223-225.
- Zamora, M. B. P., P. García S, V. H. Haller V, D. Victoria E y A. Spínola G. 2005. Formulación de mezclas de sustratos mediante programación lineal. *Interciencia* 30(06): 69-81.