



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

Facultad de Estudios Superiores Iztacala

El cultivo de vainilla en México desde una perspectiva científica: Pasado, presente y futuro.

TESINA

**QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
BIOLOGO**

PRESENTA:

Carlos Cardona Canales

TUTOR-DIRECTOR DE TESIS

Dra. Elvia Lucía Pavón Meza

ASESOR(ES) PRINCIPAL(ES)

Dr. Jorge Eduardo Campos Contreras

Mtro. Luis Antonio Hernández González

Mtra. Diana Herrera Rojas

Dr. Víctor Manuel Salazar Rojas



Los Reyes Iztacala, Tlalnepantla, Estado de México 2022



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

INDICE

ÍNDICE DE FIGURAS, TABLAS Y CUADROS	4
INTRODUCCIÓN.	8
IMPORTANCIA DE LA VAINILLA EN EL MUNDO.	8
IMPORTANCIA DE LA VAINILLA EN MÉXICO.	10
PROBLEMÁTICA(S) DE SU CULTIVO.	11
JUSTIFICACIÓN.	12
OBJETIVO.	12
MATERIALES Y MÉTODO	13
CAPÍTULOS	14
1. HISTORIA DEL CULTIVO DE VAINILLA	14
1.1 DE MÉXICO HACIA EL MUNDO	14
1.2 LA LEYENDA DE XANATH	14
1.3 DATOS HISTÓRICOS	16
2. EL COMERCIO DE VAINILLA EN EL MUNDO	20
3. ¿POR QUÉ DEJAMOS DE SER LOS PRIMEROS PRODUCTORES?	22
4. ESTUDIOS SOBRE ESENCIAS Y VARIEDADES	29
5. ESPECIES Y VARIEDADES DE VAINILLA	43
5.1 CLASIFICACIÓN BOTÁNICA Y NOMBRE CIENTÍFICO	43
5.2 DE ORQUÍDEAS A LAS VARIEDADES NATIVAS Y COMERCIALES DE VAINILLA	47
5.3 FAMILIA ORCHIDACEAE	48
6. ESTUDIOS MOLECULARES Y GENÉTICOS	59
7. MORFOLOGÍA DE LA VAINILLA	62
7.1 POLINIZACIÓN	64
7.2 POLINIZACIÓN ARTIFICIAL	64

7.3 FRUCTIFICACIÓN	65
8. CARACTERÍSTICAS DE PRODUCCIÓN	66
8.1 REQUERIMIENTOS	66
8.2 FACTORES ABIÓTICOS	67
8.3 ASPECTOS AGRONÓMICOS: SELECCIÓN DEL TERRENO PARA LA PLANTACIÓN	68
8.4 TIPOS DE TERRENO	68
8.5 CULTIVOS TECNIFICADOS	70
8.5.1 Sistema agroforestal	70
8.5.2 Cultivo en cobertizo techo- sombra	70
8.6 PROPAGACIÓN DE ESQUEJES	72
8.7 FERTILIZACIÓN	72
8.8 EL PROCESO DE CURADO	73
8.9 PLAGAS	75
8.10 ENFERMEDADES	80
9. LAS MICORRIZAS EN VAINILLA	82
9.1 TRABAJOS EXTRANJEROS	84
9.2 TRABAJOS NACIONALES	89
10. PERSPECTIVAS Y SUGERENCIAS DE ESTUDIOS A FUTURO	92
10.1 LA TECNIFICACIÓN DE LOS CULTIVOS (INVERNADEROS) QUE PERMITA UNA PRODUCCIÓN PROTEGIDA DE LOS CAMBIOS AMBIENTALES	92
10.2 LA APLICACIÓN DEL SISTEMA IN VITRO PARA ESQUEJES DE VAINILLA	92
10.3 EL AISLAMIENTO Y CARACTERIZACIÓN DE MICORRIZAS CON FINES PARA INOCULACIÓN	93
10.4 EL AISLAMIENTO Y CARACTERIZACIÓN DE BACTERIAS ANTIFÚNGICAS	94

CONCLUSIÓN.

96

REFERENCIAS.

97

ÍNDICE DE FIGURAS, TABLAS Y CUADROS

- Fig. 1. Distribución global de las especies del género *vainilla*, ordenadas por número de especies de acuerdo con la región geográfica. Pág. 9
- Fig. 2. Principales países exportadores e importadores de vainilla en 2019 a nivel mundial. Pág. 21
- Fig. 3. Principales países sudamericanos exportadores e importadores de vainilla en 2019. Pág. 21
- Fig. 4. Mapa de distribución de la vainilla. Pág. 25
- Fig. 5. Compuestos encontrados en las variedades de Vainilla estudiadas. Pág. 35
- Fig. 6. Ruta de los tres procesos de extracción de vainillina. Pág. 36
- Fig. 7. El proceso de vainillina excatecol. Pág. 37
- Fig. 8. El proceso de vainillina ex-ONCB desde el benceno. Pág. 38
- Fig. 9. El proceso de vainillina ex-lignina desde el licor negro de la industria de papel. Pág. 39
- Fig. 10. Dendograma de Interrelaciones de los órdenes de angiospermas según la propuesta del Sistema de clasificación Angiosperm Phylogeny Group APG II (2003). Pág. 44
- Fig. 11. Escala temporal desde el inicio de la formación de la Tierra hasta la aparición de las plantas terrestres mostrada en millones de años. Pág. 47

- Fig. 12. Uno de los 6000 árboles rbcL igualmente parsimoniosos y ponderados sucesivamente, destacando las orquídeas vanilloides. Pág. 50
- Fig. 13. Filogenia de las familias de orquídeas, de color verde la subfamilia Vanilloideae, e.g. *Vanilla somae*. Pág. 51
- Fig. 14. Planta e inflorescencia de *Cyrtosia septentrionalis*. Pág. 52
- Fig. 15. Planta e inflorescencia de *Erythrorchis cassythoides*. Pág. 53
- Fig. 16. Planta e inflorescencia de *Galeola lindleyana*. Pág. 54
- Fig. 17. Planta e inflorescencia de *Pseudovanilla foliata*. Pág. 55
- Fig. 18. Inflorescencias de *Lecanorchis taiwaniana* y *Lecanorchis nigricans*.
..... Pág. 56
- Fig. 19. *Clematepistephium smilacifolium* Pág. 57
- Fig. 20. *Epistephium elatum* Pág. 58
- Fig. 21. *Eriaxis ígida* única especie del género *Eriaxis*. Pág. 58
- Fig. 22. *Vanilla planifolia*. Pág. 63
- Fig. 23. Polinización manual de las flores de vainilla. Pág. 64
- Fig. 24. Proceso de floración en plantas de vainilla Pág. 66
- Fig. 25. Sistema agroforestal mexicano. Pág. 70

- Fig. 26. Sistema techo. Pág. 71
- Fig. 27. Diagrama del proceso de curado y beneficiado tradicional mexicano.
..... Pág. 74
- Fig. 28. Vista ventral y dorsal de *Tenthecoris confusus*. Pág. 76
- Fig. 29. a) *Plusia aurífera* y b) y c) daños ocasionados a la planta por la presencia de esta plaga. Pág. 77
- Fig. 30. *Loxostege rantalis*. Pág. 78
- Fig. 31. Crecimiento micelial de aislamiento de *Fusarium oxysporum f. sp vanillae*. Pág. 81
- Fig. 32. Estructuras de la planta con daño evidente por hongos del género *Fusarium*. Pág. 81
- Fig. 33. Diagrama del corte transversal de una micorriza. Pág. 84
- Tabla 1. Márgenes de comercialización por 1 kg de vainilla beneficiada..... Pág. 28
- Tabla 2. Rendimientos de vainilla obtenida a partir de materiales lignocelúlosos..
..... Pág. 31
- Tabla 3. Clasificación de la Vainilla, según diferentes autores. Pág. 45
- Tabla 4: En esta clasificación aparecen 8 especies de vainilla. Pág. 46

- Tabla 5. Taxonomía NCBI ID: 51239 *Vanilla planifolia*, respecto a la taxonomía de ITIS. Pág. 46
- Cuadro 1. Zonas ecológicas con *Vanilla spp.* en la región del Totonacapán. Pág. 40
- Cuadro 2. Caracteres de *V. planifolia*. Pág. 41
- Cuadro 3. Características fotoquímicas Pág. 42

INTRODUCCIÓN.

IMPORTANCIA DE LA VAINILLA EN EL MUNDO.

Desde la antigüedad, la vainilla es utilizada para dar sabor y olor a una gran variedad de recetas de cocina, es un ingrediente indispensable en la repostería, heladería, galletería y bollería, ya que aporta una fragancia muy especial a los platos, guisos, y la repostería en la que se incluyen tanto las vainas como las semillas que contiene en su interior. Se utiliza a tal fin para aromatizar refrescos, helados, pasteles y también es habitual que se añada a chocolates, pero en la mayoría de los chocolates que incluyen el sabor a vainilla entre sus ingredientes, no se utiliza la esencia natural debido a que, aun cuando el aditivo con vainilla verdadera es muy superior en sabor y calidad también es mucho más caro (Magaña-Rueda y Villaseñor-Ríos, 2002) y la gran demanda mundial no ha podido ser cubierta por la producción de extracto natural (Baljinder y Debkumar, 2013). Su fragancia se incluye en determinados perfumes y el extracto forma parte de cremas, pomadas, y maquillajes para el cuidado facial y corporal y su aceite esencial es muy apreciado en aromaterapia pues la esencia de vainilla se califica de aroma cálido, profundo y persistente (Velázquez, 1994).

De acuerdo con lo que describen Baljinder y Debkumar (2013), las propiedades de la vainilla son múltiples: es utilizada en la industria farmacéutica porque sus propiedades antisépticas y analgésicas ayudan a aliviar los dolores y a prevenir infecciones; gracias a su contenido nutricional y aromático, la vainilla contribuye al mejor funcionamiento del sistema nervioso; contiene propiedades relajantes, lo que ayuda a calmar algunas dolencias del cuerpo. También ayuda a calmar el estrés y la ansiedad, mejorando el estado de ánimo y en la medicina tradicional se asegura que su agradable olor incide en forma directa en la percepción del cerebro, induciendo a un estado de equilibrio y calma que ayuda a reducir el estrés. Es un producto afrodisíaco, el cual promueve la relajación y estimula el deseo sexual. Previene enfermedades del sistema cardiovascular, minimizando los niveles de colesterol. Ayuda a prevenir el cáncer, gracias a sus propiedades antioxidantes que combaten los radicales libres. Protege el sistema inmunológico del organismo, aumentando las defensas y ayudando en la

prevención de enfermedades. Promueve el buen funcionamiento del hígado. Alivia los dolores músculo-esqueléticos, ayudando a prevenir la artritis. Es un excelente cicatrizante, además que ayuda a regenerar la piel. También, se recomienda su uso en aquellas personas con problemas de acné, gracias a sus propiedades antibacterianas.

El género *Vanilla* comprende entre 90 y 110 especies distribuidas en la zona intertropical, a lo largo de tres continentes: América, África y Asia, la mayoría de las especies son nativas de América Tropical (52), seguidas en número por especies originarias del sureste de Asia y Nueva Guinea (31), por su parte en África se reportan 17 especies, en las islas del Océano Índico 7 y en el Océano Pacífico solo 3 especies (Menchaca-García, 2010) (Fig. 1). Aunque existen varias especies en el mundo, la más conocida es *Vanilla planifolia* Andrews, a la cual le corresponde el 70% de la producción mundial y de las quince especies de *Vanilla* mesoamericanas, diez se encuentran en México (Pansarín, 2010).



Fig. 1. Distribución global de las especies del género vainilla, ordenadas por número de especies de acuerdo con la región geográfica <https://www.uv.mx/det/files/2012/06/MenchacaGarciaRebecaAlicia.pdf>

IMPORTANCIA DE LA VAINILLA EN MÉXICO.

Desde las primeras eras de exploración y descubrimiento, durante la época de la Conquista, la flora nativa de México ha sido muy apreciada y lo sigue siendo ya que están presentes casi todos los tipos de vegetación del planeta y se ha calculado que contiene aproximadamente el 10% de la flora del mundo. En México hay regiones que funcionan como centros de origen, diversificación y domesticación de especies de plantas comestibles y de ornato; en ellas, los eventos evolutivos que moldean a un recurso genético y su variación específica involucran una combinación de procesos biológicos y sociales desconocidos, difíciles de analizar y distinguir, pero que permiten la coexistencia entre poblaciones silvestres y poblaciones que expresan un gradiente de domesticación relacionado con su interacción con los grupos humanos. Bajo este escenario, el interés de conservación para un recurso genético, no se enfoca únicamente en la representación de la variación a través de un fenotipo o genotipo particular, sino en los valores humanos y los procesos activos que están moldeando a esas especies y su variación, es decir, en la persistencia del contexto que permite la expresión de un recurso genético en medio de la biodiversidad (Barrera-Rodríguez *et al.*, 2009).

Tal es el caso de las orquídeas en México, donde han sido registrados alrededor de 1260 especies y 170 géneros y se estima que alrededor del 40% de las especies son endémicas. Las orquídeas se usan de forma tradicional como ornamento y algunas de ellas son medicinales. La vainilla es sin duda la orquídea de mayor importancia económica debido a su interés gastronómico (Soto-Arenas, 1999) porque tiene impacto social y económico en las comunidades rurales, además de que forma parte de la cultura y riqueza nacional (SAGARPA, 2017). Para México, se reportan 10 especies del género *Vanilla*, las especies reconocidas son: *Vanilla cribbiana*, *V. hameri*, *V. inodora*, *V. insignis*, *V. odorata*, *V. perplexa*, *V. phaeantha*, *V. planifolia*, *V. pompona* y una más que, en su trabajo del 1999, Soto Arenas menciona como nuevo descubrimiento, reportándola como muy similar a *V. planifolia* en sus características. De las especies de Vainillas reportadas para México, 6 se encuentran en el estado de Veracruz: *V. planifolia*, *V. cribbiana*, *V. inodora*, *V. insignis*, *V. odorata* y *V. pompona*, representando

así el 60% de la biodiversidad del género en México y el 6% de la diversidad mundial en un solo Estado de la República Mexicana (Menchaca-García, 2010).

PROBLEMÁTICA(S) DE SU CULTIVO.

El cultivo de “Vainilla” (*Vanilla planifolia*) es uno de los recursos genéticos más importantes del trópico mexicano. Su cultivo representa un factor estratégico para el desarrollo de los medios de vida de gran parte de las comunidades indígenas y rurales que habitan la región Totonacapán. Sin embargo, *V. planifolia* presenta una problemática compleja, derivada principalmente de dos factores relacionados con su uso y conservación: la sobreexplotación y subutilización del recurso. Por un lado, la mayor parte de poblaciones silvestres han sido genéticamente erosionadas y en algunos casos eliminadas por colectas excesivas para establecer plantaciones, a tal grado que la especie se encuentra sujeta a protección especial por el gobierno mexicano con el fin de evitar su extinción (Norma Oficial Mexicana NOM059-ECOL-2001). Y por otro, su cultivo no se realiza de la manera más adecuada, ya que México produce menos de 1 % de la producción mundial (Soto-Arenas, 2006).

En México, solo cuatro entidades producen vainilla y la más importante es Veracruz, que en el año 2012 concentró el 57.4 % del volumen y el 59.3 % del valor obtenido. Le siguieron en importancia: Oaxaca (17.9 %, 28.9 %), San Luis Potosí (16.2 % y 7.1%) y finalmente Puebla con 8.5 % y 4.7 %. Para los productores de vainilla, el acceso a grandes extensiones de terreno es restringido y la forma más común de tenencia es la propiedad privada y el minifundio ejidal que limita la expansión de la frontera agrícola, aunado a los problemas como baja fertilidad del suelo (Hernández-Hernández, 2013).

Dadas estas circunstancias respecto a la producción de la vainilla, se están realizando algunos trabajos de investigación tendientes a establecer una planeación estratégica para determinar regiones, áreas, sitios o especies prioritarias a ser conservadas, así como para implementar actividades que se traduzcan en soluciones pertinentes a las complejas y dinámicas problemáticas que intervienen en la relación entre desarrollo humano y conservación biológica (Damirón-Velázquez, 2004). De esta forma se busca,

por una parte, hacer inversiones inteligentes en intervenciones firmes y oportunas que enfrenten con eficacia las causas que afectan la diversidad en cualquiera de sus escalas y, por otra parte, busca obtener los máximos resultados con los recursos disponibles (Salazar-Rojas *et al.*, 2013).

JUSTIFICACIÓN.

Ante los problemas que se enfrenta el cultivo de la vainilla en México, como son la asignación de territorios para su cultivo y la especificidad climática para su desarrollo, aunado al tiempo de producción del extracto natural, los problemas fitosanitarios, la caída de los frutos entre otros, es necesario establecer las bases de una metodología científica aplicable que contribuya al mejoramiento de una producción exitosa. Para ello es importante entender las variantes morfológicas, el origen evolutivo de las especies de vainilla, las características de su endemismo y las asociaciones simbióticas con otras especies que le permiten el desarrollo de *V. planifolia*.

OBJETIVO.

Analizar información científica disponible sobre los métodos y técnicas que se han utilizado para la producción de Vainilla en diferentes regiones del mundo y sintetizar los avances tecnológicos que puedan ser desarrollados y aplicadas en México.

MATERIALES Y MÉTODO

Se revisaron las bases de datos de textos científicos PubMed, Google Scholar, Library Genesis, ScienceDirect, SCI-HUB, ResearchGate, SciELO, Dialnet, World Wide Science Scholarpedia, Refseek, CERN, Document Server, Microsoft Academic, JURN, Ciencia.Science.gov, BASE (Bielefeld Academia Search Engine), entre otras y se localizaron documentos bibliográficos, hemerográficos, archivos institucionales e históricos que contenían información relevante referente a las técnicas de producción y propagación de la vainilla en México y en el mundo.

Se analizaron:

- Datos históricos como fechas de registro de los datos taxonómicos importantes, así como a los respectivos autores.
- Archivos que contenían datos taxonómicos, filogenéticos y sistemáticos.
- Partiendo del punto anterior se revisó la historia evolutiva del género *Vanilla*, partiendo desde el grupo de las monocotiledóneas.
- Su caracterización botánica, morfología y características diacríticas de la vainilla.
- Trabajos referentes a los sistemas de plantación y producción tanto a nivel nacional como mundial para saber las características edáficas y climáticas que han sido eficientes para el beneficiado de este producto.
- Estudios sobre el perfil químico de esencias y variedades que contiene la vainillina.
- Estudios moleculares y genéticos realizados a las poblaciones de vainilla.
- Trabajos sobre la identificación y propagación de micorrizas en orquídeas, se hizo un listado de los organismos asociados a estas asociaciones simbióticas y las técnicas utilizadas para su propagación.

CAPÍTULOS

1. HISTORIA DEL CULTIVO DE VAINILLA

1.1 DE MÉXICO HACIA EL MUNDO

La vainilla fue descubierta por el pueblo Totonaca, quienes la utilizaban antes de la conquista. En los tiempos de Moctezuma Xocoyotzin (1466-1520), los nobles mexicanos cocían el cacao en agua, miel de abeja silvestre y un poco de vainilla, bebida a la que consideraban estimulante y afrodisiaca (Menchaca-García, 2018). Los conquistadores españoles conocieron la vainilla de México en las costas de Veracruz, le pusieron ese nombre porque su fruto se parece a la vaina de una espada, pero diminuta, similar a las judías verdes o chauchas. Las plantas que producen la vainilla poseen ellas mismas el nombre de vainilla. Son las únicas orquídeas cultivadas por razones que no sean meramente ornamentales (Sánchez-Gómez, 2015).

1.2 LA LEYENDA DE XANATH

En la narrativa descrita por Núñez y Domínguez (1917) se menciona que, en tiempos del Rey Teniztli Tercero, de la Dinastía Totonaca, una de sus esposas tuvo una niña que poseía una extraordinaria belleza, a la cual llamaron Tzacopontziza (lucero del alba) la cual fue consagrada al culto de la diosa Tonacayohua, ya que su padre deseaba que ningún hombre disfrutara de su hermosura. El templo de la diosa Tonacayohua estaba ubicado en una sierra alta localizada cerca de la ciudad de Papantla, era la diosa que se encargaba de cuidar la siembra y los alimentos, a la cual doce jóvenes eran las encargadas de rendirle tributo y eran consagradas a ella desde niñas.

Un día la joven salió del templo a buscar animalitos para ofrendárselos a la diosa, cuando se le apareció un joven de nombre Zkatan–oxga (el joven venado), el cual desde que la había visto con anterioridad había quedado muy enamorado de ella, y sabiendo que tal sacrilegio era condenado con la muerte por amar a lucero del alba, se la llevó camino a la montaña. Solamente habían caminado una pequeña distancia cuando de pronto les cerró el paso un monstruo que les arrojó fuego haciéndolos

retroceder, al ir hacia atrás se encontraron con los enojados sacerdotes del templo y sin dejar a los jóvenes que pronunciaran palabra alguna, fueron degollados y depositaron sus cuerpos en el adoratorio del templo donde les extrajeron los corazones y fueron tirados a una barranca.

En la zona donde fueron arrojados los corazones, las plantas y hierbas empezaron a secarse dando la impresión de haber sido esparcido con un maléfico influjo; tiempo más tarde comenzó a crecer un arbusto, el cual de manera milagrosa alcanzó un tamaño de varios palmos en solo unos días, además de haberse cubierto con un tupido follaje. Una vez que el arbusto llegó a su tamaño final, a su lado empezó a brotar una orquídea trepadora, la cual envolvió el tronco del árbol en solo unos días, dando la impresión de ser los brazos de una mujer que con delicadeza lo abrazaba, parecía protegida por la sombra del árbol, al igual que una novia reposando en el pecho de su amado, continuó su crecimiento llenándose de hermosas flores.

Estos brotes prodigiosos llamaron la atención del pueblo, que junto con los sacerdotes concluyeron que la sangre de los jóvenes había sido transformada en el arbusto y la orquídea, asombrándose todavía más cuando las flores que habían nacido en ese lugar se convirtieron en delgadas y largas vainas, que al madurarse despedían un hermoso y penetrante aroma. La orquídea fue declarada planta sagrada, convirtiéndose en objeto de culto y constituyéndose en los adoratorios totonacos como una ofrenda divina, de la sangre de la princesa nació "Xanath" la vainilla, (en totonaco es llamada flor recóndita) y en azteca "Tlilxóchitl"

Más tarde (Reyes-Costilla, 1993) describe que a pesar de que fue bien conocida en toda Mesoamérica, no existen mayores datos acerca de la vainilla en la época precortesiana, ya que no aparece ningún códice, estela u otro tipo de representación gráfica ni se le asocia con ninguna deidad o actividad religiosa. Por la falta de evidencia arqueológica sabemos que los frutos de la vainilla eran simplemente recolectados, las mismas vainas eran también muy apreciadas por conservar el aroma original de la planta. Aun siendo un artículo tan estimado, no hay datos que lleven a pensar que se utilizaba como moneda o que fuera, en la época de predominio azteca, un artículo

demandado como tributo. De hecho, no se puede precisar siquiera cuáles eran sus lugares más importantes de producción.

1.3 DATOS HISTÓRICOS

Damiron-Velázquez (2004) recapitula que, Bernal Díaz del Castillo, oficial de Hernán Cortés, fue quizá el primer hombre blanco que conoció la especia al observar a Moctezuma tomar una bebida preparada con semilla de cacao en polvo (chocolatl) y vainilla molida. Más adelante Cortés fue invitado por Moctezuma a tomar su primera taza de chocolate servida según la leyenda, en vasijas con cucharas fabricadas de oro. El primer embarque de vainilla al viejo mundo, que se tiene registrado, fue hecho por Cortés en el año de 1519, cuando envió a España a Francisco de Montejo y a Porto-Carrero como portadores de los réditos de la conquista, consistentes en joyas, mantas y curiosidades entre las cuales se encontraba la vainilla, aunque hay autores que aseguran que la vainilla fue llevada a Europa como perfume desde 1510 junto con cacao, índigo y cochinilla, diez años antes de la llegada del tabaco. Estos productos fueron llevados por veleros españoles que arribaron a México antes que Cortés. Bernardino de Sahagún, un fraile Franciscano, quien llegó a México en 1529, fue el primero que escribió acerca de la vainilla mencionando el empleo que de ella hacían los aztecas para dar sabor al chocolate endulzado con miel. Así como la venta de la especie en sus mercados. Su trabajo se titula “Historia General de las Cosas de Nueva España”, originalmente escrito en lengua azteca y publicado hasta 1829-30 en México, trescientos años después de la llegada de Sahagún a este país.

La primera observación de interés botánico, fue hecha por Carolus Clusius en 1605 en su “*Exoticorum Librit Decem*” en el cual describe a la vainilla y le da el nombre de “*Lobus oblongue aromaticus*” a unas muestras de vainas secas que recibió en 1602 de Hugo Morgan, boticario de la Reina Isabel de Inglaterra. Esas vainas fueron consideradas como frutos de *Vanilla* (la verdadera vainilla mexicana). Aunque no se conocía mucho acerca de los usos en su país de origen, el mismo Morgan fue el primer europeo en recomendar la vainilla para dar sabor.

En 1571 Felipe II de España envió a una misión a México a Francisco Hernández, quien se convirtió en una autoridad en las descripciones de vainilla. Escribió un trabajo publicado en Roma en 1651 en el cual describe a la planta y la nombra “*Araco aromático*”, refiriéndose a su empleo no sólo por su agradable sabor y aroma, sino por supuestas propiedades medicinales.

Pocos años más tarde, en 1658, Gulielmi Pisonis escribió que, debido a su fragancia, los españoles usaban las vainas, que ellos llamaban “Vaynilla” significando “pequeña vaina”, como ingrediente en la manufactura del chocolate (*Historiae Naturales et Medicae Indiae Orientalis*, p.200). Se supone que este fue el primer uso de la palabra “vaynilla” de la cual es derivado el nombre científico del género.

Francisco Redi en 1675 estudió algunos frutos secos de vainilla bajo un microscopio y describió el fruto y las semillas.

William Dampier en su "A new voyage around the World", dio valiosa información acerca de plantas de vainilla que observó creciendo en 1676 en la Bahía de Campeche, al sureste de México y en 1681 en Boca del Toro en Costa Rica. Él habla de vainillas cosechadas por los indígenas quienes las vendían a los españoles. También hace una descripción del método de secado.

El género “*Vanilla*” no fue descrito hasta 1703, cuando Charles Plumier (en su obra "*Nova Plantarum Americanarum Genera*", enumeró tres especies de las Indias Occidentales, pero le faltó incluir la planta mexicana, *V. planifolia*.

El padre Fray Ignatio de Santa Teresa de Jesús, en 1721 logró cultivar en Cádiz un bejuco de vainilla.

El padre Labat en su obra "*Nova Voyage Aux. Isles*" 1722, hizo la descripción sobre la vainilla silvestre de Martinica, isla del Caribe que pertenece a las Antillas Menores.

Nicolás Lemery, en su "Dictionare Universel Des Drogues Simples", (1733), da una descripción muy detallada de la vainilla, de sus cualidades terapéuticas y de su empleo en la fabricación de chocolates.

Linneo en su obra titulada "*Species plantarum*" en (1753) reúne en una a las tres clases de vainilla, designándola *Epidenderum vanilla*.

Soto Arenas (1999) agrega que, muchos autores antiguos estudiaron esta orquídea, concluyendo que su centro de origen es la zona vainillera mexicana. En Europa el uso de la vainilla se popularizó como saborizante del chocolate, principalmente en Francia, y ante creciente demanda se establecieron los primeros vainillales y las plantaciones más antiguas se ubicaron en Papantla en el año de 1760, en ese entonces la Nueva España, era el único productor mundial, dado que sólo en esos lugares era posible obtener frutos gracias a la intervención de insectos para polinizar. La dependencia de esa forma de polinización retardó la introducción de la planta como cultivo en otras regiones del mundo apropiadas para su crecimiento (Ackerman, 1986). Aunque la vainilla como artículo comercial fue introducida en Europa a principios del siglo XVI, no aparece como producto hortícola hasta principios del siglo XIX, cuando llamó la atención después de haber florecido y fructificado en la colección de Charles Greville en Inglaterra.

Entre los principales autores que inicialmente describen la vainilla en su hábitat natural puede ser mencionado Fusée Aublet quien, en 1775, en su obra titulada "Histoire des plantes de la Guiane Francoise" no solamente registra los métodos de cultivo y beneficio, sino que también da cuenta de tres clases de vainilla, tipificadas como grandes, pequeñas y largas, encontradas en la vecindad de Cayena, en la Guayana Francesa.

El género *Vanilla* fue restablecida por Peter Olof Swartz en 1799 quien distinguió dos especies; *V. aromática Swartz* y *V. lavitulata Swartz*.

En 1808 Henry Cranke Andrews describió una especie vainilla en su obra titulada "Botanist's Repository", el cual la designó con el nombre de *Vainilla planifolia*.

Alexander Humboldt en 1811 "Voyage de Humboldt et Bonpland" también hace un interesante relato del cultivo y preparación de la vainilla en el Estado de Veracruz.

En 1819 se hizo un intento por establecer vainilla en Java, cuando fueron enviadas dos plantas del Jardín Botánico de Antwerp a Buitanzorg. Sólo una de esas plantas

sobrevivió al viaje y floreció en 1825, pero no fructificó. El botánico Blume describió esa planta como "*Vanilla viridiflora*", al parecer desconociendo que era de la misma descrita anteriormente por Salisbury como "*Myobroma fragans*" y por Andrews como "*V. planifolia*".

Más adelante, en 1846, cultivos de vainilla con base en plantaciones sistemáticas fueron establecidos en Java. En 1836 Charles Morren de Lieja, Bélgica, estableció la identidad de la verdadera vainilla comercial como "*Vanilla planifolia*" y obtuvo dos cosechas de vainilla polinizando las flores artificialmente a mano. El atribuyó la falta de fructificación en el hemisferio oriental a la ausencia de algunos insectos polinizadores de las regiones nativas de la vainilla.

Bautista-Santiago, en 2014 redactó que, en 1838 los logros de Morren fueron repetidos por Neumann en el Museo de Historia Natural de París, y varios años después, en 1841, un esclavo de Reunión, departamento francés, Edmond Albius, descubrió el método práctico de polinización artificial empleado hasta hoy. El descubrimiento del método de polinización artificial, combinado con el de propagación vegetativa, abrió el camino para el establecimiento de plantaciones en gran escala en los trópicos orientales. Indonesia y Madagascar se convirtieron en los mayores productores de vainilla mexicana, lo que significó que la comercialización nacional fuera desplazada.

Aunque Madagascar fue el país que llegó a ocupar el puesto más importante como productor, también se cultiva vainilla exitosamente en Indonesia, Reunión (Borbón), Mauricio, las Islas Seychelles, Tahití, Guadalupe, Martinico, Zanzíbar, El Congo, Puerto Rico, Brasil, Dominica, Camerún, Sierra Leona, Lagos, Santo Tomás, Islas Comoro, Ceilán, Islas de la Sociedad e Islas Fiji; también se produce en cierto grado, pero sin mucho éxito ni en cantidades comerciales, en Hawái, Filipinas, La India, Cochinchina, Bolivia, Perú, Venezuela, Sumatra, Trinidad y en algunos lugares de Centroamérica (Correll, 1953).

Velázquez (1994) por su parte señala que, la historia gradual de la propagación de la vainilla en las zonas tropicales del mundo es escasa y en gran parte imprecisa. La vainilla fue introducida primeramente en Reunión (Borbón), en 1793, pero su cultivo no cobró importancia hasta después de que en ese lugar se desplomó la producción de

caña de azúcar entre 1849 y 1856 y no alcanzó grandes proporciones hasta 1874. De Reunión la planta fue llevada a Mauricio en 1827 y alrededor de 1840 a Madagascar. La vainilla fue introducida en la India en 1835, pero las plantas murieron después de la floración. Algunos años después fue llevada de nuevo y fructificó, sin embargo, su cultivo nunca progreso en ese país. Se sabe que la vainilla fue llevada de Manila a la Isla de Tahití por el almirante Hamelin en 1848, habiéndose convertido rápidamente en un importante renglón de la producción.

En 1852 fracasó un intento de cultivo en el Congo francés, habiéndose cultivado nuevamente en 1873 sin que su propagación fuera muy rápida, mientras que en las islas Seychelles la vainilla se inició en 1890 y en las Islas Comoras en 1893; para 1886 la producción en las islas Reunión, Mauricio, Rodríguez y Java fue mayor que en México (Cibrián-Jaramillo, 1999).

2. EL COMERCIO DE VAINILLA EN EL MUNDO

De acuerdo con la OEC (The Observatory of Economic Complexity), en donde los datos más actualizados son del año 2019, la vainilla fue el producto número 874to más comercializado en el mundo, por un total de \$1,17MM. Entre 2018 y 2019 las exportaciones de vainilla decrecieron un 20,5%, disminuyendo de \$1,47MM a \$1,17MM, como se observa en la Fig. 2, los principales exportadores de Vainilla fueron Madagascar (\$651M), Francia (\$89M), Indonesia (\$81,7M), Canadá (\$65,8M) y Alemania (\$65,8M), pero México no figura en esta gráfica ya que solamente exporta el 1.5% de vainilla en la zona de Sudamérica, donde los principales exportadores con Ecuador y Uruguay (Fig. 3).

Por otro lado, los principales importadores de Vainilla fueron Estados Unidos (\$477M), Francia (\$210M), Alemania (\$119M), Canadá (\$60,7M) y Países Bajos (\$33,4M) (Fig. 2). Debido a su gran consumo en productos alimenticios y de repostería, Estados Unidos es el mayor importador de este producto, tanto a nivel global como a nivel local (América), seguido de Brasil, Argentina y Chile (Fig. 3).

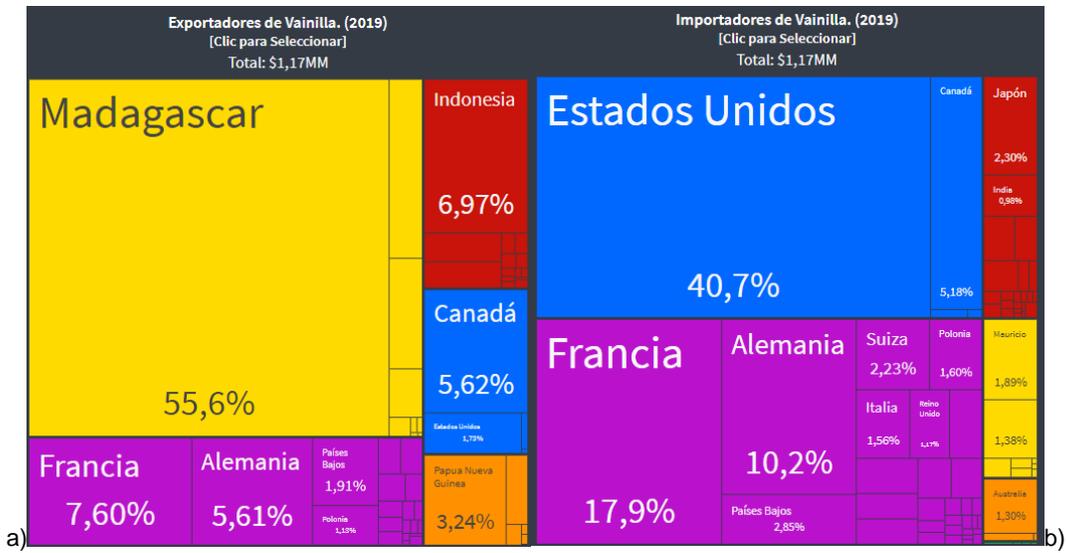
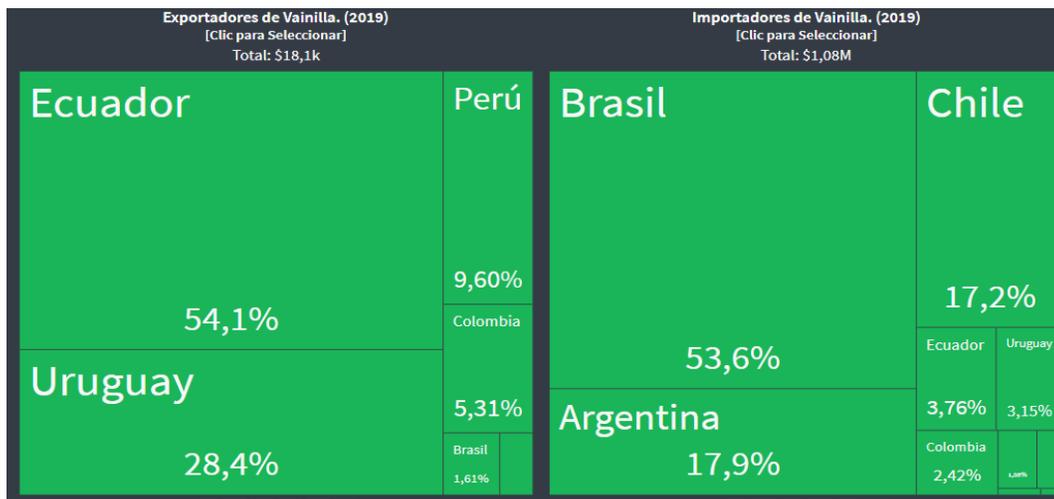


Fig 2. Principales países exportadores e importadores de vainilla en 2019 a nivel mundial: a) Madagascar se lleva más de la mitad de la producción a nivel global con un 55.6% del total, los demás países en mostrados en la figura le siguen con menos del 10% de producción. b) Estados Unidos, Francia y Alemania se perfilan como los principales importadores. <https://oec.world/es/profile/hs92/vanilla?redirect=true>

a)



a)

b)

Fig. 3. Principales países sudamericanos exportadores e importadores de vainilla en 2019: a) Ecuador se considera el principal exportador de vainilla, seguido de Uruguay, entre estos dos países abarcan más del 80% de producción de vainilla en esta zona, México no aparece entre los primeros 10 exportadores. B) Brasil, Argentina y Chile son los principales importadores de este producto en Sudamérica. <https://oec.world/es/profile/hs92/vanilla?redirect=true>

Madagascar es el mayor exportador con un total de \$651 MM, mientras que Estados Unidos es el principal importador con \$477MM (73% del total de este producto), México aparece como un exportador débil en este Ranking.

El comercio de Vainilla representa 0,0065% del total de comercio mundial. En 2018 el arancel promedio de Vainilla fue 6,55%, siendo el arancel 649 menor usando la HS4 clasificación de producto. Los países con los mayores aranceles de importación para vainilla son Túnez (36,0%), Cabo Verde (30,0%), Sri Lanka (29,9%), Etiopía (29,7%), y Camerún (29,4%). México aparece dentro de este banco de datos como una zona de aranceles altos (15%), aunque Madagascar también perfila dentro del mismo rango. Los países con los menores aranceles son Angola, South África, Hong Kong, Japón y Las Maldivas con el 0%.

3. ¿POR QUÉ DEJAMOS DE SER LOS PRIMEROS PRODUCTORES?

De acuerdo con Santillán-Fernández *et al.* (2013), México se ha ubicado como el quinto productor de vainilla a nivel internacional con 4.97 %, después de Indonesia (34.93 %), Madagascar (31.81 %), China (11.63 %) y Papúa Nueva Guinea (6.97 %). A nivel nacional, Veracruz es el principal productor con 70 % de la producción total, le siguen, en orden de importancia, Oaxaca y Puebla, San Luis Potosí, Hidalgo, Chiapas y Quintana Roo, que en conjunto aportan 30% de la producción total. En Veracruz, la vainilla (*V. planifolia*) se cultiva principalmente en los municipios de Papantla, Tuxpan, Misantla, Gutiérrez Zamora y San Rafael, zona conocida como Región del Totonacapán.

(Pansarin, 2016) analiza y redacta que es posible que la problemática principal del cultivo de la vainilla pueda deberse al manejo cultural que la misma ha tenido, ya que pese a que es una especie alógama (que se reproduce por medio de polinización cruzada), ha estado sometida a un régimen estricto de técnicas manuales, esto, sumado a su historia de cultivo a partir de un número muy reducido de clones seleccionados, ha generado una pérdida sustancial de los niveles de variabilidad genética. Por otro lado (Calvo, 1990) indica que los productores de la Región del

Totonacapán se caracterizan por tener pequeñas superficies de tierra para cultivo (menor a diez hectáreas) y muy poca es la que destinan al cultivo de la vainilla, entre un cuarto y media hectárea, con bajos rendimientos de vainilla en verde

En 2020, Luis-Rojas y colaboradores desarrollaron un modelo de series de tiempo para pronosticar la producción de vainilla verde en México (PVAINI) basándose en los datos de la producción de vainilla verde disponible entre 1961 y 2016.

Para conocer el comportamiento de la PVAINI y realizar pronósticos se utilizó una serie histórica de producción de vainilla verde, proporcionados por el Sistema de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP, 2019) y por la base de datos de la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO, 2019). La serie de tiempo de la PVAINI se dividió en dos partes: los datos de 1961 a 2014 expresados en toneladas métricas, que se utilizaron para desarrollar el modelo de series temporales.

Se aplicó el procedimiento PROC ARIMA del software Statistical Analysis System (SAS) versión 9.4. SAS (2014), para estimar el modelo ARIMA a la serie PVAINI del periodo 1961-2014 para la construcción y ajuste del modelo de pronóstico. La tasa de crecimiento media anual de la serie PVAINI para el periodo 1961-2017 fue de 1.43%, lo cual indicó una ligera tendencia al alza, sin embargo; también se observa que para el periodo 1961-1979, la producción de vainilla decayó a una TCMA de -16.9%, dicho comportamiento de producción en esas épocas fue debido a que se destinaron menos hectáreas de tierra a este cultivo, al pasar de terrenos agrícolas productores de esta orquídea a terrenos para la producción de ganado, petróleo, casos climatológicos extremos y al desánimo en el precio internacional de la vainilla, los que ocasionaron pérdidas en la producción de vainilla.

Los picos más altos de la serie temporal se registraron para los años de 1993, 1998 y 2007 y se explican por buenas condiciones de temporal y a la especulación del precio ocurrido tres años antes, mientras que la producción más baja de vainilla en México, fue en el periodo 1978-1980. Respecto a la caída en la producción de 2002 se explican por sequías extremas ocurridas en 1996 y 1997 y la depresión tropical número 11 ocurrida en octubre de 1999, mientras que la caída en la producción en 2011, estuvo influenciada en gran medida por exceso de lluvias (los huracanes Stan en 2005 y Dean

en 2007) que afectaron la zona del Totonacapán y siniestraron gran parte de los cultivos.

En estos trabajos se mostraron datos estadísticos inferenciales útiles para planificar, incentivar y rescatar a la vainilla en México, a través del diseño y aplicación de planes de apoyo, principalmente enfocado a las políticas públicas agroalimentarias, ya que por tradición y herencia cultural la vainilla es un recurso genético que vale la pena rescatar, sin embargo, también es necesario introducir metodologías adaptables a la producción. De lo contrario la producción de este insumo seguirá siendo nulo. Estos datos indican que es necesario desarrollar técnicas de cultivo que eviten las afectaciones por variaciones climáticas adversas, para preservar las especies originales de los géneros de *Vainilla*, Así mismo se nota una escasa participación de incentivos gubernamentales que bien podrían apoyar al rescate y propagación de un mayor número de cultivos beneficiando a los pobladores locales

(Karremans *et al.*, 2020) Realizaron una reevaluación de la vainilla neotropical resaltando la importancia de la taxonomía alfa en los estudios biológicos, enfatizando los efectos perjudiciales de la inflación taxonómica y la determinación incorrecta de especies sobre la inferencia de tasas de especiación, la comprensión de patrones biogeográficos, la estimación correcta de nichos ecológicos, estudios de dispersión de semillas, filogenia y estudios genómicos, y las evaluaciones de las prioridades de conservación, entre otros con ello se logró identificar los centros de origen de la vainilla que se muestran en la Fig. 6, entre los que se encuentra la región Sur de México

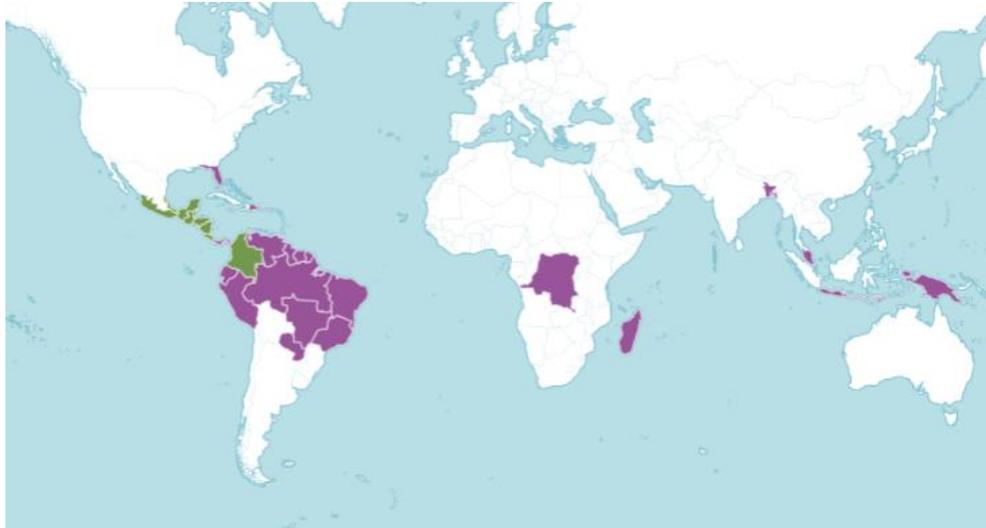


Fig. 4. Mapa de distribución de la vainilla. De color verde se muestran los centros de origen de la vainilla (Belice, Brasil, Colombia, Costa Rica, El Salvador, Guatemala, Honduras, Golfo y sureste de México, Nicaragua y Panamá) y de color morado los sitios donde fue introducida (Bangladesh, Brasil Centro-Oeste, Islas Carolina, Islas Caimán, Archipiélago de Chagas, Comoras, Islas Cook, República Dominicana, Ecuador, Florida, Guayana Francesa, Islas del Golfo de Guinea, Guyana, Jamaica, Java, Madagascar, Malaya, Marianas, Marquesas, New Caledonia, New Guinea, Niue, Paraguay, Perú, Puerto Rico, Reunión, Seychelles, Surinam, Tonga, Trinidad-Tobago, y Venezuela) <http://powo.science.kew.org/taxon/urn:lsid:ipni.org:names:262578-2>

Por otro lado, Méndez-Cortés, *et al.* (2019) realizaron un análisis para determinar la participación de cada agente (productor, intermediario, acopiador (beneficiador) y detallista) en los beneficios obtenidos en la comercialización de *Vanilla planifolia* J. en Papantla, Veracruz, México. Se calcularon los márgenes en los siguientes canales: productor de vainilla verde a consumidor de vainilla beneficiada (canal 1), y productor de vainilla verde a consumidor de extracto de vainilla (canal 2). Se usaron coeficientes de transformación de vainilla verde a beneficiada y extracto y precios de venta en el ciclo 2014 para calcular los márgenes absolutos y relativos. El tamaño de la muestra se determinó a través de la siguiente fórmula:

$$n = \frac{(p)(q)(N)(z^2)}{E^2(N-1) + z^2(p)(q)}$$

dónde: N es la población total del área de estudio de 280 productores de vainilla; n es el tamaño de la muestra; p es el porcentaje estimado de variabilidad positiva (50 %); q (igual a 100-p) es la variabilidad negativa; E es el error o precisión de estimación permitido (0.10) y; z es el nivel de confianza (z de tablas igual a 1.645).

$$n = \frac{(0.50)(0.50)(280)(1.645^2)}{0.10^2(280-1) + 1.645^2(0.50)(0.50)} = 52$$

Se aplicaron 44 encuestas a productores, 6 a tiendas artesanales y 2 acopiadores. Para alcanzar el objetivo de la investigación se calculó del margen de comercialización absoluto y relativo. Considerando i agentes en el canal 1 y j agentes en el canal 2, los márgenes absolutos se calcularon con las siguientes fórmulas:

$$MCA_i = PVi - PC_i \times CT1$$

$$MCA_j = PV_j - PC_j \times CT2$$

Dónde: MCA_i es el margen de comercialización absoluto de i; PVi es el precio de venta de i; PC_i es el precio de compra de i; CT1 es el coeficiente de transformación de vainilla verde a vainilla beneficiada; MCA_j es el margen de comercialización absoluto de j; PV_j es el precio de venta de j; PC_j es el precio de compra de j; CT2 es el coeficiente de transformación de vainilla verde a extracto de vainilla.

Los márgenes relativos y la ganancia unitaria se obtuvieron de la siguiente manera:

$$MCR_i = \frac{MCA_i}{PF_i}$$

$$GU_i = PVi - CMe_i$$

$$MCR_j = \frac{MCA_j}{PF_j}$$

$$GU_j = PV_j - CMe_j$$

Dónde: MCR_i es el margen de comercialización relativo de i; PF_i es el precio final al consumidor en el canal 1; MCR_j es el margen de comercialización relativo de j; PF_j es el precio final al consumidor en el canal 2; GU_i y GU_j es la ganancia unitaria de i y j; CMe_i y CMe_j es el costo medio de producción de los agentes i y j.

En 2015 23% de los productores de vainilla se ubicaron en San Lorenzo, comunidad ubicada cerca de la zona arqueológica de Tajín. Le siguen Cuyuxquihui (con 18%), Primero de Mayo (16%), Pueblillo y Riva Palacio con 14% cada uno. Los 43 productores entrevistados reportaron un rango de edad de 39 a 68 años y 53 años en

promedio, lo que reflejó que la mayoría de los productores eran cercanos a la tercera edad. La superficie dedicada a la producción de vainilla fue de 0.25 a 3.5 ha, con un valor más frecuente de 0.5 ha.

En el canal 1, los precios de venta del productor, intermediario, acopiador (beneficiador) y detallista fue de \$200, \$250, \$2,300 y \$2,500 pesos por kg; Se detectó que los dos primeros agentes venden vainilla verde y los dos últimos vainilla seca. Dichos precios determinaron un margen de comercialización absoluto de \$50.00 pesos por kg para el intermediario, de \$1,050.00 pesos por kg para el acopiador (beneficiador) y de \$200.00 pesos por kg para el detallista. El margen de comercialización relativo fue de 10% para el intermediario, de 42% para el beneficiador y 8% para el detallista; el precio que recibió el productor representó 40% del producto final pagado por el consumidor. Tabla 1 parte superior.

En el canal de comercialización 2, los precios de venta para el productor, intermediario, acopiador (beneficiador) y detallista fueron los mismos que en el canal 1, El margen de comercialización relativo fue de sólo 3.8% para el intermediario de vainilla verde, 16.2% para el beneficiador, 3.1% para el detallista de vainilla beneficiada, 53.8% para el acopiador de extracto (industria) y 7.7% para el detallista de extracto. Tabla 1 parte inferior.

Los resultados indicaron que el valor agregado se genera en la etapa de industrialización del producto. Los mayores márgenes de comercialización correspondieron al beneficiador y productor de extracto de vainilla, lo cual indica que el mayor valor de los productos agrícolas se obtiene en la transformación del producto. El precio que recibe el productor de vainilla verde representó dos quintas partes del precio final pagado por el consumidor de vainilla beneficiada y disminuyó a poco más del 15% en el canal que va del productor de vainilla verde al consumidor de extracto de vainilla. De ahí que la producción de saborizantes artificiales de vainilla haya tenido mayor éxito en el mercado.

Tabla 1. Márgenes de comercialización por 1kg de vainilla beneficiada. La ganancia unitaria fue positiva para todos los agentes que participan en el canal de comercialización de vainilla y es mayor para los agentes que transforman la vainilla, tales como los productores de vainilla beneficiada y extracto (Méndez-Cortés *et al.*, 2019).

Agente	Vainilla (kg)	Unidad	Precio		Margen		Porcentaje %	Costo	Ganancia	%
			compra	venta	Absoluto	Relativo		precio final		
			Pesos (\$) por kg		%			Pesos (\$) por kg		
Margen de comercialización 1 (Vainilla verde-vainilla beneficiada)										
Productor	Verde	5		1,000			40.0	529	472	47.2
Intermediario	Verde	5	1,000	1,250	250	10.0	10.0	1,024	226	18.1
Beneficio	Beneficiada	1	1,250	2,300	1,050	42.0	42.0	1,542	758	33.0
Detallista	Beneficiada	1	2,300	2,500	200	8.0	8.0	2,347	153	6.1
Consumidor	Beneficiada	1	2,500							
					1,500	60.0	100.0			
Margen de comercialización 2 (Vainilla verde-extracto de vainilla)										
Productor	Verde	1		200			15.4	106	94	47.2
Intermediario	Verde	1	200	250	50	3.8	3.8	205	45	18.1
Beneficio-Acopiador	Beneficiada	0.2	250	460	210	16.2	16.2	1,542	758	33.0
Detallista	Beneficiada	0.2	460	500	40	3.1	3.1	2,347	153	6.1
Industria	Extracto (L)	1	500	1,200	700	53.8	53.8	595	605	50.4
Detallista	Extracto (L)	1	1,200	1,300	100	7.7	7.7	1,208	92	7.1
Consumidor	Extracto (L)	1	1,300							
Margen total				4,000	84.6	100.0				

Retes-Mantilla, *et al.* (2013) construyeron un modelo econométrico para estimar el desabasto de vainillina natural con respecto a su demanda en la industria de alimentos y bebidas en México. Para tal efecto, se obtuvieron de SAGARPA (1990-2013) los datos de la oferta de vainilla verde, dividiéndolo entre 5 para obtener la vainilla beneficiada y multiplicándose por un coeficiente de 0.0002 para obtener la cantidad de vainillina natural. Asimismo, de INEGI (1990-2013) se obtuvieron los datos de la demanda de vainillina natural y sintética. La relación funcional del modelo econométrico fue la siguiente:

$$DVS_t = \beta_0 + DVN_t + \varepsilon_t$$

Donde DVS_t : Demanda de vainillina sintética, que corresponde al déficit de este aromático en México. Se obtuvo restando la oferta de vainillina de la demanda nacional en toneladas, DVN_t : Demanda de vainillina

nacional que está compuesta por la natural y sintética en toneladas, β_0 : Intersección, ε_t : Variable estocástica y t: año.

Otro parámetro importante en el desarrollo de este trabajo fue la estimación del precio de la vainillina obtenida del nejayote (agua amarillenta generada en la nixtamalización) a partir de la ingeniería de proyectos de los procesos descritos en las patentes WO2004/110975 y A1WO2008/130210 A1. El modelo tuvo un coeficiente de determinación igual a 0.99 y la prueba conjunta ($\text{Prob}>F$) para la ecuación estimada resultó significativa al 1%. Que, de acuerdo con la teoría económica, a medida que en México la demanda de vainillina se incrementa, su déficit en la industria también lo hace si la oferta no reacciona favorablemente ante ello; es decir, quien repunta es la demanda de vainillina sintética, tal y como se muestra a continuación:

$$DVS_t = 0.865DVN_t$$

Donde DVS_t : Demanda de vainillina sintética, que corresponde al déficit de este aromático en México.
 DVN_t : Demanda de vainillina nacional que está compuesta por la natural y sintética.

Este modelo sugiere que por cada tonelada de vainillina que se demanda por la industria de alimentos y bebidas en México, aumenta el desabasto nacional de este aromático en 865 kilogramos, con el consecuente encarecimiento del precio de la vainillina natural. Por lo que aproximadamente el 87% de la demanda de vainillina por parte la industria de alimentos y bebidas en México se cubre con vainillina sintética, debido a que las importaciones en México de vainillina natural son prácticamente nulas.

4. ESTUDIOS SOBRE ESENCIAS Y VARIEDADES

Tal como mencionan Soto-Arenas y Cribb (2010), el principal constituyente aromático de la vainilla es la vainillina, pero se han detectado hasta 169 compuestos en el aroma de esta planta, por lo que la síntesis de vainillina es la forma más económica de obtener el saborizante de forma comercial y se obtiene de la lignina (desecho de la industria papelera), del guayacol (derivado del carbón de alquitrán) o del Eugenol (extraído de

ciertos aceites esenciales). La etil vainillina es otro componente sintético con sabor similar a la vainillina, incluso con un sabor 2.5 veces mayor.

En 1995 Moya *et al.* realizaron un trabajo que consistió en obtener el extracto vainillina 4-hidroxi-3-metoxibenzaldehído a partir de desechos agroindustriales de lignocelulosa de: Coquito de palma africana, pergamino de café, broza de café, paja de arroz, cáscara de arroz, olote de maíz, tusa de maíz, lignina Kraft, aserrín de madera y cáscara de piña, muestras molidas de 1 mm, en extracción alcalina entre 80-90°C, acidificando el licor obtenido hasta pH 3, secando a 40°C.

Para la oxidación del material línico, se agregaron 0.5 gr de lignina Kraft de *Eucalyptus grandis* disuelta en 10ml de NaOH al 2% agregando 0.5gr de Ca(OH)₂, se calentó a 160°C durante 3 hrs en un reactor Parr de 25 ml. Después de enfriar se acidificó con HCl 6N pH2 y se extrajo cono éter etílico (4 veces con 20ml). Después de secado de fase orgánica con Na₂SO₄ el residuo se aforó a 5ml.

Se determinó el contenido de vainillina por medio de cromatografía de gases utilizando 10µl de guayacol como referencia, se estudió con ello el efecto tiempo-reacción de la lignina Kraft en NaOH al 2% con Ca(OH)₂ a 160°C en tiempos de 1-8 hrs, encontrando que la producción de vainillina aumentó después de 3 hrs de reacción en adelante.

Con respecto a la variación de temperatura se realizaron reacciones de oxidación variando de 100-195°C en tiempo de reacción de 3 hrs, encontrando que la producción de vainillina aumenta cuando pasa por un punto máximo de 180°C respecto a los otros.

Además de realizar la oxidación en lignina Kraft, se utilizaron sustancias como nitrobeneno (C₆H₅NO₂) y sulfato de cobre (II) (CuSO₄) con los mismos parámetros de tiempo y temperatura; en el caso del Ca(OH)₂ resultó ser más efectivo que el CuSO₄ para la oxidación y en el caso del nitrobeneno resultaba más difícil la purificación ya que este quedaba como un contaminante al extraer la vainillina.

Posteriormente se procedió a oxidar los materiales línicos de diferentes desechos industriales siguiendo el mismo método; los mejores rendimientos en la concentración de vainillina por cantidad de lignina se obtuvieron con la lignina de pergamino de café y la cáscara de piña (Tabla 2), aunque siendo más bajos que los obtenidos a partir de

lignina Kraft. Los mejores resultados se obtuvieron a partir del pergamino de café y de las cáscaras de piña. Si se considera el contenido de lignina, los mejores resultados se obtienen con cáscara de piña, aunque sugieren diferencias estructurales entre ligninas de ambos materiales ya que el proceso de separación, se elimina una mayor cantidad de precursores de vainillina en el caso de la cáscara de piña en comparación con el pergamino de café.

Tabla 2. Rendimientos de vainillina obtenida a partir de materiales lignocelulósicos. Los mejores resultados se obtuvieron a partir de la cascarilla o pergamino de café (Moya *et al.*).

SUSTRATO	LIGNINA (%)	Vainillina (%)	(%) vainillina/g de lígnina
Coquito de palma africana	23.4	0.6	2.6
Pergamino de café	24.9	1.8	7.2
Aserrín de madera	30.7	0.7	2.3
Cáscara de piña	14.7	1.5	10.3

Demostrando así que los deshechos agroindustriales como material precursor de lignina mediante una oxidación con $\text{Ca}(\text{OH})_2$ en medio básico pueden ser utilizados como sustrato para la obtención de vainillina.

(Yamamoto-M *et al.*, 2007) del Centro Médico Internacional de Japón, ganaron el premio Nobel Ig (cuya idea es celebrar las investigaciones más inusuales, honrar lo imaginativo y estimular el interés de todos por la ciencia, la medicina y la tecnología.) por el desarrollo de un método para obtener “vainillina” Para ello, utilizaron excremento de animales herbívoros, incluidos ganado, cabras, caballos y tigres (única variable carnívora). Los cuales se introdujeron en un reactor 1gr de excremento/4 ml de H_2O . Luego, el reactor se calentó a temperaturas y presiones de 100 °C, 150 °C (0,6 MPa), 200 °C (1,5 MPa), 250 °C (3,9 MPa) y 300 °C (8,3 MPa), cada uno en el sistema por lotes. Después de tratar durante 60 minutos, el reactor se enfrió.

Se realizaron análisis cuantitativos de la concentración de polifenoles vegetales mediante cromatografía líquida de alta resolución (HPLC). También se utilizó un sistema de cromatografía líquida espectrómetro de masas (LC/MS) para reconfirmar cada pico obtenido en el análisis. Se identificaron: el pico de ácido protocatecuico a los 10 minutos, ácido vanílico a los 32 minutos, ácido siríngico a los 55 minutos y vainillina

a los 56 minutos. Para la confirmación de cada sustancia, se realizó la LC/MS para el estudio posterior.

Se realizó el experimento a diferentes temperaturas de reacción para estudiar los rendimientos del producto. Se obtuvo ácido protocatecuico a 200 °C. El ácido vainílico se aisló de los excrementos principalmente a 150 ° C y su rendimiento disminuyó a 200 °C. Se obtuvo ácido siríngico en el rango de 150 °C a 200 °C. Aunque se identificó vainillina en un rango de 200 °C a 250°C satisfactoriamente; cuando se elevó la temperatura 50°C más (300 °C) no se encontró el compuesto, indicando así que la temperatura es un factor clave para la obtención del químico. El rendimiento de vainillina a 250 °C fue el máximo. La cantidad total de ácido vanílico y vainillina alcanzó casi constantemente 50 µg por 1 g de excremento entre temperaturas en el rango de 150 °C a 250 °C. Se consideró que el ácido vanílico se convirtió en vainillina mediante una reacción redox.

Los picos de ácido vanílico y vainillina se encontraron alrededor de los 35 y 55 minutos, respectivamente, obtenidos de los productos de los excrementos bovinos, caprinos y equinos: animales herbívoros. Sin embargo, no se encontraron los productos de los excrementos de los tigres. Deduciendo que los animales herbívoros ingieren plantas que contienen un alto contenido de lignina. Los microbios de los órganos digestivos digieren la fibra vegetal. Sin embargo, la mayor parte de la lignina contenida en la fibra vegetal no puede ser digerida por los microbios y otras enzimas digestivas. La lignina es difícil de digerir para los animales herbívoros. En el caso de los animales carnívoros, por el contrario, ingieren principalmente carne que la enzima digestiva de sus órganos digestivos logra hidrolizar.

(Cid-Pérez y López-Malo, 2011) Hicieron un estudio de diferentes perfiles químicos para explicar sus diferencias entre las diferentes variedades. Estos perfiles dependieron del disolvente, tipo de extracción, técnica de separación, así como del equipo espectroscópico utilizado en la caracterización.

A continuación, se resumen los perfiles y las sustancias halladas en 3 diferentes especies de vainilla:

***V. pompona* (nativa de la India)**

Se utilizó el perfil químico obtenido por retención de estándares y extractos en un cromatógrafo de líquidos de alta resolución. Se obtuvieron: vainillina, ácido hidroxibenzaldehído y p-hidroxibencil alcohol.

V. tahitensis

Se utilizó el perfil de Cromatografía de gases acoplada a un espectrómetro de masas, extracción de componentes en fase sólida. Para el extracto de Tahíti se logró caracterizar 5-propenil-1-1,3-benzodioxole, etil nonanoato, ácido metiléster 2-propenoico, etl decanoato, vainillina, p-metoxibenzaldehído y ácido anísico. Para el extracto de Indonesia y Bourbon se determinaron solo 6 de los componentes anteriores.

V. planifolia

Se analizaron diversos extractos alcohólicos de diferentes cosechas de esta variedad. Se utilizó el perfil de Cromatógrafo de gases adaptado a un espectrofotómetro de masas de relación isotópica, se ubicaron los compuestos: p-hidroxibencil alcohol, p-hidroxibenzaldehído, vainillina, alcohol vainílico, ácido p-hidroxibenzoico y ácido vainílico.

En extractos de metanol y agua y con el perfil químico de un cromatógrafo de líquidos acoplado a un espectrofotómetro de masas, caracterizaron los componentes minoritarios de las vainas verdes: p-hidroxibencil alcohol, proratevhualdehído, alcohol vainílico, ácido p-hidroxibenzoico y ácido vanílico. Además, lograron caracterizar los metabolitos: p-hidroxibenzaldehído, glucódiso, glucovainillina, vainillina, p-hidroxibenzaldehído, sacarosa, glucosa, ácido málico, bis[4-B-D-glucopiranosiloxi)-benzil]-2-2(2-butil) tartrato y ácido homocítrico, mediante resonancia magnética nuclear.

Se trabajó la identificación de moléculas activas con propiedades organolépticas en vainas curada, por medio de extracciones sucesivas de disolventes (heptano, acetato

de etilo y agua) eliminados al vacío, se analizó con el perfil de sabor en soluciones acuosas, se demostró que la fracción de acetato de etilo tenía una mayor concentración con respecto a las otras 2, se llevó a cabo la separación de componentes químicos mediante el perfil de cromatografía líquida y se obtuvieron 29 fracciones, a las fracciones de mayor sabor se realizaron comparaciones espectroscópicas para determinar estructuras químicas y se encontraron: 4-(4-hidroxibencil)-2-metoxifenol, 4-hidroxi-3-(4hidroxi-3-metoxibencil)-5-metoxibenzaldehido, (1-O-vanilloil)-(6-O-feruloil)-B-D-glucopiranosido, americanin A,4'6'-dihidroxi-3',5-dimetoxi-[1,1'-bifenil]-3-carboxaldehido, 5-(4-hidroxibencil), glucovainilla, divainillina y vainilla. De las primeras 5 estructuras no se tenía información de su presencia en las vainas.

Con el análisis de estos trabajos se logró demostrar que el olor y sabor de los extractos depende de la presencia de componentes volátiles, semivolátiles o no volátiles presentes en las diferentes variedades de vainilla (Fig. 7).

El proceso de extracción que inicia con lignina ha enfrentado serios problemas, como disponibilidad reducida e impacto ambiental. La disponibilidad está reducida porque el nuevo proceso para producir pasta de papel genera menos jugo. Como resultado, probablemente compañías más grandes no reinvertirán en nuevas fábricas para procesar jugos para servir a la demanda. El impacto ambiental del proceso también es problemático. De acuerdo con el productor, son necesarios 1000 kg de árboles para producir 3 kg de vainillina ex-lignina, por lo que se ha seguido experimentando en la obtención más rentable de este saborizante (Fig. 8).

Especie	Compuesto
<i>V. planifolia</i> <i>V. pompona</i> <i>V. planifolia</i>	p-hidroxibencil alcohol
<i>V. planifolia</i> <i>V. tahitensis</i> <i>V. pompona</i> <i>V. planifolia</i>	p- hidroxibenzaldehído
<i>V. planifolia</i> <i>V. tahitensis</i> <i>V. tahitensis</i> <i>V. tahitensis</i> <i>V. tahitensis</i> <i>V. pompona</i> <i>V. planifolia</i> <i>V. planifolia</i>	Vainillina
<i>V. planifolia</i> <i>V. pompona</i> <i>V. planifolia</i>	Alcohol vainillico
<i>V. planifolia</i>	3,4-Dihidroxibenzen-carbonal
<i>V. planifolia</i> <i>V. tahitensis</i> <i>V. planifolia</i>	Ácido p-hidroxibenzoico
<i>V. planifolia</i> <i>V. pompona</i> <i>V. planifolia</i>	Ácido vainillico

Fig.5. Compuestos encontrados en las variedades de *Vainilla* estudiadas, entre los que destacan los compuestos de: Vainillina, Alcohol vainillico (Alcohol vanílico) y ácido vainillico (ácido vanílico) para la especie *V. planifolia*. <https://www.udlap.mx/WP/tsia/files/No5-Vol-1/TSIA-5%281%29-Cid-Perez-et-al-2011.pdf>

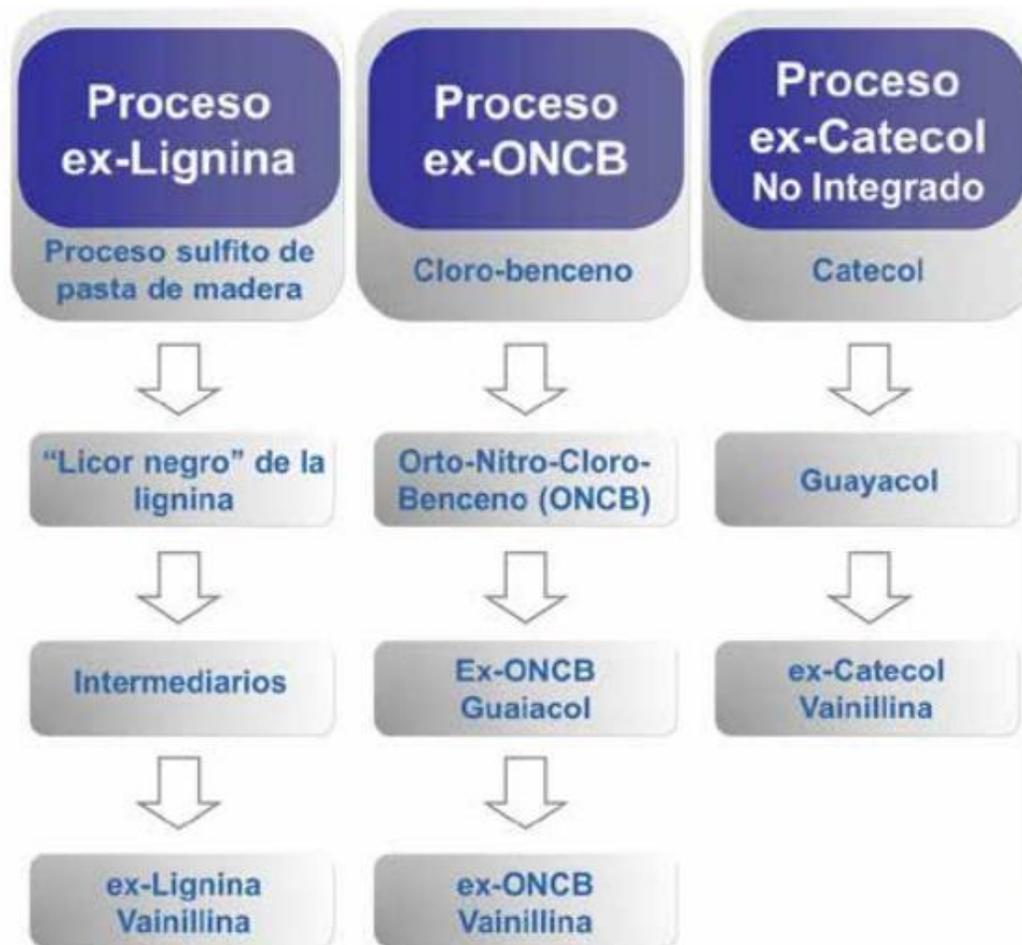


Fig. 6. Ruta de los tres procesos de extracción de vainillina, obtenida de <https://studylib.es/doc/6209883/los-procesos-sint%C3%A9ticos-hacia-vainillina>

En el año 2014 SOLVAY (empresa de especialidades químicas) publicó un artículo en la revista Food Ingredients Brasil. basado en las publicaciones de Andrew en 2010, y Vidal en 2015, que detallan los procesos sintéticos que han sido desarrollados para la obtención del extracto vainillina. Los dos métodos publicados fueron: 1. síntesis de guayacol y 2. El procesamiento químico de vainillina ex-lignina, los cuales se explican a continuación.

A. VAINILLINA PRODUCIDA DE GUAYACOL

Hay dos maneras de producir guayacol:

1. DE FORMA DIRECTA EMPEZANDO CON CATECOL, CONVIRTIENDO A GUAYACOL

El proceso más eficiente hacia guayacol es la síntesis de catecol (Fig. 9), que es preparado por la hidroxilación catalizada por ácido de fenol con peróxido de hidrógeno. Varios métodos se pueden usar para introducir un grupo aldehído a un anillo aromático: la condensación de guayacol con ácido glioxílico seguida por la oxidación del ácido mandélico resultante al ácido fenilglioxílico correspondiente y, finalmente, descarboxilación sigue siendo un proceso industrial competitivo para la síntesis de vainillina.

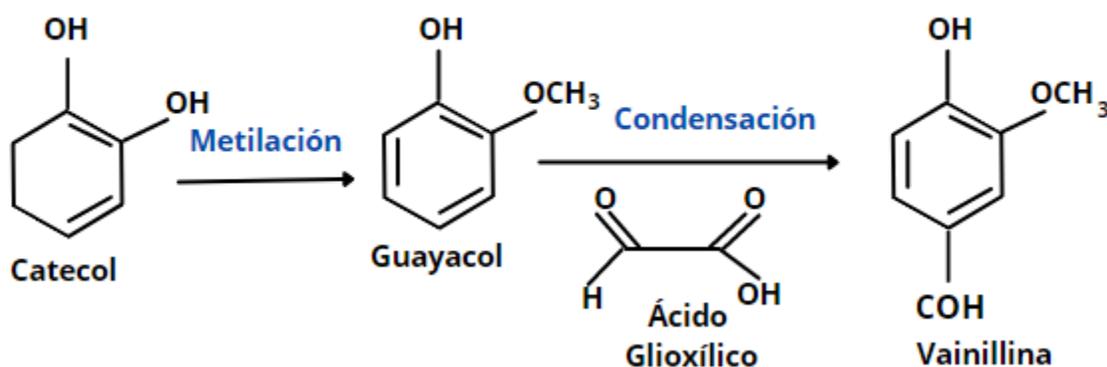


Fig. 7. El proceso de vainillina excatecol, obtenida de <https://studylib.es/doc/6209883/los-procesos-sint%C3%A9ticos-hacia-vainillina>

2. EL PROCESO EX-ORTO-NITRO-CLORO-BENCENO (ONCB)

El proceso químico hacia ex-ONCB guayacol empieza con la cloración de benceno, convirtiendo a clorobenceno, que es, entonces, nitrado para producir orto-nitro-cloro-benceno. El Cloro, entonces, es substituido por metoxilación. Otra reducción del grupo nitro da origen a o-anisidina, una amina aromática CMR, que se transforma en guayacol por diazotización (Fig. 10).

La formulación de ex-ONCB guayacol a vainillina entonces se realiza por urotropina en la presencia de un oxidante N,N-dimetil- -nitroso anilina, brindando un residuo tóxico, PADMA, o por el proceso glioxílico, más sostenible. Debido a la formación de diclorobenceno en los pasos de cloración de benceno, el ex-ONCB guayacol contiene cloro-guayacol como impureza, lo que producirá cloro-vainillina como impureza en la vainillina final.

El proceso de recuperación de la vainillina final se hace usando tolueno, un solvente de grado no alimentario.

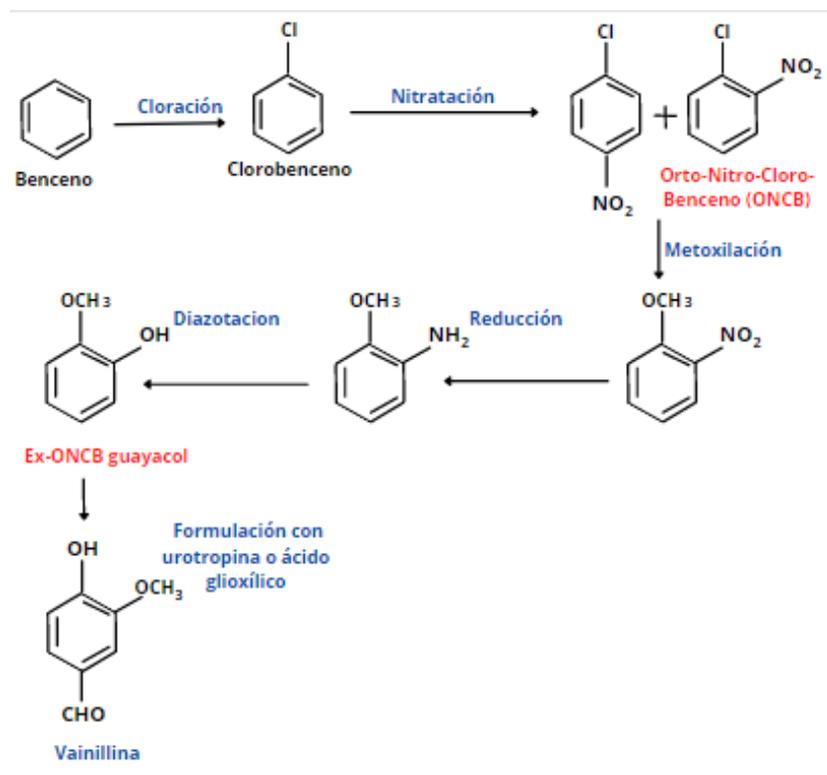


Fig. 8. El proceso de vainillina ex-ONCB desde el benceno, obtenida de <https://studylib.es/doc/6209883/los-procesos-sint%C3%A9ticos-hacia-vainillina>

B. VAINILLINA PRODUCIDA DE JUGOS DE SULFITO RESIDUALES: EL PROCESO EX-LIGNINA

El material inicial para producción de vainillina también puede ser la lignina presente en sulfitos residuales de celulosa de la industria de papel. Los jugos concentrados matrices

(licor negro) son químicamente tratados con álcali a temperatura y presión elevadas en la presencia de oxidantes. La vainillina formada es separada de los derivados, particularmente acetovanilona (también conocida como apocinina), por extracción, destilación y cristalización.

La lignina es degradada con hidróxido de sodio o con solución de hidróxido de calcio y, simultáneamente, oxidada en el aire en la presencia de catalizadores de cobre. Cuando la reacción se concluye, los residuos sólidos son removidos.

La vainillina es extraída de la solución acidificada con solvente (Fig. 11), primero con isopropanol y, después, con tolueno, y re-extraída con solución de hidrógeno sulfito sódico. La re-acidificación con ácido sulfúrico seguida por destilación a vacío produce vainillina de grado técnico, que debe ser re-cristalizada varias veces para obtener la vainillina final. El tolueno se usa como solvente de cristalización. Agua, asociada a pequeñas cantidades de un alcohol, se usa como solvente en el último paso de la cristalización.

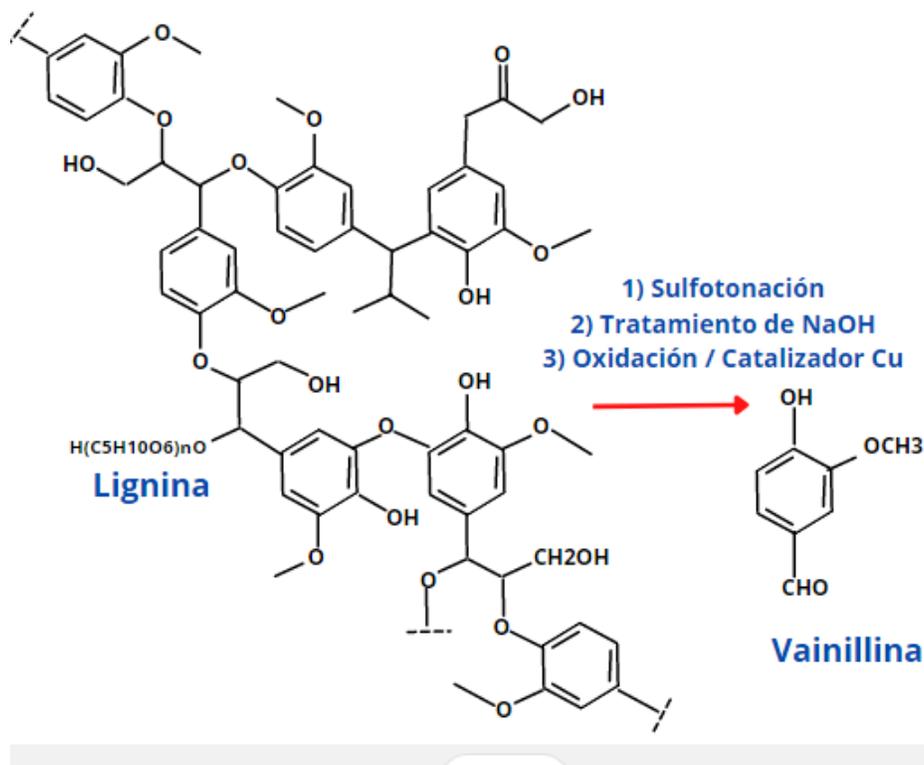


Fig. 9. El proceso de vainillina ex-lignina desde el licor negro de la industria de papel, obtenida de

<https://studylib.es/doc/6209883/los-procesos-sint%C3%A9ticos-hacia-vainillina>

Por su parte (Herrera-Cabrera *et al.*, 2014) Estudiaron la variabilidad genética de la vainilla en la región Totonacapán, en dos zonas ecológicas; la Zona Alta (ZA) y la Zona Media (ZM). La selección de esquejes de *Vanilla planifolia* A. se llevó a cabo Con base en una población de 1407 productores de vainilla, se identificó una muestra de 88 productores como unidades de anlysis, que se distribuyeron en la ZA (45) y la ZM (43) Cuadro 1. Los datos cualitativos colectados en la encuesta se capturaron en bases de datos, organizadas en hojas de cálculo Excel y se procesaron en el paquete estadístico Statistical Package for the Social Science (SPSS 2003).

Cuadro 1. Zonas ecológicas con *Vanilla spp.* en la región del Totonacapán, para el estudio se consideraron solamente (ZM) Y (ZA)

Caracteres	Zona ecológica baja (ZB)	Zona ecológica media (ZM)	Zona ecológica alta (ZA)
Altitud (msnm)	10-130	105-350	350-600
Clima	Aw1(x') 18-25 °C	Am(f) 18-23 °C	A(f) 18-22 °C
Precipitación (mm)	1200-1500	1500-2500	2500-4500
Rocas	Ígneas y calizas	Ígneas y calizas	Ígneas metamórficas
Suelos	Cambisol, Vertisol y Regosol	Regosol, Acrisol y Litosol	Litosol, Andosol y Feozem
Vegetación predominante	Acahual, pastizal inducidos y manglar	Selva subperennifolia y pastizal inducido	Selva alta perennifolia, bosque mesófilo y pastizal inducido
Sistema de producción	Vainilla en naranjo (<i>Citrus sinensis</i>) y casa sombra	Vainilla en naranjo, acahual, y casa sombra	Vainilla en acahual y en solares

Imagen obtenida de

https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/168849/I_Seminario_Internacional_de_Vainilla.pdf pág. 13

El análisis multivariado para estimar el grado de similitud entre los morfotipos de labelo en *Vanilla spp.*, se realizó mediante dos tipos de análisis numérico: componentes principales (PCA) y conglomerados. Se realizó un análisis cromatográfico (HPLC) a vainas beneficiadas de 25 colectas de vainilla. Se evaluó el contenido de los cuatro compuestos fenólicos principales del aroma de vainilla: ácido 4-hidroxibenzoico (C1), ácido vainillínico (C2), p-hidroxibenzaldehído (C3). Las extracciones se inyectaron en un instrumento HPLC PERKIN ELMER SERIES 200, bajo las siguientes condiciones:

columna: RP18 Spheri-5, volumen de inyección: 20 μ L, flujo: 1.5 ml min⁻¹, fase móvil: 25 % metanol, 75 % ácido fosfórico y tiempo de corrida (20 min). Se identificaron diferencias en el número y tipo de características consideradas por los productores para la selección de esquejes de vainilla (Planta madre: P., Esqueje: E., Fruto: F. y Hoja: F.), en la zona ecológica alta (ZA) y zona media (ZM), evaluados en el Totonacapán Puebla-Veracruz. Los resultados del análisis de varianza, cuadrados medios (CM) media y coeficiente de variación (CV) mostraron diferencias estadísticas significativas ($p \leq 0.05$), altamente significativas ($p \leq 0.01$) y muy altamente significativas ($p \leq 0.001$) en el nivel de tratamiento en 31 variables para las 212 accesiones evaluadas de *Vanilla* sp. de los 33 caracteres evaluados se encontraron diferencias significativas en 30, por lo que se encuentran diferentes especies del género *Vanilla* propagadas entre las zonas ecológicas del Totonacapán: 1) *Vanilla planifolia*, 2) *V. pompona* sub sp. pompona, 3) *V. pompona* sub sp. grandiflora, 4) *V. inodora* y 5) *V. insignis*.

En el análisis de componentes principales (ACP), se analizó la distribución de la diversidad morfológica del labelo en *Vanilla* spp., presente en la zona del Totonacapán Puebla-Veracruz, México (CP1=65 %; CP2=21 % y CP3=8 %) los cuales explicaron de manera conjunta 93 % de la variación global acumulada (Cuadro 2).

Cuadro 2. Caracteres de *V. planifolia* encontrados en las zonas (ZM) y (ZA) del Totonacapán Puebla-Veracruz, México.

Zona ecológica alta (ZA)		Zona ecológica media (ZM)
Ápice o sección terminal	Planta madre	Ápice o sección terminal
Altura mínima de 2 m		Altura de 2-4 m
Vigorosa, turgente, planta recia		Vigorosa, turgente, planta recia
Sana, sin cicatrices de heridas		Sana, sin cicatrices de heridas
Savia con consistencia lechosa-no pegajosa		Savia con consistencia clara-pegajosa
Floración intensa		No lo consideran
Longitud 100 cm	Esqueje	Longitud 80 cm
Número de entrenudos 8 a 6		Número de entrenudos de 6 a 8
Verde oscuro		Verde oscuro
Consistencia madura		Consistencia madura
Longitud, color, forma, olor, sabor, peso	Fruto	Longitud, color, forma, olor, sabor, peso
Número de vainas y número de semillas		Número de vainas y número de semillas
Acuminadas	Hojas	Acuminadas
Grandes (10-15 cm)		Grandes (10-15 cm)
Maduras y quebradizas		Maduras y quebradizas
Nervaduras abundantes		No lo considera
Anchas y gruesas		Anchas y gruesas
Color verde oscuro, sin manchas		Color verde oscuro, sin manchas

Imagen obtenida de

https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/168849/I_Seminario_Internacional_de_Vainilla.pdf pág. 17

A través del estudio de la variación quimiográfica del germoplasma de *V. planifolia* se identificaron seis quimiogramas derivados de un complejo proceso de selección-domesticación realizado por los grupos Totonacos, durante el cual concluyen que se ha disminuido la producción de los tres compuestos menores: ácido hidroxibenzoico, ácido vainillínico e hidroxibenzaldehído, e incremento en el contenido de vainillina en el aroma global (Fig. 12).

Cuadro 3. Características fotoquímicas de los quimiogramas de *V. Planifolia* seleccionados en las zonas del Totonacapán. C1: Ácido hidroxibenzoico, C2: Ácido vanílico, C3: Hidroxibenzaldehído, C4: Vainillina. CM/C4: Proporción de compuesto menores por contenido de vainillina. Quimiogramas (I-VI); Q1 (ZA), Q2 (ZM).

Quimiograma	C1	C2	C3	C4	Σ CM/C4
		(ppm)		(%)	(%)
<i>V. pompona</i>	63	83	104	0.1	23
<i>V. insignis</i>	63	74	128	0.2	16
<i>V. planifolia</i> (Oaxaca)	255	1315	873	1.9	13
<i>V. planifolia</i> Q I	127	794	703	1.3	12
<i>V. planifolia</i> Q V	84-112	528-565	413-675	1.1-1.3	10
<i>V. planifolia</i> Q IV	66-90	391-580	497-600	1-1.4	9
<i>V. planifolia</i> Q II	86	716	733	1.9	8
<i>V. planifolia</i> Q III	85-100	782-861	344-498	1.7	8
<i>V. planifolia</i> Q VI	58-81	411-755	219-497	1.1-1.8	7

Imagen obtenida de

https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/168849/I_Seminario_Internacional_de_Vainilla.pdf pág. 25.

El proceso de selección de esquejes de vainilla en cada zona ecológica ha contribuido a lo largo del tiempo la generación de variación quimiográfica en el germoplasma de vainilla. En la zona alta se ha seleccionado bajo un contexto tradicional, un quimiograma de vainilla (Q1) con contenido muy bajo de vainillina, de aroma dulce, suave, perfumado, con notas florales, con características aromáticas silvestres relacionadas con material no domesticado y comercialmente poco atractivo. Mientras en la zona media, donde se concentra la mayor parte de la producción comercial de México, se ha

seleccionado un quimiotipo de vainilla (Q2) de alto contenido de vainillina, con aroma comercialmente atractivo, suave pero predominante a vainillina.

Se concluye que, en el centro de origen de vainilla existe variación fenotípica y fitoquímica, fundamental para el diseño de un programa de mejoramiento genético que permita optimizar los beneficios del cultivo a sus usuarios y contribuir con la conservación de la diversidad genética del pool genético primario de *Vanilla planifolia*. El futuro del banco de germoplasma de vainilla que se resguarda en la región Totonacapán depende del futuro de la cultura y las tradiciones de los grupos Totonacos, de manera que las propuestas de conservación de vainilla deben de considerar como eje principal el fortalecimiento y desarrollo de la cultura y sus sistemas tradicionales de producción y beneficiado.

5. ESPECIES Y VARIEDADES DE VAINILLA

5.1 CLASIFICACIÓN BOTÁNICA Y NOMBRE CIENTÍFICO

Según Cibrián-Jaramillo (1999), la nomenclatura de la vainilla comercial nunca ha sido definitivamente ordenada a satisfacción de todos los botánicos, de ahí que algunas especies tengan dos nombres científicos diferentes y en los tratados aparezcan mayor número de las realmente descubiertas, pero con el desarrollo de la biología molecular, se hace cada vez más útil la identificación basada en características genéticas.

De acuerdo a The Linnean Society of London en 2003 se realizó un análisis de los principales grupos de angiospermas “APG II (Angiosperm Phylogeny Group)”, basado, ya sea por su importancia económica, filogenética o farmacéutica, apoyadas por porcentajes Jackknife/Bootstrap > 50 (Fig. 13) en un análisis a gran escala de angiospermas, donde el orden Asparagales, que incluye a las orquídeas, pertenece a la monocotiledóneas las cuales, a su vez se incluyen entre las euangiospermas, ya que se considera que la primera dicotomía de las plantas con flores separó dos grandes líneas evolutivas: las protoangiospermas y las euangiospermas.

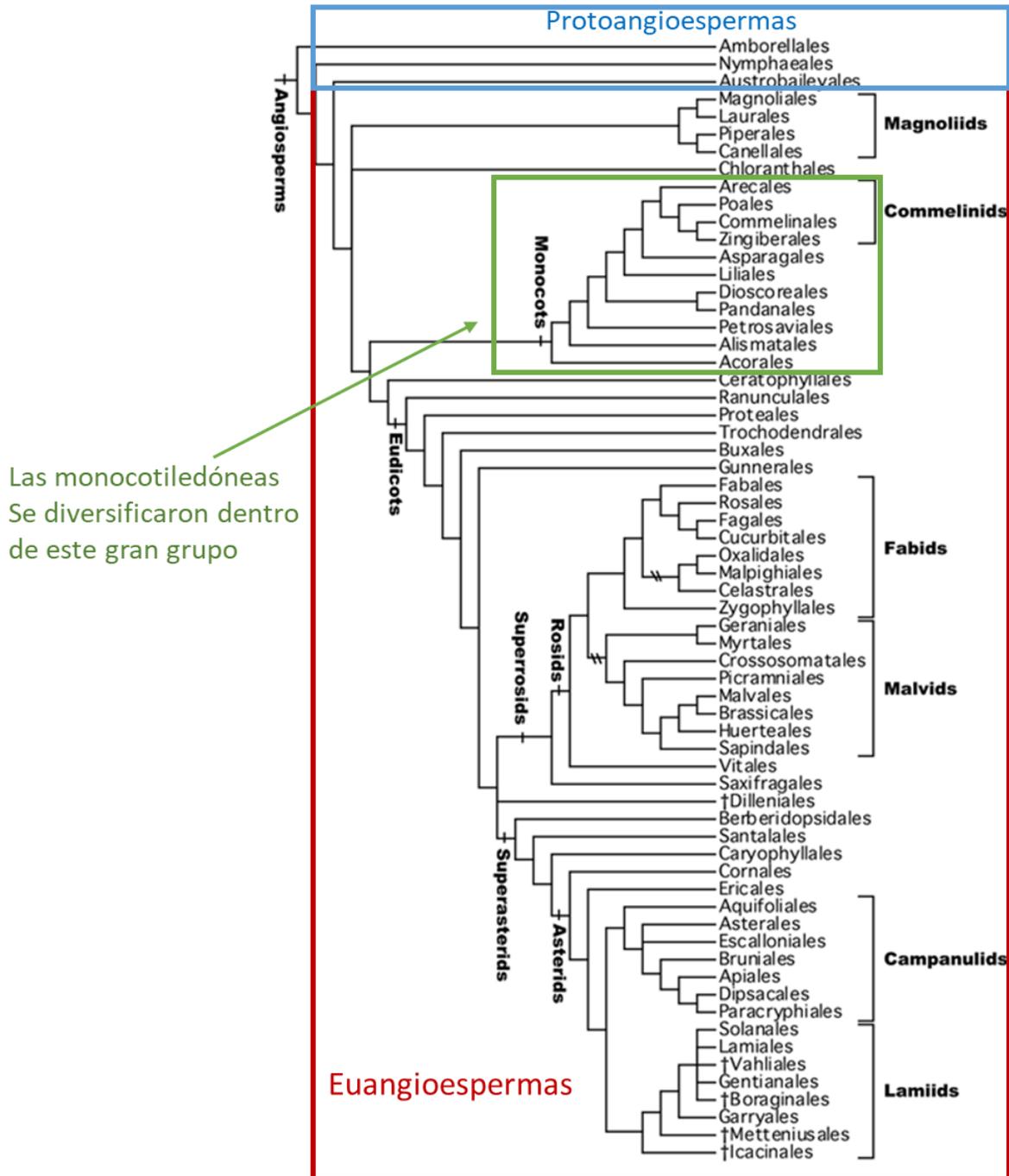


Fig. 10. Dendrograma de Interrelaciones de los órdenes de angiospermas según la propuesta del Sistema de clasificación *Angiosperm Phylogeny Group APG II* (2003). Protoangiospermas (Linajes basales de caracteres arcaicos, carpelos parcialmente soldados, parte superior del carpelo solamente unida por una secreción) y euangiospermas (carpelos saturados, cerrados. Técnicamente el resto de las angiospermas)

[https://www.aulados.net/Botanica/Curso_Botanica/Sistemática_Angiospermas/23_Angiospermas_sistemática_texto.p
df](https://www.aulados.net/Botanica/Curso_Botanica/Sistemática_Angiospermas/23_Angiospermas_sistemática_texto.pdf)

Con base en dos tipos de clasificación taxonómica botánica (Hernández- Hernández *et al.*, 2010) y (Damián Velázquez, 2004), la vainilla se encuentra en la clase Liliopsida o Monocotiledoneas, como se muestra en la Tabla 3, donde la clasificación 2004 ubica al orden Orchidales, con hábitos fuertemente micotróficos, que producen numerosas semillas minúsculas con un embrión diminuto, la mayor parte de las veces indiferenciado y sin endosperma. La reducción del embrión es, al menos en parte, una consecuencia del hábito micotrófico, El ovario de las Orchidales es siempre inferior y raramente posee nectarios septales típicos, aunque se considera que los nectarios ováricos de algunas Orchidaceae podrían haber derivado de nectarios septales.

Tabla 3. Clasificación de la *Vanilla*, según diferentes autores.

	Hernández-Hernández <i>et al.</i> , 2010	Damián-Velázquez, 2004
Reino	Vegetal	
División	Magnoliophyta	Embryophyta
Subdivisión		Angiospermas
Clase	Liliopsida	Monocotiledoneas
Orden	Asparagales	Orchidales
Familia	Orquidaceae	
Sub familia	Vanilloidea	
Tribu	Vanilleae	Ofrideas
Subtribu	Vanillinae	
Género	Vanilla	
Especie	Varias	

En la revisión del 2010 se clasifica al género *Vanilla* dentro del orden Asparagales (plantas generalmente herbáceas y perennes, en las cuales las hojas salen todas juntas formando un racimo, aunque existen algunas especies arborescentes o trepadoras. Muchas de sus especies son utilizadas en jardinería ya que poseen flores llamativas, y unas pocas se usan en alimentación).

Otra clasificación es la brindada por el ITIS (Integrated Taxonomic Information System) la cual se basa en el último consenso científico disponible (2010) y se proporciona como una fuente de referencia general, como se observa en la Tabla 4.

En la clasificación ITIS, al igual que Hernández-Hernández (2010) el género *Vanilla* se ubica en la familia Orchidaceae dentro del orden de los Asparagales; sin embargo, a nivel clase pertenece a Magnoliopsida, mientras que Hernández-Hernández, considera a la familia Liliopsida. Con respecto a (Damirón-Velázquez, 2004) sigue siendo parte de las monocotiledóneas (Superorden Lillanae).

Tabla 4: En esta clasificación aparecen 8 especies de vainilla.

Taxonomic Hierarchy	
Kingdom	Plantae – plantes, Planta, Vegetal, plants
Subkingdom	Viridiplantae – green plants
Infrakingdom	Streptophyta – land plants
Superdivision	Embryophyta
Division	Tracheophyta – vascular plants, tracheophytes
Subdivision	Spermatophytina – spermatophytes, seed plants, phanérogames
Class	Magnoliopsida
Superorder	Lillanae – monocots, monocotyledons, monocotylédones
Order	Asparagales
Family	Orchidaceae – orchids
Genus	Vanilla Mill. – vanilla
	Direct Children:
Species	Vanilla barbellata Rchb. f. – wormvine orchid
Species	Vanilla claviculata (W. Wright) Sw. – green withe
Species	Vanilla dilloniana Correll – leafless vanilla
Species	Vanilla mexicana Mill. – Vainilla mexicana, Mexican vanilla
Species	Vanilla phaeantha Rchb. f. – leafy vanilla
Species	Vanilla planifolia Jacks. ex Andrews – vanilla, Vainilla tlixóchil
Species	Vanilla poitaei Rchb. f. – Poit's vanilla
Species	Vanilla pompona Schiede – West Indian vanilla, Vainilla grande

Esta clasificación coincide con la propuesta por (Schoch, CL, *et al.*, 2020) Tabla 5. Información taxonómica del NCBI (National Center for Biotechnology Information).

Tabla 5. Taxonomía NCBI ID: 51239 *Vanilla planifolia*, respecto a la taxonomía de ITIS, se añade la tribu Vanilleae antes del género

Dominio	Eukaryota	Taxonomy ID: 51239	<i>Vanilla planifolia</i>
Subreino	Viridiplantae		
Infrareino	Streptophyta		
Superdivisión	Embryophyta		
División	Tracheophyta		
Subdivisión	Spermatophyta		

Clase	Magnoliopsida
Subclase	Liliopsida
Orden	Asparagales
Familia	Orchidaceae
Subfamilia	Vanilloideae
Tribu	Vanilleae
Género	<i>Vanilla</i>

5.2 DE ORQUÍDEAS A LAS VARIEDADES NATIVAS Y COMERCIALES DE VAINILLA

De acuerdo con Soto-Arenas (2006), las plantas con flores (angiospermas o Magnoliophyta) están presentes en el planeta desde principios del periodo Cretácico, hace unos 140 millones de años, en su evolución, las plantas con flores se han adaptado con éxito a muchos tipos distintos de medios mediante la acumulación, por mutación aleatoria y selección natural de alelos que incrementaban las probabilidades de supervivencia. Su notable riqueza se estima en más de 250 000 especies y actualmente dominan prácticamente cualquier ecosistema terrestre. Desde su aparición, han venido desplazando en importancia a otros grupos vegetales dominantes en épocas anteriores, como las gimnospermas o los helechos.

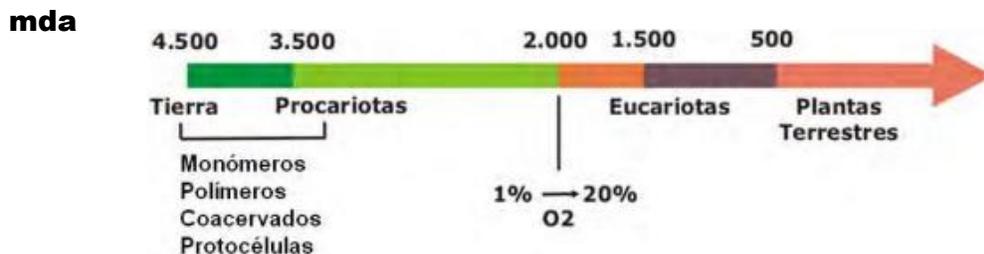


Fig. 11. Escala temporal desde el inicio de la formación de la Tierra hasta la aparición de las plantas terrestres mostrada en millones de años

Tradicionalmente, a las angiospermas se les ha agrupado en 2 grandes clases taxonómicas: las monocotiledóneas (Liliopsida) y las dicotiledóneas (Magnoliopsida). Distintas fuentes de evidencia indican que las dicotiledóneas aparecieron primero en la

evolución del grupo y que las monocotiledóneas surgieron hasta casi finales del Cretácico. De las monocotiledóneas, se sabe que son un grupo monofilético; sin embargo, en dicotiledóneas aún existen ciertas discusiones sobre su monofilía (Villaseñor y Ortiz, 2012).

Aunque la gran mayoría de las orquídeas tienen una edad evolutiva relativamente reciente, las “orquídeas vaniloides” modernas tienen un ancestro común anterior al rompimiento de las masas continentales de la Gondwana. La familia Orchidaceae se considera la base del orden Asparagales (plantas monocotiledóneas), su aparición se estima de 76 a 119 millones de años, a partir de estudios moleculares de reloj biológico, a partir de los cuales la longitud de una rama en el árbol evolutivo refleja la edad de la rama (Dressler, 1993). Cerca de la base de esta familia se posiciona la subfamilia Vanilloideae, cuya aparición se estima en 62 millones de años, que contiene 200 especies en 15 géneros, se caracteriza por presentar una sola antera fértil, esta condición evolucionó de manera independiente a la familia, desarrollando un modelo floral único. Dicha subfamilia, se encuentra dividida en dos tribus Pogonieae y Vanillaeae, esta última incluye nueve géneros dentro de los que se encuentra *Vanilla*, el cual es el más diverso de la subfamilia por contener entre 103 y 115 especies, a este género se le considera un modelo idóneo para conocer la aparición y evolución de los frutos aromático en las orquídeas.

En términos biogeográficos, se ha sugerido que la dispersión pantropical de *Vanilla* ocurrió durante la separación transoceánica de Sur América con respecto a África (Gondwana) después del cretácico (25 millones de años), el cual abarcó al menos tres eventos de la migración, propiciando la separación del género en grupos (Rodríguez-Covarrubias, 2012).

5.3 FAMILIA ORCHIDACEAE

Dentro de las monocotiledóneas, las orquídeas han sido consideradas como una de las más exquisitas obras de la naturaleza por sus flores espectaculares y por sus interacciones ecológicas con los agentes polinizadores y con los hongos con los que forman micorrizas. Las especies más vistosas han sido conocidas y apreciadas por

diferentes culturas desde tiempos muy antiguos, en China y en Japón, por ejemplo, se conoce su cultivo desde hace al menos 25 siglos (Salazar-Rojas, 2016).

La familia Orchidaceae constituye uno de los grupos de plantas más diversos, con alrededor de 25 mil especies conocidas a nivel mundial, se distribuyen en todos los continentes, excepto en la Antártida, pero su mayor diversidad se concentra en las regiones tropicales. El nombre de la familia Orchidaceae procede de la palabra griega “orkhis”, que significa testículos y fue empleado por Teofrasto de Ereso (371- 286 A.C.) en su obra “*De Causis Plantarum*” para nombrar una planta de este grupo (Moreira-Muñoz, 2009).

En México están registradas 1260 especies y 170 géneros de orquídeas, con 40% de endemismos (Soto-Arenas et al., 2007) y ocupan el tercer lugar a nivel nacional en cuanto a mayor diversidad taxonómica. El ecosistema de México más rico y diverso en orquídeas es el bosque mesófilo de montaña, donde se encuentran 60% de sus especies, así como la selva tropical húmeda del sur del país (Salazar-Chávez, 2009).

Con el fin comprobar el origen de las orquídeas actuales (Cameron *et al.*, 1999) realizaron un estudio cladístico con 171 taxones representativos de todas las subfamilias actualmente reconocidas, casi todas las tribus y la mayoría de las subtribus de Orchidaceae. El ADN total se extrajo de hojas frescas o secas en gel de sílice, aunque también se utilizaron especímenes de herbario. Todas las extracciones se purificaron en gradientes de CsCl (Cloruro de cesio) y, cuando no se usaron, se almacenaron a 280 °C. Al comienzo del estudio, se amplificaron taxones (aproximadamente diez) y se ligaron en vectores Bluescript, se clonaron mediante técnicas recombinantes de rutina y se secuenciaron de acuerdo con procedimientos estándar para la secuenciación de didesoxinucleótidos (ddNTP). Las plantillas se amplificaron con cebadores que corresponden a los primeros 20 pares de bases (pb) altamente conservados de la secuencia codificante de rbcL (Ribulose biphosphate carboxylase large). Se recogieron aproximadamente 1330 pb de secuencia para cada taxón, 641 fueron invariantes y 485 fueron variables en dos o más taxones (Fig. 16).

La ponderación sucesiva dio como resultado 6000 árboles de longitud, estos árboles se caracterizan por un IC de 0.75 y un RI de 0.84. Estos datos indican que las

Orchidaceae se componen de cinco clados monofiléticos principales con algunas excepciones, estos principales clados corresponden a subfamilias actualmente reconocidas. Son las subfamilias Apostasioideae, Cyripedioideae, Orchidoideae, Epidendroideae y Vanilloideae.

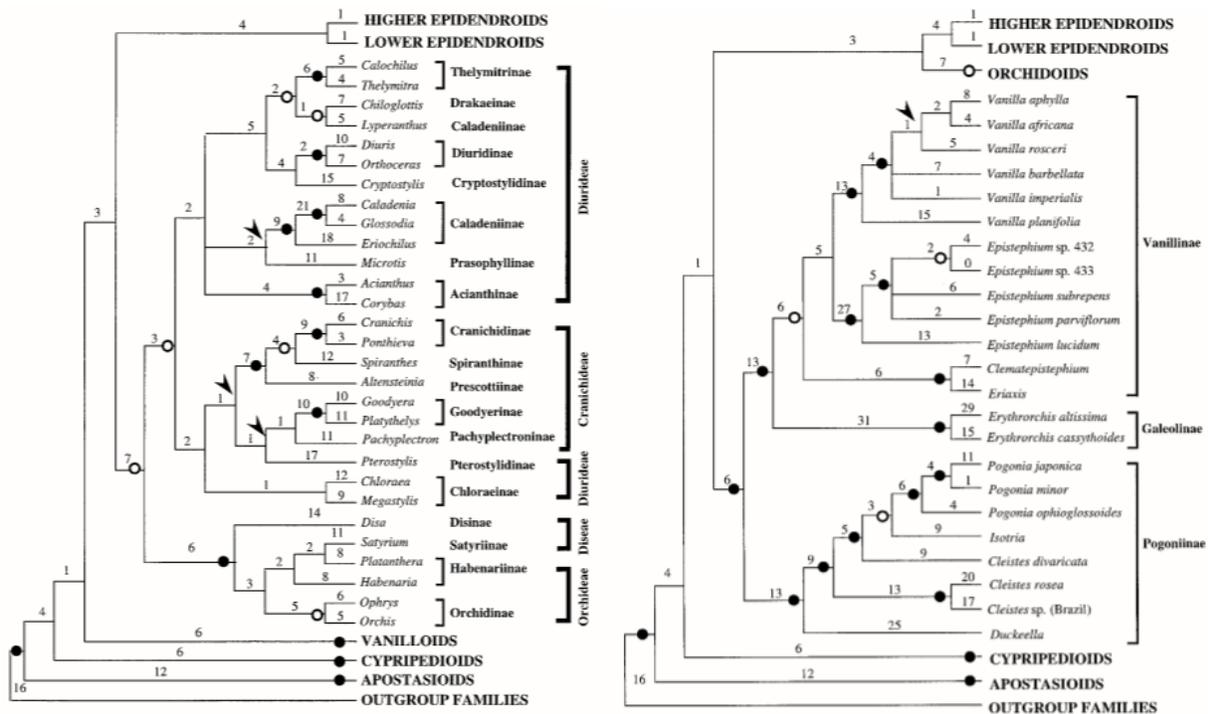


Fig. 12. Uno de los 6000 árboles rbcL igualmente parsimoniosos y ponderados sucesivamente, destacando las orquídeas vanilloideas. Los números sobre las ramas corresponden a las longitudes de las ramas (optimización ACCTRAN con pesos iguales). Las flechas indican clados que colapsan en el estricto consenso. Los círculos sólidos indican clados con un fuerte soporte de arranque (75-100%). Los círculos abiertos indican clados con un apoyo de arranque débil (50-74%).

Otro trabajo fue propuesto por Sánchez-Gómez (2015), quien realizó un análisis filogenético de las especies de orquídeas de estrato de la Subfamilia Vanilloideae de acuerdo con la clasificación de Hernández-Hernández *et al.* en 2010, hasta llegar al género *Vanilla*, el cuál es explicado con algunas de sus características morfológicas en el siguiente listado taxonómico:

Subfamilia Vanilloideae

Tribu Vanilleae

- Subtribu: Galeolinae
 - Género *Cyrtosia*:
 - Género *Erythrorchis*
 - Género *Galeola*
 - Género *Pseudovanilla*
- Subtribu: Lecanorchinae
 - Género *Lecanorchis*
- Subtribu: Vanillinae
 - Género *Clematepistephium*
 - Género *Epistephium*
 - Género *Eriaxis*
 - Género *Vanilla*

Vanilloideae era un antiguo Clado que actualmente se reconoce como una subfamilia propia (Fig. 17). Esta subfamilia es una rama en la dicotomía basal de las Orquídeas monandras. Comprende 15 géneros y alrededor de 180 especies que pertenecen a las tribus Pogoniinae y Vanilleae. Su distribución es tropical, la evidencia señala que tanto la antigüedad como a la distribución de las semillas fue por medio de pájaros, murciélagos y otros vectores.

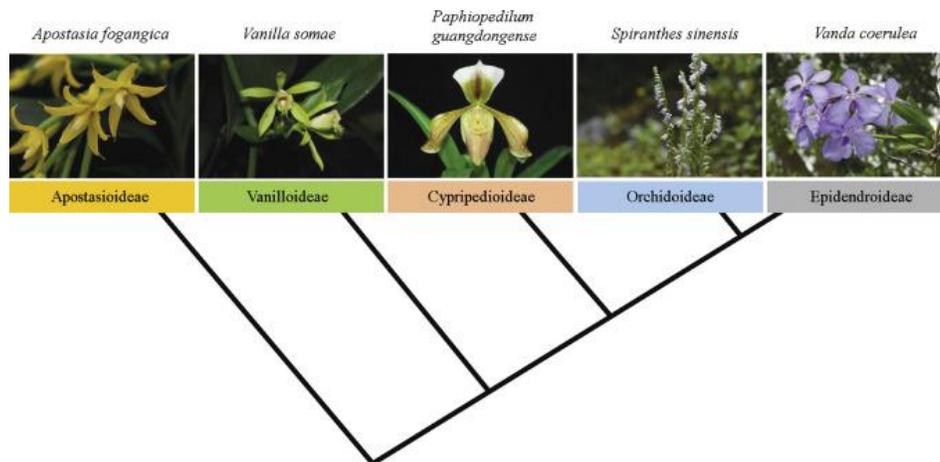


Fig. 13. Filogenia de las familias de orquídeas, de color verde la subfamilia Vanilloideae, e.g. *Vanilla somae*
<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S2468014119302006>

Tribu Vanilleae

Esta tribu está subdividida en tres sub-tribus que agrupan 10 géneros y que se describen a continuación.

Subtribu: Galeolinae

Este es un grupo de plantas que se encuentran en la región tropical y subtropical de Asia hasta Australia que se caracterizan por ser hierbas o enredaderas saprófitas, tallos carnosos, con hojas rudimentarias o sin ellas. La inflorescencia es terminal o axilar, simple, de pocas a muchas flores espirales y el fruto es capsular o carnoso.

Género *Cyrtosia*:

Es un género de orquídeas de hábitos terrestres. Se compone de cinco o siete especies originarias del Sudeste de Asia, desde el nivel del mar hasta los 2.700 metros de altitud, algunas de ellas son endémicas de zonas restringidas, por lo general cerca de los rastrojos, porque es un género de plantas saprofitas que viven en estrecha simbiosis con hongos micorrizas, sus hojas no tienen clorofila y no efectúan la fotosíntesis. Se distinguen del género más cercano *Galeola* debido a que son mucho más pequeñas, y por lo general no necesitan de apoyo para sus vástagos, pero sí principalmente para sus frutos y semillas. *Cyrtosia septentrionalis* (Fig. 18) es la especie más representativa del género, la cual le da el nombre al mismo; no tiene hojas ni produce clorofila ya que no realiza la fotosíntesis. Sus frutos son bayas rojas brillantes que son comidos por los animales pequeños y sus semillas desarrollan una corteza con el fin de pasar a través de sus tractos digestivos sin perder sus propiedades germinativas



Fig. 14. *Cyrtosia septentrionalis* planta representativa del género <https://inaturalist.ca/taxa/471219-Cyrtosia>

Género *Erythrorchis*:

Es un género de orquídeas de hábitos terrestres. Se compone de sólo dos especies originarias del sur de Japón, Sudeste de Asia y este de Australia. Pueden ser reconocidas por ser las únicas especies de orquídeas, sin clorofila, de tallos muy ramificados que busca apoyo para sus ramas en los arbustos, disponen de una inflorescencia lisa o glabra. Las plantas viven en estrecha simbiosis con hongos micorrizas. Su vida aérea es corta y no son aptas para el cultivo doméstico. *Erythrorchis cassythoides* (Fig. 19), comúnmente conocida como orquídea negra con cordones de botas, es una orquídea trepadora sin hojas de la familia Orchidaceae. Tiene tallos largos, de color marrón oscuro a negruzco y grupos de hasta treinta flores de color amarillento a verdoso, dulcemente perfumadas.



Fig. 15. Planta e inflorescencia de *Erythrorchis cassythoides*

<https://www.ourshopfront.com/kabi/html/Natives/Erythrorchis%20cassythoides.php>

Género *Galeola*:

Es un género de orquídeas de hábitos terrestres. Se compone de seis especies que se producen en Indochina, Malasia, Indonesia y Filipinas, desde el nivel del mar hasta los 1.700 metros, por lo general en áreas abiertas cerca de los rastrojos, porque es un

género de plantas saprofitas que viven en estrecha simbiosis con hongos micorrizas. Se consideran las mayores plantas saprófitas existentes. No tienen hojas ni clorofila, y se apoyan en los arbustos de acogida por medio de raíces que brotan de los nodos de sus tallos rojizos. *Galeola lindleyana* (Fig. 20), es una especie de orquídea de hábitos terrestres. Son plantas saprofitas que viven en estrecha simbiosis con hongos micorrizas. Es una orquídea de hábitos terrestres con un tamaño gigante, crece con un color rojizo, con muchas vainas cortas, agudas en la parte inferior y, básicamente, desnudos, sin hojas. Florece en una inflorescencia paniculada erguida, con ramas colgantes.



Fig. 16. Planta e inflorescencia de *Galeola lindleyana* <https://botany.cz/cs/galeola-lindleyana/>

Género *Pseudovanilla*:

Es un género de orquídeas de hábitos terrestres. Se compone de ocho especies, a menudo endémica de zonas restringidas, distribuidas por Australasia y Pacífico, se encuentran en los bosques densos y húmedos, por lo general, en lugares donde hay muchas plantas y abundante material orgánico en descomposición. Esta preferencia se debe al hecho de que viven en íntima asociación con hongos micorrízicos. Las plantas pertenecen a una tribu en que la ausencia de clorofila es común. A pesar de que *Pseudovanilla* presenta clorofila, está presente en una baja cantidad y posiblemente en las plantas jóvenes, que son de color anaranjado, siendo su nivel casi inexistente de esta sustancia. Las especies de este género no tienen hojas verdaderas, en algunas

especies las sustituyen por grandes brácteas. Son bejucos con raíces aéreas. La inflorescencia es particular y puede contener hasta 150 flores de color verde o amarillo. *Pseudovanilla foliata* (Fig. 21) comúnmente conocida como la gran orquídea trepadora, es una planta de la familia de las orquídeas nativa de Queensland, Nueva Gales del Sur y Nueva Guinea. Es una orquídea terrestre de hábito vegetativo enredadera, trepando por medio de raíces adventicias producidas en los nudos. Sus hojas están reducidas y la especie se considera al menos parcialmente micoheterotrófica. Su tallo puede tener hasta 0,9 cm de diámetro y 15 m de longitud; es flexible, con hojas escasamente intercaladas. Las raíces adventicias, finamente alargadas, se extienden desde los nudos y siempre van acompañadas de una bráctea opuesta, una característica distintiva útil. Las hojas son elípticas, agudas o subagudas y ligeramente carnosas, de hasta 8 cm de largo y 2,5 cm de ancho. La inflorescencia es laxa pero muy ramificada con 4 a 8 flores en el ápice de cada brote. El raquis está ligeramente hinchado.



Fig. 17. Planta e inflorescencia de *Pseudovanilla foliata*, algunas características de esta especie son: Flores de color amarillo dorado con manchas rosadas y rojas en el labelo. Sépalos de 20 a 25 mm de largo, de 4.5 a 5.5 mm de ancho. Pétalos laterales de 15 a 20 mm de largo, 4 a 4,5 mm de ancho.

<http://www.floragreatlakes.info/html/rfspecies/pseudovanilla.html>

Subtribu: Lecanorchinae

Las plantas son delgadas, sin hojas, con tallos muy delicados, con colores oscuros o negro. Tiene pocas flores y no se abren muy bien. Las semillas de este género son únicas entre las orquídeas porque muestran dos largas extensiones que sobresalen del

cuerpo de la semilla. Todas estas características hacen estas plantas poco deseables y muy difíciles de cultivar.

Género *Lecanorchis*:

Es un género de orquídeas de hábitos terrestres. Se compone de unas 14 especies dispersadas por el sudeste de Asia, sin embargo, la mayoría están concentrados en Honshu, Japón, que se considera el centro de dispersión. Las plantas son delgadas, sin hojas, con tallos muy delicados, con colores oscuros o negro. Tiene pocas flores y no se abren muy bien. Las semillas de este género son únicas entre las orquídeas porque muestran dos largas extensiones que sobresalen del cuerpo de la semilla.



Fig. 18. Inflorescencias de *Lecanorchis taiwaniana* y *Lecanorchis nigricans*

<https://www.orchidroots.com/detail/109178/species/?tab=sum> <http://globalorchids.info/abc/soort.php?soortid=4393>

Subtribu: Vanillinae

Las plantas son de hábitos terrestres y perennes, simpodiales o monopodiales, de tallos sólidos, a menudo sin la presencia de clorofila. Por lo general, tienen flores vistosas

pero efímeras, de color delicado. Sus semillas son mucho mayores que los de otras orquídeas y muchas veces son aladas.

Género *Clematepistephium*:

Es un género monotípico de orquídeas de hábitos terrestres. Su única especie: *Clematepistephium smilacifolium* (Fig. 23) es endémica de Nueva Caledonia. Esta especie es fácilmente reconocida como la única especie de orquídea trepadora, con clorofila, pero sin raíces aéreas. Inicialmente crece como un tallo erecto emergiendo del suelo sombreado hasta una altura de unos 25 cm y luego empieza a escalar serpenteando en espiral los troncos de los árboles



Fig. 19. *Clematepistephium smilacifolium* única especie representativa de este género, se visualiza su hábito de crecimiento como se enreda el tallo en el tronco https://www.flickrriver.com/photos/ben_caledonia/16085828795/

Género *Epistephium*:

Es un género de orquídeas de hábitos terrestres, contiene 23 especies, las cuales pueden ser reconocidas, porque no son trepadoras, presentan clorofila, semillas aladas y ovario y sépalos glabros, además, se caracterizan porque los tallos son moderadamente altos, con extensiones, generalmente solitarias, a veces ramificadas en algunas especies, que puede alcanzar los cinco metros de altura, con rizomas subterráneos, raíces largas lineales, un poco carnosas, frágiles, cubiertas de pelo. Sus hojas son coriáceas y brillantes, ovaladas, con o sin pecíolo.

Se distribuye en Mesoamérica y el norte y parte central de América del Sur, desde Belice y Trinidad en el norte hasta Paraguay y sur de Brasil en el sur. Se considera el noreste de Brasil como el centro de la diversificación.

Las flores, normalmente de color rosa o púrpura. Los sépalos y pétalos son abiertos. El labelo todo o ligeramente lobulado, en algunas especies, algo unido a él en la base. Son especies que raramente sobreviven ser trasplantadas debido a los daños producidos a sus frágiles raíces y rizomas.



Fig. 20. *Epistephium elatum* especie más representativa del género. El nombre se deriva de la palabra griega “epistephes” que significa coronada o coronada, refiriéndose al cáliz en el vértice del ovario.

<https://www.orchidroots.com/detail/70535/species/?tab=sum>

Género *Eriaxis*:

Es un género mono típico de orquídeas de hábitos terrestres. Su única especie: *Eriaxis rigida* (Fig. 25), es endémica de Nueva Caledonia y se le encuentra en las sabanas soleadas y de suelos rojizos, pobremente nutridos, ricos en níquel y otros metales pesados.



Fig. 21. *Eriaxis rigida* única especie del género *Eriaxis* <https://www.naturalista.mx/taxa/483702-Eriaxis-rigida>

Género *Vanilla*:

Es un género de orquídeas con más de 112 especies distribuidas mundialmente en las regiones tropicales, sin embargo, la más conocida es la especie *Vanilla planifolia* que produce un fruto del que se obtiene un saborizante, la vainilla.

6. ESTUDIOS MOLECULARES Y GENÉTICOS

(Rodríguez-Covarrubias, 2012) realizó una tesis sobre la descripción morfológica y molecular de *Vanilla sp.* De la región Costa Sur del Estado de Jalisco. Se realizó un análisis de secuencias RAPD (ADN polimórfico amplificado al azar) las cuales se utilizaron para distinguir genotipos, principalmente a nivel de poblaciones. Se colectó material foliar de toda la población de vainilla en estudio, la cual está conformada por las especies *Vanilla sp.*, *Vanilla odorata*, *Vanilla x tahitensis*, *Vanilla planifolia*, *Vanilla pompona* y *Vanilla insignis*. La extracción del ADN se llevó a cabo de acuerdo con los procedimientos del método de CTAB. Para ello, se utilizaron dos muestras de tejido foliar fresco de vainilla de cada individuo (50 mg), las especies de vainillas aromáticas seleccionadas fueron: *V. planifolia*, *V. insignis* y *V. pompona*, el cual fue macerado en mortero estéril congelado. El homogeneizado se diluyó en 600 µL de solución de extracción (2% CTAB, 1.42 M NaCl 20 mM EDTA, 10 mM Tris HCl pH8 2 % PVP 40 y 5mM Ácido ascórbico). Esta solución fue trasvasada a tubos estériles de 2.0 ml y puestos en baño maría durante 30 min a 60 °C (Una serie de tubos no fueron incubados a 60 °C). Una vez concluida la incubación se adicionaron 500 µl de solución fría de cloroformo-alcohol isoamílico (24:1 v/v) y se mezcló por inversión hasta la

homogeneización de la muestra. La solución fue centrifugada a 2,000xg a 22°C durante 7 min. A continuación, 400 µl del sobrenadante fueron transferidos a tubos estériles y se adicionaron 700 µl de isopropanol frío mezclando por inversión hasta la homogeneización. Se incubaron a temperatura ambiente durante 5 min, para colocarse después en la centrifuga a 14,000xg durante 20 min a temperatura ambiente. Al terminar se desechó el sobrante y los tubos se colocaron invertidos sobre toallas de papel hasta observar que la pastilla estuviera seca. El ADN se suspendió en 50 µl de agua inyectable y se almacenó a -18 °C.

Para la amplificación del ADN, la reacción de amplificación se realizó en un volumen final de 25 µl, constituida por los siguientes componentes: 50 ng de ADN genómico, 25 pM del iniciador, 200 µM de dNTP's, 1 X de Tampón taq, 2 mM de MgCl₂ y 1.5 U de Taq DNA polimerasa. La amplificación se efectuó en un termociclador Eppendorf Mastercycler predeterminado para llevar a cabo el programa: 94 °C/2 min de desnaturalización inicial; 45 ciclos de 94 °C/1 min, 40 °C/1 min, 72 °C/2 min y una extensión final a 72 °C/5 min.

A partir de los 12 iniciadores empleados, se obtuvo amplificación de 102 bandas de nueve cebadores con polimorfismo 83 a 100%. Los iniciadores que no generaron productos de amplificación fueron OPK-13, OPK-18 y OPK-20 (Operon Technology Inc.). Con el índice de afinidad por pares (PAI) entre los individuos de la población *Vanilla sp.* es de 84 a 100 % es donde existe similitud.

$$\text{PAI} = \frac{\text{Número de bandas similares} \times 100}{\text{Número total de bandas}}$$

El PAI entre los individuos de *Vanilla sp.* y *V. pompona* fue de 9.6 a 22.4% por lo que no son similares. Tampoco se encontró similitud entre los individuos de *Vanilla sp.* y *V. planifolia* donde el PAI es de 13.6 a 21.8 %. Así como entre los individuos de *Vanilla sp.* y *V. insignis* el PAI es de 13.6 a 16.9 % no se encontró similitud. La población de estudio *Vanilla sp.* presentó baja similitud morfológica y molecular con todas las especies comparadas (*V. odorata*, *V. tahitensis*, *V. planifolia*, *V. pompona* y *V. insignis*).

De acuerdo con los análisis de RAPDs, las especies *V. planifolia* y *V. insignis* se encuentran cercanas. Por otra parte, las características morfológicas que compartió *Vanilla sp.* con el grupo *V. Planifolia* es el color de las flores verdosas y labelo cóncavo. Se encontró baja similitud genética (Sij [índice de similitud de Jaccard] 0.10 ± 0.22 ; PAI 9.6 ± 22.4 %) y morfológica entre estas dos variedades. En este sentido, las características morfológicas que comparten estos grupos son: flores fragantes, un cojín axial ligeramente grueso que va desde el callo peniciliado hasta el ápice y fruto grueso.

No se encontró similitud parental entre *Vanilla sp.* y las especies comparadas (*V. planifolia*, *V. insignis* y *V. pompona*), ya que el PAI fue menor a 22.4 %, Por lo que no se puede plantear un híbrido con las especies que se encuentran distribuidas en la provincia de la Costa del Pacífico, ya que *V. pompona* necesita un polinizador y *V. inodora* se reproduce principalmente por autofecundación. Otro factor que dificulta la existencia de híbrido es que la germinación de semillas requiere de escarificación en el tracto digestivo de murciélago, esto complica la germinación de manera natural.

Por su parte, Salazar-Rojas y sus colaboradores, en el 2016, se plantearon analizar el mecanismo natural que provocaba la caída o abscisión prematura de frutos en *V. planifolia*, los cuales reportaron pérdidas económicas a nivel nacional; se comparó con las situaciones en las que no hay caída de fruto de manera prematura. Para ello se realizó una comparación diferencial de la expresión genética (transcriptoma) del tejido de la Zona de Abscisión (ZA) en dos genotipos de *V. planifolia* con comportamiento contrastantes frente a la caída prematura de fruto, denominados genotipo CH-I (tolerante) y genotipo CH-VI (susceptible a caída de fruto). Se tomaron muestras de tejido fresco de la zona de abscisión de cada genotipo del fruto, en situación de caída y no caída. Para el análisis funcional se realizó la extracción de RNA total, del cual se obtuvo cDNA por transcripción reversa.

A partir de este cDNA se obtuvo una biblioteca de transcritos de los distintos tejidos y genotipos. Posteriormente se secuenciaron mediante la plataforma de secuenciación masiva de Illumina. Los transcriptomas se ensamblaron y anotaron *de novo* al no haber genoma de referencia y compararon para identificar los posibles genes que se expresaron diferencialmente en la abscisión de frutos en los genotipos en estudio. La

representación gráfica de las rutas metabólicas asociadas a los genes expresados en cada genotipo y condición, se realizó en la base de datos KEGG. Para el análisis estructural, los tejidos de la ZA se fijaron, deshidrataron e incluyeron en parafina histológica y se cortaron con un micrótopo en secciones longitudinales de 15-20 Pm, para ser teñidas con safranina-verde, posteriormente se montaron con resina sintética como preparaciones permanentes.

Se encontró que el genotipo CH-VI, bajo condiciones de abscisión, su biosíntesis de metabolitos está disminuida, en esta condición también aumentó el metabolismo de etileno y se interrumpió la formación de auxinas y lignina. Este desbalance entre reguladores de crecimiento: auxina-etileno, sugiere un sistema de transducción de señales que llevan a un anabolismo deficiente, que conduce a la apoptosis celular y abscisión del tejido. Un ejemplo claro de esto es la formación de lignina, que en un tejido normal (CH-I) refuerza la ZA, lo cual no ocurre en un tejido en abscisión (CH-VI). Señalando así un patrón diferencial en la expresión de genes y rutas metabólicas involucradas en el proceso de abscisión.

7. MORFOLOGÍA DE LA VAINILLA

Baltazar-Nieto (2010) indicó que el tamaño de las plantas de vainilla depende de la variedad, pero todas están entre los 10cm y 1.5 m. El tallo o bejuco es carnoso, cilíndrico, poco ramificado, largo, flexible, formado por entrenudos de color verde oscuro de 10-15 cm de longitud; se desarrolla longitudinalmente varios metros y tiene de 1-2 centímetros de diámetro, es monopódico, simple o ramificado, succulento y frágil, fotosintético activo con presencia de estomas, el tamaño y la forma de las estructuras vegetativas varían de acuerdo con la edad de la planta y a la posición de los tallos. Las hojas son gruesas, planas, ovales, opuestas, alternas, subsésiles, de forma oblonga, elíptica, lanceolada, con pecíolo corto y miden de 4-7 centímetros de ancho, provistas de un pecíolo corto que forma una especie de canaladura, son de consistencia carnosa, y superficie lustrosa cutinizada, especialmente en el haz (Flores, 2003). En los nudos al lado opuesto de las hojas desarrolla pares de raíces adventicias y nacen en oposición

con las raíces aéreas modificadas, de cada uno de los nudos del bejuco, con las que se adhiere a los árboles tutores u otro objeto que le sirva de soporte. El fruto es una cápsula larga, verde, carnoso, ligeramente triangular y dehiscente de sección transversal ligeramente triangular redondeada en sus vértices, mide de 15 a 22 cm de largo. En su interior contiene una gran cantidad de semillas negras y subglobosas, la testa es sólida de olor suave y balsámica sabor ocre y aromático, que le da su característica principal (Fig. 26).

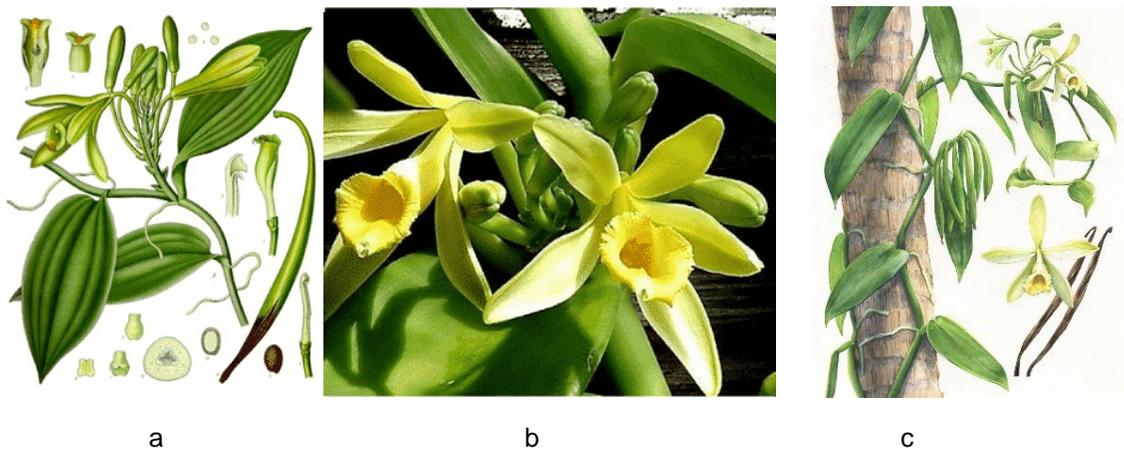


Fig. 22. *Vanilla planifolia*. a) Partes de una planta de vainilla: hojas, tallo, inflorescencia, fruto y estructuras reproductoras. b) Floración de la vainilla. c) Planta creciendo sobre tallo de otra planta. Imágenes obtenidas de <https://www.behance.net/gallery/31722519/Vanilla-Orchid-for-Sabor-Journal>

En su morfología, la flor de las orquídeas se desarrolla sobre el ovario; la capa más exterior de la parte floral tiene tres sépalos equidistantes, la siguiente capa tiene tres pétalos, dos de ellos son iguales entre sí y diferentes al tercero; este tercer pétalo se llama labelo y es modificado para adquirir las más extrañas formas, ya que juega un papel muy importante en la polinización. Los órganos reproductores están fusionados en una estructura que recibe el nombre de columna. Las raíces en las especies terrestres se originan a partir del tallo, cormos o pseudobulbos; las especies epífitas nacen de un rizoma. En cuanto a su forma de crecimiento puede hacer dos modos: monopodial (un solo eje de crecimiento) y simpodial (dos o más ejes de crecimiento).

7.1 POLINIZACIÓN

Hay dos tipos de polinización: natural (polinización cruzada) se lleva a cabo por colibríes y por abejas del género *Melipona*, pero con un porcentaje muy bajo.

Polinización Artificial: Dado que los trabajos de fecundación por la abeja *Melipona* resultan insuficientes, ya que se requeriría de la presencia de una abeja por flor. La auto polinización manual, es necesaria para asegurar los frutos para la producción comercial.

La polinización es una actividad de suma importancia en este cultivo, ya que no se lleva a cabo de manera natural, debido a que la flor de la vainilla tiene una membrana llamada rostelo que separa el órgano femenino del órgano masculino, por lo tanto, se efectuarse manualmente.

7.2 POLINIZACIÓN ARTIFICIAL

Se considera que el trabajo de polinización representa el 40 por ciento del coste de producción de la vainilla. Para realizar la polinización se dobla el rostelo con ayuda de un palito delgado o de un alfiler, luego se presiona con el dedo el polinio la totalidad del polen que se encuentra en el único estambre sobre el estigma. Las mejores flores son aquellas que se encuentran en la parte baja de la inflorescencia, inclinadas hacia abajo, pues forman fruto después de la polinización. Los frutos formados de flores que se encuentran en la parte alta de la inflorescencia forman generalmente frutos doblados (Fig. 27). La cantidad de flores a polinizar depende del grado de desarrollo de la planta y de la disponibilidad de agua. Por lo general una planta adulta, de 4 años o quizás mayor, forma entre 30 y 40 frutos. Esto implica que se tendrán que polinizar 2 y hasta 4 flores por inflorescencia, dependiendo de la cantidad total de inflorescencias disponibles. La polinización artificial debe ser hecha el mismo día de la apertura floral. El tiempo más ideal para la polinización es de 6 de la mañana a 12 del día; ya que el éxito de la polinización será muy alto si se realiza durante estas horas.

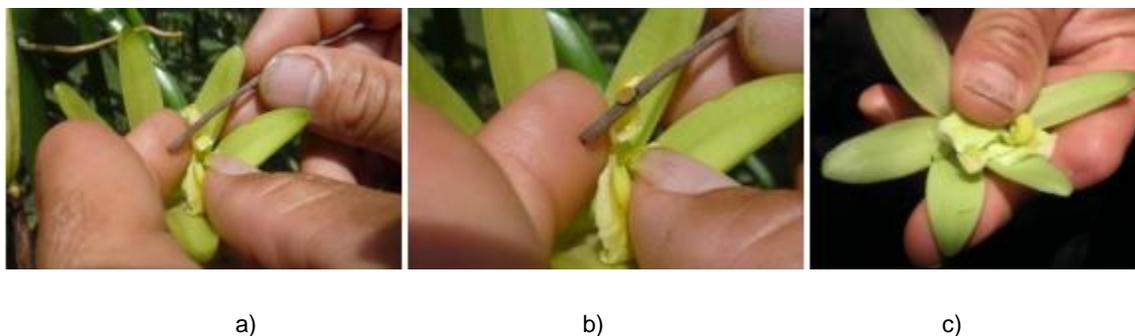


Fig. 23. Polinización manual de las flores de vainilla. a) Se toma la flor abierta y con la punta de un palillo u otro elemento delgado se rompe el labelo longitudinalmente para descubrir los órganos reproductivos de la flor. b). Con la punta del palillo, se levanta el rostelo para que la antera haga contacto con el estigma. c). Con el dedo pulgar e índice, se presiona ligeramente la antera para que su polen se adhiera al estigma y al mismo tiempo, se retira el palillo (tomado de: <https://core.ac.uk/download/pdf/77277171.pdf>).

En caso de polinizarse demasiadas flores, las plantas se debilitan y su crecimiento se frena, por lo que los frutos tienden a un mal desarrollo o finalmente son abortados. Bajo estas condiciones la vainilla se torna mucho más sensible ante enfermedades e insectos dañinos. Una vez polinizada una cantidad suficiente de flores, se eliminarán las restantes flores. Unos 15 a 20 días después se controlará nuevamente la plantación para efectuar eventuales refuerzos de polinización o retirar brotes y flores que hayan crecido en el intervalo. El rendimiento diario de los polinizadores, varía de una plantación a otra la cual fluctúa entre 1200 y 1500 flores diarias y son realizadas principalmente por mujeres y niños.

7.3 FRUCTIFICACIÓN

Esta se inicia casi desde el momento en que se realiza la polinización. El ovario se hincha y va creciendo rápidamente, obteniendo su máximo desarrollo a las 6 semanas. La vainilla necesita de un periodo no menos de 7 meses para alcanzar su máxima madurez comercial y 8 a 9 meses para llegar a su madurez fisiológica. El fruto es de color verde-oscuro en los primeros meses, al aproximarse la madurez se torna amarillento, hasta que llega a alcanzar un color amarillo-oscuro (Fig. 28).

La cantidad de frutos obtenidos por hectárea dependerá de los cuidados proporcionados a la plantación, de la calidad del suelo y de las condiciones climatológicas. Bajo este contexto los rendimientos varían, mientras que algunos

productores obtienen de 100 a 200 kilogramos por hectárea, otros obtienen rendimientos de 500 a 1,000 kilogramos por hectárea y bajo condiciones de riego hasta 3,000 kilogramos por hectárea.

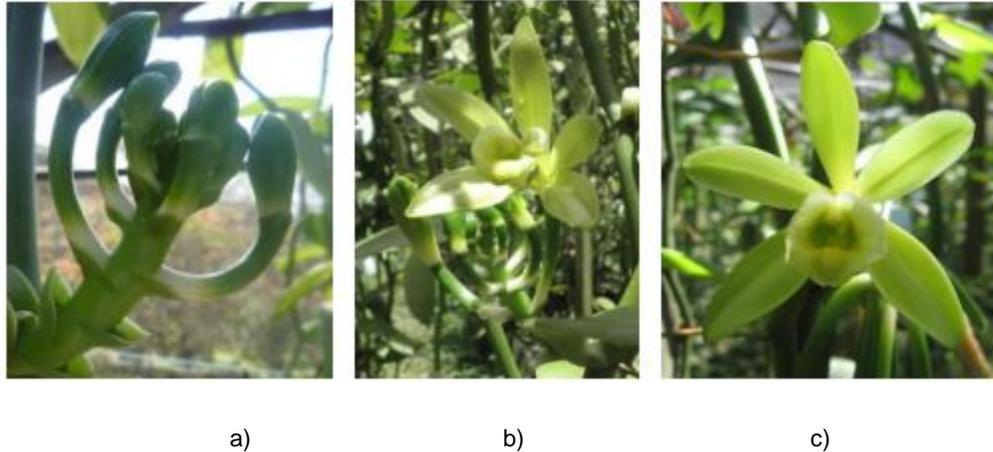


Fig. 24. Proceso de floración en plantas de vainilla. a) Inflorescencia con botones florales. b) Inflorescencia con flores en diferentes estados de desarrollo. c) Detalle de una flor abierta.

<https://core.ac.uk/download/pdf/77277171.pdf>

8. CARACTERÍSTICAS DE PRODUCCIÓN

Como indica Baruah (2002), el clima de la región vainillera es marcadamente tropical, muy húmedo sin estación seca definida y cálido sin estación invernal muy marcada. La temperatura media anual es de 22° a 23 °C. En esta región soplan vientos húmedos denominados “sures” y “brizotes” de poca intensidad, los cuales favorecen la floración de la vainilla. El hecho de que hacia el oeste se encuentre inmediatamente la gran cordillera de la Sierra Madre Oriental, determina la presencia de fuertes precipitaciones para la región. La precipitación media anual es de 1,531 mm para la parte baja y de 2,264 mm para la parte alta.

8.1 REQUERIMIENTOS

En el trabajo de Santiago-Isidro (2003), se detallan los requerimientos edáficos y climáticos necesarios para el cultivo de *V. Planifolia*, así mismo de nombran los

diferentes tipos de técnicas aplicadas para su producción, su mecanismo de polinización y los diferentes tipos de plagas detectados hasta el momento:

8.2 FACTORES ABIÓTICOS

Agua: La vainilla se desarrolla en clima húmedo cálido. Una precipitación de 1500mm. a 2000 mm anuales y una humedad relativa del 80% son suficientes para un adecuado desarrollo y producción. La época seca es indispensable para la recolección y ésta no debe exceder los dos meses, sobre todo en la época de floración y maduración de las vainas.

Temperatura: La temperatura media anual óptima debe ser de 22°C, con un promedio mínimo de temperaturas entre 14.5°C y 16°C y un máximo de 28°C a 31.5°C. Vientos fuertes acompañados de estaciones secas son un problema para el cultivo de la vainilla.

Luz: La vainilla crece bien en una luz suave, se considera que bajo una sombra ligera de un 50% las plantas son más saludables y vigorosas. Con sombra total las plantas son raquíticas, si están expuestas al sol se tornan amarillentas y se queman.

Suelos: Se recomienda plantar en suelos fértiles, con suficiente contenido de materia orgánica, bien drenados, con declive y textura arenosos. Se desarrolla bien en suelos procedentes de la descomposición de roca volcánica y los aluviones arenosos, con adecuado contenido de potasio, calcio y pH entre 6 y 7.5 son óptimos para este cultivo.

Altitud: La vainilla se desarrolla bien entre 0 y 600 m sobre el nivel del mar, en lugares de clima caliente y húmedo.

Latitud: La planta de vainilla se desarrolla bien entre los 20 grados de latitud Norte y Sur

8.3 ASPECTOS AGRONÓMICOS: SELECCIÓN DEL TERRENO PARA LA PLANTACIÓN

La Secretaría de Economía (2010) sugiere que la topografía de los terrenos sea de lomeríos con ligeras pendientes, surcados por varios ríos y arroyos. Los suelos del área vainillera corresponden a la serie de los coluviales o residuales. La región de Papantla, en el Estado de Veracruz se encuentra a los 20° 30' de latitud norte y a los 97° 20' de longitud este, en la vertiente de la Sierra Madre Oriental hacia el litoral del Golfo de México.

Barrera *et al.*, en 2009 agregan que, en la zona del Totonacapán, de acuerdo con su formación geológica como resultado de la desintegración de rocas volcánicas: las andesitas y los basaltos, cuyo material se mezcla con gran cantidad de materia orgánica, son bastante fértiles, muy ricos en arcilla, arena fina, óxido de hierro y carbonatos de cal, magnesio y potasio. Agronómicamente se les conoce como suelos lateríticos muy desarrollados en la región. En esta zona existen cuando menos los siguientes sistemas de producción de vainilla: en acahual (tradicional), bajo sombra de pichoco (*Eriquina sp*), naranjo (*Citrus sinensis L.*) y bajo malla (con 50% de luminosidad); cada uno de ellos muestra un nivel de tecnificación y uso del conocimiento tradicional en el manejo del cultivo.

8.4 TIPOS DE TERRENO

Soto-Arenas y Cribb (2010) indican que para las plantaciones de vainilla se recomienda escoger terrenos que reciben la luz del sol por la mañana, es decir orientadas al este, para evitar que el sol de la tarde elimine la humedad del suelo incluso llegue a "quemar" las plantas de vainilla, La preparación del terreno dependerá de la altura de los árboles que se encuentren en el área donde se va a establecer el vainillal; por lo cual, las tierras serán en clasificadas en:

a) Tierras con monte: áreas con árboles de 10 metros de alto y con diámetros de 50 centímetros.

b) Acahual; en áreas con arbustos y árboles menores de 10 metros de altura, con diámetro de 20 centímetros.

c) Áreas deforestadas: En aquellas donde no hay árboles ni arbustos (se realiza reforestación previa).

Los tallos de árboles con menos de 4 metros de altura y árboles que están a punto de caerse deben ser eliminados. Los arbustos y árboles pequeños localizados bajo la sombra de árboles más grandes también deben ser eliminados. Esto ayuda a tener una ventilación adecuada y mejorar condiciones de luz en el 50 %. Los tallos de árboles eliminados y arbustos deberían ser cortados en trozos e incorporados en la tierra como fuente de material orgánico. Los troncos que son demasiado grandes deben ser sacados del vainillal.

Dada su condición de trepadora, la vainilla exige el empleo de árboles denominados tutores. Se pueden utilizar muchas especies arbóreas para cultivar la vainilla. También se pueden utilizar enrejados de madera y de alambre, mientras se tenga alguna protección contra el sol.

La distancia de plantación de los tutores es muy variada, pudiéndose utilizar combinaciones de 2.5 x 3 m, 2 x 2.5m y 3.5 x 1.5 m, la distancia más comúnmente usada es de 2 x 2.5 metros. La distancia de plantación de los tutores se determina de acuerdo al tipo de tutor y de acuerdo al tipo de manejo que se le vaya a dar al cultivo.

En los últimos años se ha aumentado la población a 5000 tutores por hectárea, asociado cocuite –pichoco plantados a doble surco de 1.30 m entre surco y 1.30 m. entre hileras de tutores con calles de 1.75 m.

También se menciona que dentro de las condiciones ecológicas y del micro-clima óptimo para la producción de la vainilla, se requiere además del clima tropical, húmedo y cálido, que las lluvias sean frecuentes, pero no excesivas, sin que las plantas estén expuestas a prolongadas sequías (Flores, 2003). Estas mismas características dan lugar a que la planta de vainilla esté cubierta de una exuberante vegetación silvestre tropical compuesta por una gran variedad de árboles y arbustos, muchos de los cuales se aprovechan para dar sostén y sombra a las plantas de vainilla.

8.5 CULTIVOS TECNIFICADOS

8.5.1 Sistema agroforestal

Hipólito-Romero (2011) indica que, los sistemas agroforestales tradicionales (SAT) (Fig. 29) guardan semejanza con un ecosistema natural, porque son altamente biodiversos y el manejo es mínimo, por lo que son considerados de bajo impacto. Son además valorados por los conocimientos bioculturales entorno a ellos. Establecer vainilla en estos sistemas, implica un menor costo y menor riesgo de plagas y daños naturales. Entre sus fortalezas también se encuentra el contar con individuos silvestres o “asilvestrados” de vainilla que, bajo un apropiado manejo, pueden ser plantas apropiadas para el cultivo. El rendimiento entre los diferentes sistemas de producción sigue siendo escaso y muy semejante, de manera que se observan muchas más ventajas en un sistema de producción tradicional, económico, resiliente y menos vulnerable, que además ha permanecido por siglos en la región.



Fig. 25.. Sistema agroforestal mexicano. Se utilizan los arboles disponibles como tutores (Principalmente naranjo), la sombra y humedad son factores importantes para el crecimiento de las plantas y la floración.

https://www.wwf.org.mx/que_hacemos/agua_dulce/semillas_para_el_cambio/

8.5.2 Cultivo en cobertizo techo- sombra

Barrera-Rodríguez (2009) indica que, utilizando un sistema de producción de casa sombra, se busca alcanzar las mismas condiciones ambientales en las cuales la vainilla se desarrollaría como una planta silvestre. La aplicación de una malla de color negro de

sombra 30% debajo de las películas de polietileno disminuye la intensidad lumínica hasta un 70%, con lo cual se emulan las condiciones lumínicas en las cuales se desarrolla naturalmente la orquídea. Para las paredes de la casa sombra se puede utilizar la misma malla utilizada para el techo para que el lote se mantenga ventilado y se regule la temperatura en la temporada caliente de invierno. Se deben hacer actividades previas dentro de la casa sombra previo al establecimiento del vainillar.

1. Construcción de camas: dentro de las cuales se colocan las vainillas en bolsas negras, deben ser de preferencia de concreto, para evitar problemas fitosanitarios
2. Colocación de tutores. Los tutores pueden ser vivos o tutores muertos, según la disponibilidad de productor.
3. Acomodo de materia orgánica. La cama ideal para la materia orgánica es de 1 m de ancho por 0.20 m de altura, la longitud puede variar dependiendo de tamaño de la casa malla.
4. Instalación del sistema de riego. Se puede utilizar un sistema de riego por aspersión o uno de riego por goteo.



a)

b)

Fig. 26. sistema techo- sombra a) plantas sostenidas al tutor. b) sistema de riego por aspersión <https://horti-generation.com/es/produccion-de-vainilla-bajo-invernaderos-de-plastico/>

Estos cultivos son adecuados de acuerdo con la disposición del tipo de terreno, ya que en el sistema agroforestal se pueden sembrar diversas variedades de organismos vegetales y tener producción todo el año, sin embargo, muchos de ellos son propiedad

comunal y en ocasiones familias son desplazadas por el uso de suelo. Por otra parte, el sistema de techo-sombra y riego por goteo requiere una adaptación del terreno para imitar las condiciones ambientales de crecimiento de la vainilla, también se requiere de una inversión inicial y posiblemente hacer pruebas de funcionamiento antes de comenzar una producción masiva. Estos son considerados como sistemas de alta tecnología y muchas veces el uso de agroquímicos puede dañar la calidad del producto.

8.6 PROPAGACIÓN DE ESQUEJES

De acuerdo al trabajo de Hipólito-Romero (2011) la propagación sexual casi no se practica en la vainilla. Usando métodos especiales se puede propagar la vainilla por medio de semilla, pero son demasiado costosos, lentos y no seguros de conservar la calidad de la especie. Por esas razones todas las plantaciones comerciales se hacen usando esqueje o vástagos. Antes de plantar esquejes se deberán de desinfectar, a los cuales se les elimina las 3 hojas basales de cada uno, con la finalidad de facilitar la plantación. Se practica la micro-propagación asexual de esquejes, las plantaciones se establecen generalmente utilizando reproducción vegetativa, para ello deben usarse bejucos de 50 a 75 centímetros de largo, en zanjas de 5 a 10 centímetros de profundidad quedando enterrados 3 nudos, el resto del bejuco debe ir en dirección hacia arriba, puesta esta parte será la que ramifique. Se recarga al tutor amarrando el esqueje para que se sostenga, el amarre se hace con algún material de fácil descomposición, como las fibras vegetales de cáñamo o plátano.

8.7 FERTILIZACIÓN

Según el trabajo de Soto-Arenas (2006), la vainilla es una planta poco resistente a exceso de nutrientes y necesita solamente un adecuado suministro de agua y sombra. El uso de una buena cobertura es el método más recomendable para mantener la fertilidad del suelo. Se puede hacer uso tanto del abono orgánico (composta) como del inorgánico. Lo más común es una mezcla de ambos. Primero, se prepara la composta con cáscara de cacao, pulpa de café, el resultante de deshierbas y podas o cualquier subproducto de desecho; se deja en descomposición por tres meses y posteriormente se le agrega 45 Kg. de urea, 35 Kg. de superfosfato simple y 20 Kg. de cloruro de

potasio. De esta mezcla se aplican 2 Kg. por cepa de vainilla. Sin embargo, el humus y el abono orgánico son los mejores alimentos para la vainilla.

8.8 EL PROCESO DE CURADO

del curado es un proceso multifacético y secuencial durante un tiempo promedio de 150 días, el cual se divide, según Xochipa-Morante en 2016, en los siguientes pasos:

1. Recepción de vainilla, para determinar su buen estado.
2. Despezonado, a cada vaina se le desprende el pedúnculo.
3. Enmaletado o encajonado, se colocan en una manta de 20-25 kg de vainas y se atan o se colocan en cajones.
4. Escaldado: se colocan las vainas al horno de 48-60hrs a una temperatura 40-80°C las primeras 24 hrs y a 65°C las siguientes hrs.
5. Primer sudado: se sacan del horno las vainas y se cubren durante 24-48 hrs para eliminar gran cantidad de agua.
6. Asoleado: se tienden las vainas en petates o mantas aprovechando las horas más intensas de sol, después de colocan en cajas tapándolas para que suden durante la noche, alternando un mínimo de 15 veces.
7. Selección: etapa final de clasificación que depende de su grosor, después de esta etapa se someten a 3 o 4 asoleadas más.

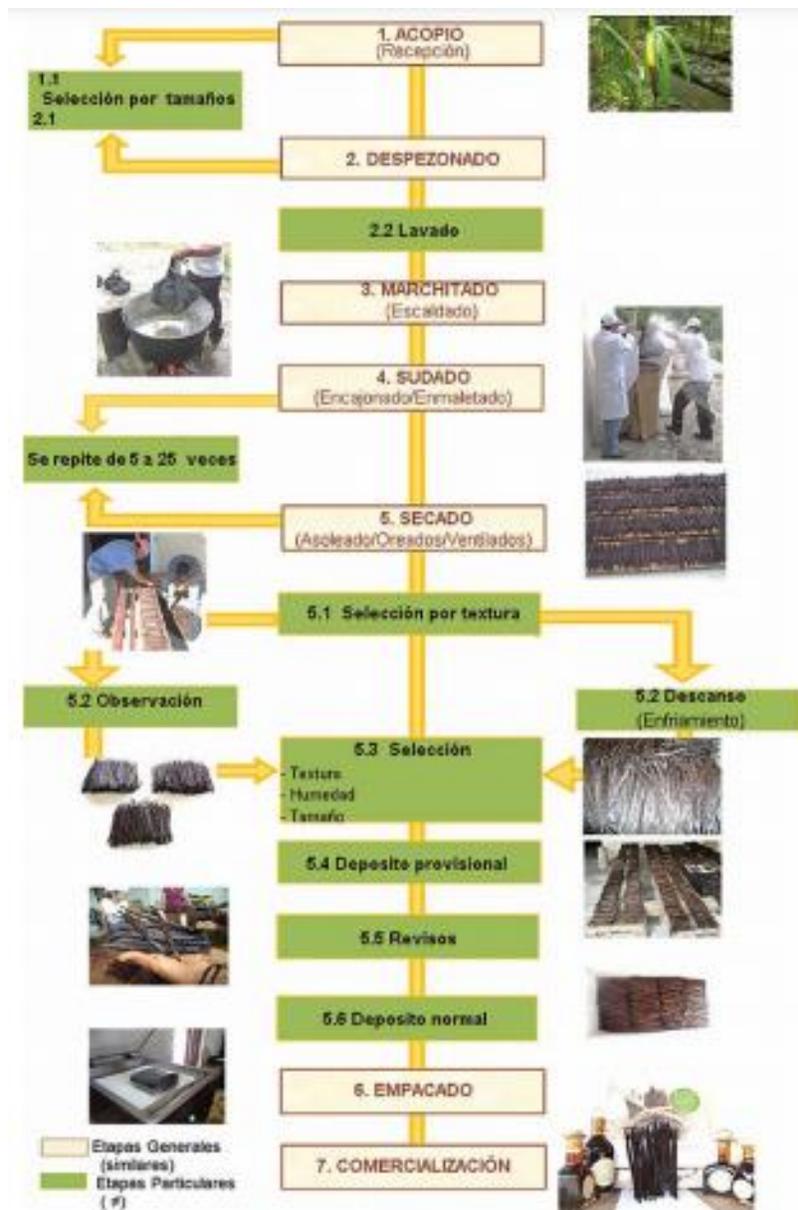


Fig. 27. Diagrama del proceso de curado y beneficiado tradicional mexicano.

<https://biblat.unam.mx/hevila/Agroproductividad/2016/vol9/no1/8.pdf>

En este proceso diversas enzimas están involucradas en la biogénesis del sabor e incluyen a las glucosidasas, oxidasas, sintetetasas, metil-transferasas, proteasas y fenilalanina-amoniaco-liasa. La mayoría de los componentes se forman del glucósido fenólico al curarse las vainas.

Los extractos de vainilla natural se elaboran picando finamente las vainas y colocándolas en maceración o infusión de mezclas de alcohol y agua, el aroma de la

vainillina es liberado solo después del curado en donde el glucósido de vainillina es hidrolizado enzimáticamente por la B-glucosidasa dando un tercio del sabor, los otros dos tercios se deben a una gran cantidad de compuestos no volátiles (glucósidos) o macromoléculas que se encuentran en el extracto (Cid-Pérez y López-Malo, 2011).

Guevara-Arroyo y Martel-Lozada (2018) describen la comercialización de la vainilla, la cual se realiza por dos vías: el primero es en el mercado nacional, donde la vainilla se comercializa en verde hasta un precio promedio de \$ 600 por kg. y, el precio de la vainilla beneficiada oscila entre los \$ 1, 800.00 y \$ 2, 400.00 por kg. En el mercado internacional la vainilla se comercializa seca (beneficiada) alcanzando un precio de 250 dólares por kg. Con calidad de exportación. El segundo tipo de comercialización es el que realizan los beneficiadores, estos son los encargados de darle un valor agregado a la vainilla verde al transformarla en vainilla beneficiada, vendiéndola casi en su totalidad al mercado internacional a través de las empresas extranjeras que, posteriormente, la comercializan. Algunas de estas empresas son: Totonacapán S.P.R. de R.L. de C.V., Gaya Vai-Mex S.A. de C.V., Alimentos Kay S.A. de C.V., Ana Margarita Larios Fuentes, Bonetería Wabi S.A de S.V, Comercializadora Cale de Jalisco, S.A. de C.V., Consejo Estatal de La Vainilla de Veracruz, A.C., Implex de Yucatán, S.A. de C.V. y Dufry México S.A de C.V.

8.9 PLAGAS

De acuerdo con los estudios fitosanitarios, Bautista-Santiago (2014) describe las principales plagas que dañan la cosecha de vainilla:

La “Chinche roja” *Tenthecoris confusus* (Fig. 32) del orden Hemiptera y la familia Miridae es la plaga más dañina del cultivo de la vainilla. Es un insecto pequeño con metamorfosis completa. El adulto mide de 5 a 6 mm, es de color rojo y tiene el cuerpo cubierto con una coraza de color negro en forma de escudo; las ninfas, conocidas como “piojos”, son de color amarillento con tonos naranja en el abdomen, los ojos de color rojizo; las antenas, rudimentos alares y tibias de color negro, de menor tamaño que los adultos; el daño causado a la planta se presenta en esta fase del desarrollo.

Estos insectos forman colonias en el envés de las hojas, donde succionan la savia, aparecen en el tallo y ocasionalmente en los frutos, las heridas causadas favorecen la entrada de hongos y bacterias que provocan pudrición, secamiento y caída de las hojas y cuando el ataque es severo pueden defoliar parcial o completamente a la planta, deteniendo su desarrollo o causando la muerte. El ataque de este insecto se inicia en las plantas de la orilla y avanza al azar, sin atacar a todas las plantas al mismo tiempo. El mayor nivel poblacional de ninfas coincide entre marzo y noviembre, mientras que los adultos son más numerosos de mayo a agosto. La plaga se presenta con mayor frecuencia en plantaciones enmalezadas o con mayor luminosidad. Se recomienda hacer revisiones a la planta antes de que salga el sol, cuando las chinches están quietas y si la incidencia es baja, aplastarlas entre las manos. Se utiliza la solución CAJA (Cebolla, Ajo, Jabón y Agua) para combatir la chinche.



Fig. 28. Vista ventral y dorsal de *Tenthocoris confusus* <https://www.invasive.org/browse/subimages.cfm?sub=85169>.

El “Piojo colorado de la vainilla” (*Euricipitis vestitus*, Orden Hemíptera y Suborden Gymnocerata). El adulto es una chinche de 8 mm de longitud, de color rojo. Se localiza en el envés de la hoja y algunas veces en el tallo; el daño no reviste importancia económica, pero las lesiones propician el desarrollo de enfermedades fungosas. Su biología se desconoce, siendo necesario el estudio del organismo de acuerdo con las condiciones ecológicas de la región. Tratándose de un insecto chupador, se recomienda las aspersiones con Sulfato de Nicotina y jabón, las aplicaciones resultan más efectivas cuando el insecto se encuentra en estado de ninfa.

El Gusano Peludo *Plusia aurifera* (Fig. 33) es una larva de cuerpo cubierto por pelos de color negro, se alimenta de las partes tiernas de la planta, el daño de esta especie se localiza en los meristemas, brotes y hojas nuevas, algunas veces en flores y frutos, lo cual retrasa el crecimiento y producción de la planta. Las larvas se alimentan de noche y se esconde entre la hojarasca durante el día y ataca principalmente plantas recién establecidas. Por ser gusano de hábito nocturno debe controlarse durante la noche o al amanecer aplicando la solución CAJA, en el día deben buscarse los gusanos al pie de la planta, entre la hojarasca y matarse. El hongo del género *Fusarium* puede penetrar por las heridas causadas por el gusano peludo.



a)

b)

c)

Fig. 29. a) *Plusia aurifera* y b) y c) daños ocasionados a la planta por la presencia de esta plaga

<http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/6523/%2BT14667%20DOMINGUEZ,%20%20LUIS%20TADEO%20%20MONOG.pdf?sequence=1>

Otra especie que ataca la planta es el “gusano telarañero” *Loxostege rantalis* (Fig. 34) pertenece al grupo de los Lepidópteros, de la familia Pyralidae, Los adultos se caracterizan por dimorfismo sexual: los machos son de menor tamaño que las hembras, tienen el abdomen más delgado y largo que las hembras; sus antenas son aserradas y las antenas de las hembras son filiformes, la esperanza de vida es de 4 a 20 días. La fertilidad varía de 30 a 300 huevecillos, máxima de 600; los cuales son puestos en el lado inferior de la hoja, en brotes y el suelo, ya sea en grupos de 2 a 3 o más, a veces hasta 20 huevecillos o uno por uno, su desarrollo dura de 2 a 15 días se alimenta de las puntas de la planta, atacando las hojas tiernas donde hace su nido protegido con telaraña blancas. El daño se observa como raspaduras en las hojas, las heridas producidas permiten la entrada de hongos o bacterias que pudren el meristemo.



a)

b)

c)

Fig. 30. a) *Loxostege rantis* estadio de larva (en esta etapa de desarrollo es cuando son devoradores voraces), b) macho *Loxostege spp.* C) hembra *Loxostege spp.*

<http://mothphotographersgroup.msstate.edu/species.php?hodges=4975>

<http://www.osiap.org.mx/senasica/sites/default/files/revista%204.pdf>

Las “Babosas lenguilla o siete cuernos” *Vaginulos sp*, son de cuerpo blando, color café y sin concha, tienen un par de antenas y alcanza un tamaño de 6 cm de longitud por 1.5 de ancho. Estas plagas se alimentan de las partes jóvenes de la planta y el daño se caracteriza por tejidos vegetales tiernos roídos. Por ser especies nocturnas se recomienda controlarlos con cebos envenenados comerciales, los cuales se colocan al pie de las plantas, entre la hojarasca y donde se observen plantas dañadas, también se pueden hacer aplicaciones repetidas de cal para construcción alrededor de la planta. El ataque de caracoles y babosas coincide en condiciones de alta humedad, ambiental y en suelo.

El control fitosanitario consiste en el control de plagas mediante el uso de plaguicidas e insecticidas toleradas por la planta, preferentemente orgánicos; los productores emplean medidas de prevención como el uso de cal hidratada y la desinfección del esqueje al momento de sembrarlo, en ocasiones realizan el control de plagas manual

Por su parte (Bautista-Santiago, 2014) realizó un estudio para establecer las bases metodológicas para la caracterización de la polinización y fitosanidad en tres sistemas de cultivo de vainilla en las localidades de Papantla y Coatzintla, Veracruz. El estudio se llevó a cabo durante un periodo de tres semestres, desde agosto del 2008 a diciembre del 2009. El estudio se dividió en 3 etapas: Primera etapa: Se hizo un diagnóstico de cultivo de vainilla en las comunidades de: Cerro del Mirador, Rancho Nuevo y Rancho Nuevo en el cual se identificó que el cultivo de vainilla está siendo desplazado por otros

cultivos agrícolas o la falta de tecnologías para el desarrollo de un cultivo exitoso. Segunda etapa: Se realizó la polinización de vainilla en tres sistemas de cultivo, con tutores como naranjos, pichoco y casa sombra. De los sistemas de cultivo observados sólo se cosechó vainilla con tutores de naranjo ya que en los otros dos se perdió el 100% de vainas polinizadas. Tercera etapa: Se realizaron pruebas en plantas de vainilla a partir de esquejes enfermos colectados en campo, en este ensayo se logró aislar el patógeno *Fusarium oxisporum* con el cual se realizaron pruebas de fitopatogenicidad, a la par, se realizó otro a partir de cepas aisladas de *Phytophthora sp*, obtenidas del Colegio de Posgraduados, ambos sin obtener resultados positivos respecto al desarrollo de las plantas. Se infiere que las interacciones de varios agentes climáticos y microorganismos pueden estar involucrados en un complejo de sintomatologías que presentan actualmente los cultivos de vainilla en la región Totonacapán.

Años más tarde Azofeifa-Bolaños y cols. (2018), realizaron un experimento con plantas de *Vanilla planifolia* que comparó la capacidad de aclimatización y las respuestas morfogénicas para algunas variables de crecimiento en explantes seleccionados por su condición fitosanitaria, vigorosidad y daño mecánico. Para ello, se trabajó con esquejes provenientes de una población silvestre de Barra de Parismina, identificados mediante descriptores moleculares y ubicados en la colección de vainilla de la Universidad Nacional (UNA), Heredia, Costa Rica, con la finalidad de evaluar la capacidad de aclimatización y el desempeño morfogénico. Las condiciones atmosféricas dentro del invernadero fueron en promedio de 81% de humedad (min 38.5% - max 100%) y una temperatura mínima de 17°C y máxima de 39 °C. Se aplicó riego manual cada 72 horas y conformaron dos poblaciones de trabajo: una con selección (esquejes verdes, sin daños fitopatológicos, ni daños mecánicos) y otra sin selección (esquejes verdes, con daños fitopatológicos y/o daños mecánicos). Se evaluaron dos tratamientos: 1) esquejes seleccionados de forma cualitativa de acuerdo con su calidad fitosanitaria, daño mecánico y vigorosidad, y 2) esquejes sin selección. Las variables que se evaluaron fueron: porcentaje de sobrevivencia, peso, longitud, número de nudos del brote nuevo y del explante original, número y peso de las raíces. La sobrevivencia de los seleccionados fue mayor (60%) respecto a los que no lo fueron (45%). Las respuestas morfogénicas de los esquejes seleccionados fueron

estadísticamente significativas para todas las variables evaluadas. Reportando así este trabajo como el primero estudio en Costa Rica que evaluó los factores y las variables de crecimiento con y sin daños fitopatológicos y mecánicos fuera de condiciones naturales con esquejes verdes de *V. planifolia*.

8.10 ENFERMEDADES

Hernández-Hernández *et al.* en 2013 mencionan que, las condiciones de temperatura y humedad que favorecen el crecimiento y producción de la vainilla, también propician el desarrollo de patógenos. Las enfermedades son los principales factores que dañan y disminuyen la producción y la vida útil de los vainillales, inciden principalmente en los sistemas de producción tradicionales y en las plantaciones de mayor edad; por lo que clasifican las enfermedades de la siguiente manera:

Pudrición de raíz y tallo por *Fusarium oxysporum f. sp. vanillae* (Fig. 35) es la causa más frecuente de la pudrición de raíces, ataca brotes tiernos, tallos y frutos; una planta infectada deja de producir brotes y detiene su crecimiento, por consecuencia la planta muere. El síntoma se presenta como amarillento del cuello del tallo, las raíces se tornan negras y el tejido infectado se seca. La planta empieza a marchitarse, las hojas se cuelgan y se tornan amarillas, el tallo se seca y marchita a nivel de suelo. La planta infectada no muere de inmediato, ya que los tallos pueden bajar al suelo y si encuentran humedad suficiente pueden sobrevivir un tiempo; sin embargo, cuando les falta agua, el tallo se deshidrata, muestra acanaladuras longitudinales, las hojas se tornan amarillentas y la planta se seca y muere (Fig. 36). Las plantas se infectan en épocas con mayor humedad en el suelo (septiembre-octubre) y las enfermas y muertas se presentan en mayor cantidad desde noviembre a mayo (época de sequía). El hongo también causa la pudrición del raquis de la inflorescencia y de los frutos, estos presentan una coloración café. La afección en los frutos e presenta durante la época de lluvias y es frecuente en plantaciones con exceso de sombra y ventilación deficiente



a)

b)

Fig. 31. a) crecimiento micelial de aislamiento de *Fusarium oxysporum* f. sp. *vanillae*, b) crecimiento de estructuras (conidias) 10 µm durante el aislamiento https://www.researchgate.net/figure/Cultural-characters-of-F-oxysporum-fsp-vanilla_fig2_332585992



Fig. 32. estructuras de la planta con daño evidente por hongos del género *Fusarium*
<http://www.scielo.org.mx/pdf/bs/v93n3/v93n3a20.pdf>

La “Antracnosis” producida por el hongo *Colletotrichum gloeosporoides* que ataca tallos, hojas, flores y frutos, el síntoma se caracteriza por manchas circulares o forma irregular, hundidas, de color café oscuro que al fusionarse forman manchas más grandes, posteriormente se secan y sobre la superficie aparecen fructificaciones del hongo; en los tallos aparecen los mismos síntomas. El daño se inicia en las hojas jóvenes y los frutos infectados se desprenden antes de alcanzar la madurez. La incidencia es alta en plantaciones descuidadas y frecuentemente coincide con la época fría del año y con llovizna (“nortes”), desde octubre a abril, con mayor severidad durante enero y febrero.

La “Viruela de la vainilla”, causada por *Nectria vainillicola*, se presenta como pequeñas manchas irregulares y deprimidas en cualquier lado de la hoja, de color café y tamaño

hasta de 5 mm). El síntoma se presenta como manchas o pústulas de color amarillo oscuro en el envés de las hojas, con fructificación del hongo; los puntos suelen fusionarse formando áreas más amplias de forma circular o irregular, las que se van oscureciendo a medida que avanza la enfermedad hasta adquirir un color amarillento en los contornos. Esta enfermedad es más frecuente en sistemas de producción tradicional con poca ventilación, excesos de sombra y en lugares muy lluviosos.

La presencia de la “Roya”, causada por *Uromyces joffrini*, se caracteriza por pústulas redondas de color amarillo anaranjado en el envés de la hoja y a medida que avanza, se juntan y llegan a secar completamente la hoja. El ataque del hongo es frecuente en sistemas de producción tradicional con poca ventilación, excesos de sombra y en regiones muy lluviosas. Al atacar las hojas, la planta disminuye su capacidad productiva y si la enfermedad no se controla, puede acabar con la plantación de vainilla

Virosis: Los daños causados por virus son difíciles de distinguir, ya que algunas plantas no presentan síntomas claros o estos pasan desapercibidos. En los vainillales de México se han reportado daños por los Virus del Mosaico de la Vainilla (VMV) y el Virus del Mosaico de *Cymbidium* (VMC) que causan distorsión en las hojas y mosaicos en *Vanilla fragans*, *V. pompona* y *V. tahitensis*. Los virus se transmiten por la savia y son extendidos a través de los esquejes usados para propagación. Los áfidos de género *Myzus* pueden transmitir el virus VMV.

9. LAS MICORRIZAS EN VAINILLA

Las micorrizas (del griego *myces*, hongo y *rhiza*, raíz) representan la asociación entre algunos hongos (micobiontes) y las raíces de las plantas (fitobiontes). En esta asociación, la planta le proporciona al hongo carbohidratos y un microhábitat para completar su ciclo de vida; mientras que el carácter heterótrofo de los hongos les condiciona a obtener su fuente carbonada a partir de otros organismos, los hongos micorrícicos reciben directamente de las plantas los azúcares que precisan para desarrollarse. A cambio captan del suelo y ceden a sus hospedantes vegetales los nutrientes minerales y el agua que éstos necesitan para crecer (principalmente fósforo),

así como defensas contra patógenos. Ambos, hongo y planta, salen mutuamente beneficiados, por lo que la asociación se considera como un mutualismo (+/+)
(Janerette, 1991).

Evidencias fósiles y estudios moleculares sugieren que la asociación micorrícica en las plantas continentales se originó hace 462-353 millones de años y, desde entonces, su formación es indispensable para el éxito ecológico de la mayoría de las plantas sobre la Tierra (Camargo-Ricalde, *et al.*, 2012).

Los hongos micorrícicos que, por su tamaño pueden clasificarse en micromicetos o macromicetos, pueden pertenecer a los Phylum Glomeromycota, Ascomycota y Basidiomycota. En el caso de las plantas hospederas, la asociación puede presentarse en las gimnospermas, angiospermas, briofitas y helechos (tanto en el gametofito como en el esporofito). Así, dependiendo del tipo de hongo involucrado en esta asociación y de la integración morfológica existente entre los hongos y las raíces de las plantas hospederas, la asociación se ha clasificado como: 1) Micorrizas con manto fúngico: a) ectomicorrizas, b) arbutoide y c) monotropoide y 2) Micorrizas sin manto fúngico: a) arbuscular, (b) ericoide, y (c) orquideoide. En la naturaleza, cada tipo de micorriza está asociado a un ecosistema y ambiente edáfico particulares (Schüßler, 2001).

Las raíces de las orquídeas son altamente especializadas y capaces de captar las partículas de agua del ambiente; también establecen una relación con hongos microscópicos mediante la cual ambos organismos se benefician (Fig. 37), esta relación favorece el desarrollo de la planta y contribuye a su nutrición (Díaz-Toribio, 2013). Para contribuir al rescate, conservación y mejora genética de esta especie, se han tratado de determinar la presencia y el tipo de estructuras micorrícicas en plantas adultas de vainilla en campo, así como el enriquecimiento del sustrato por adición de lombricomposta y manejo adecuado del suelo (Iglesias-Andreu, *et al.*, 2014).

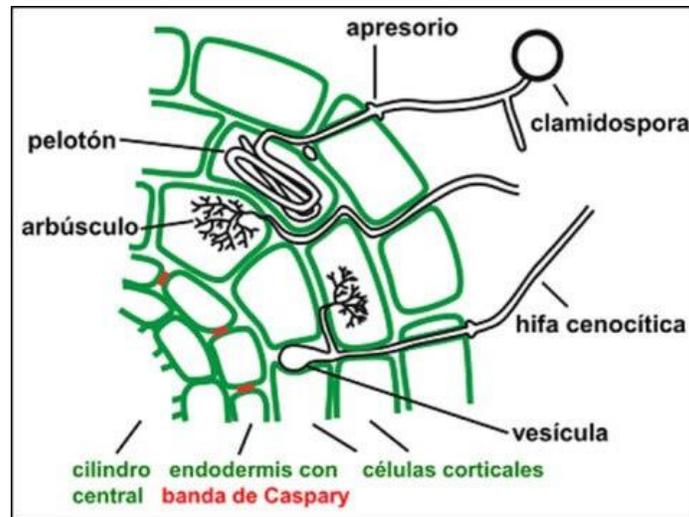


Fig. 33. Diagrama del corte transversal de una micorriza, donde se observa el tejido vascular (verde) y las partes del hongo simbiote (negro), se aprecia como las hifas crecen entre las células del tejido vascular formando pelotones <https://www.intagri.com/articulos/nutricion-vegetal/micorrizas-biofertilizantes-del-futuro-que-vienen-del-pasado>

Existe gran variedad de trabajos relacionados al estudio de las micorrizas en orquídeas, contribuyendo así a la identificación de estas asociaciones, algunos han sido aislados y estudiados en condiciones controladas, para mencionar algunos de ellos, estos artículos son citados en el siguiente listado:

9.1 TRABAJOS EXTRANJEROS

En el trabajo publicado por (Rivas, Warner y Bermúdez, 1998) se estudiaron 24 especies de orquídeas, epífitas y terrestres, en los bosques secundarios del Jardín Botánico Lankester, Costa Rica; 12 introducidas y 12 establecidas en forma natural. La recolección se realizó durante todo el año. De cada especie seleccionaron y marcaron de una a cinco plantas adultas, se cortaron raíces de apariencia sana, de 2 a 5 cm de longitud, tomando como referencia el ápice, y que estuvieran en contacto con el sustrato. En las especies *Epidendrum radicans* y *Huntleya burtii*, también se estudiaron muestras de raíces aéreas. La recolección se realizó durante todo el año, aunque las terrestres se recolectaron durante la estación lluviosa de julio a diciembre. Las raíces se lavaron y se cortaron en segmentos de aproximadamente 1cm de

longitud, se digirieron en KOH al 10% (p/v) por una hora a 900 °C. Posteriormente se decantaron y lavaron varias veces en agua destilada para luego neutralizarlas con ácido clorhídrico al 1% por una hora a 900 °C. Los tejidos se tiñeron con una solución de “azul directo” en ácido láctico (0.5 g/l) por una hora a 900 °C y se fijaron en glicerol. Se realizaron cortes longitudinales y se observaron al microscopio de luz para determinar la presencia de pelotones de hongos micorrícicos. En todas las especies estudiadas se detectaron micorrizas en las células del córtex, aunque la infección fue discontinua, las hifas eran septadas y estaban organizadas en pelotones. En las orquídeas terrestres, las micorrizas se encontraron en todos los individuos examinados. En las especies epífitas *Epidendrum radicans* y *Huntleya burtii* no se encontraron micorrizas al menos que estuvieran relacionadas con el sustrato. Concluyendo que el grado de infección micorrícica de las orquídeas costarricenses, epífitas o terrestres, establecidas en forma natural o introducidas en los bosques del Jardín Botánico Lankester es muy alto y siempre estaba relacionado con la presencia del sustrato.

Otro de los trabajos relacionados a las micorrizas realizado por los investigadores Durán, Rivero y Seemann en 2007, en el cual estudiaron asociaciones simbióticas en raíces maduras de plantas de *Gavilea araucana* colectadas cerca de la ciudad de Valdivia, Chile. Se realizaron cortes histológicos de las raíces teñidas, los cuales se observaron, para reconocer la asociación micorrícica. Realizaron secciones en raíces de 4 ejemplares de *G. araucana*. Dos raíces de cada ejemplar en otoño, dos raíces en invierno, dos en primavera y dos en verano. La mayor cantidad de pelotones se encontraron en otoño. Para establecer en qué zona de la raíz se encontraban principalmente los hongos micorrícicos, indicados éstos por la presencia de hifas, de 5 plantas de *G. araucana*, se extrajeron 2 raíces de cada una de ellas. Las 10 muestras obtenidas se fragmentaron en 3 porciones: zona basal, intermedia y apical. Se realizaron cortes histológicos de las 3 zonas radicales, observando dichas preparaciones al microscopio óptico con aumento de 100x, para detectar la presencia de hifas y acumulaciones de éstas, Se constató la presencia de pelotones compactos en raíces tomadas al azar de diversos ejemplares. El mayor porcentaje de colonización micorrícica se encontró en la región intermedia de las raíces, con un 56%. A partir de ovillos de hifas se lograron aislar cultivos puros. El micelio del hongo se desarrolló en

aproximadamente 7-8 días, el diámetro de la colonia tras cuatro semanas de crecimiento fue de 5cm. Concluyendo que, la presencia de hifas de diversos diámetros de grosor, pudiesen tratarse de dos especies de hongos, ambos de la Clase Basidiomycota.

Uno de los trabajos más emblemáticos respecto al tema del aislamiento e identificación fue realizado por Ordoñez, Tupac-Otero y Diez en 2011, quienes lograron aislar hongos endófitos de raíces de orquídeas del género *Vanilla* con el fin de inocularlos nuevamente en plantas de *Vanilla Planifolia* en crecimiento. Para ello recolectaron raíces de plantas de *Vanilla sp.* En varias localidades de Colombia, las raíces fueron lavadas con agua corriente, luego desinfectadas superficialmente con etanol a 70% por 1 min con hipoclorito de sodio a 3% por 30s y, finalmente, enjuagadas tres veces con agua destilada estéril. El medio que se utilizó para el aislamiento fue agar papa dextrosa (PDA), suplementado con 50 µg/ml de penicilina y sulfato de estreptomicina. Se usaron seis hongos forma-género *Rhizoctonia*; 12 hongos endófitos aislados de este estudio a partir de plantas silvestres y un grupo control; estos fueron inoculados a plantas de *V. planifolia*. Para medir la biomasa y el crecimiento total se cosecharon cuatro plantas de seis meses de edad por cada tratamiento. La biomasa aérea total (MA –g) y masa de raíces terrestre (MR –g) se obtuvieron mediante el pesaje del material vegetal secado en horno a 60 °C por cuatro días. La longitud de raíces (LR –cm) se determinó midiendo la raíz principal y todas las raíces secundarias y terciarias. Los valores netos para cada una de las variables de biomasa mostraron diferencias significativas: altura de la planta ($P = 0.0002$), longitud de raíces $\otimes P = 0.0213$), masa de raíces ($P = 0.0173$) y masa aérea ($P = 0.0431$); mientras que para la variable área foliar no se presentaron diferencias ($P = 0.1148$). De esta forma demostraron la efectividad de esta técnica en la estimulación del crecimiento en raíces y altura de la planta evitando el uso de insumos químicos, además, se observó la diversidad de hongos endófitos asociados con las raíces de vainilla, muchos de ellos reportados como patógenos y otros como benéficos.

Por otra parte, Sathiyadash y sus colaboradores (2012) investigaron las asociaciones micorrícicas de 31 especies de orquídeas silvestres (22 epifitas, 8 terrestres y una

epífita-litofítica) asociados con diferentes tipos de vegetación en el oeste de Ghats, India. Las raíces recolectadas fueron preservadas en solución de formalina-ácido acético-alcohol 70%, fueron limpiadas con KOH al 2.5%, se acidificaron con HCl 5N y se tiñeron con azul de tripano (0.05% en lactoglicerol). Para estimar la longitud y el ancho de los pelos radiculares, las mediciones se realizaron utilizando un microscopio compuesto 100x (Olympus BX50) equipado con una escala ocular. Los datos sobre la colonización y la morfología de los pelos radiculares se sometieron a una prueba ANOVA para determinar la importancia de la variación medida. También se usó el método de correlación de Pearson para evaluar la relación entre los caracteres del pelo raíz y el alcance de la propagación de la micorriza. El grado de colonización fue significativo ($P < 0.05$) variando entre especies ($F_{31.34} = 14.76$) y formas de vida ($F_{31.34} = 24.23$) el porcentaje del área radicular colonizado fue de: 74% (*Oberonia ensiformis*) en orquídeas litofíticas, pero variaba del 34% (*Luisia zeylanica*) a 79% (*Acampae praemorsa*) en epífitas; 42% (*Eulophia epidendreae*) a 92% (*Habenaria roxburgii*) en terrestres. La entrada de hongos micorrícicos en las raíces fue principalmente a través de los pelos radiculares. En ciertas especies epífitas, la entrada del hongo fue directamente a través de la epidermis, se formaron estructuras hifales altamente enroscadas (pelotones) dentro del córtex de la raíz y su tamaño estaba relacionado con el tamaño de la célula, la liberación de estructuras reproductivas fúngicas fue por dehiscencia espiral de los pelos radiculares. No se señaló una relación significativa entre las características del pelo radicular y el grado de colonización.

También, en 2013, Hoyos-Carrera y Rodríguez-Cabrera realizaron una tesis donde hablaron acerca del aislamiento de hongos característicos de asociaciones micorrícicas y el tiempo de crecimiento de 3 medios nutritivos distintos con la finalidad de encontrar el medio óptimo donde pudiesen desarrollarse. El trabajo de colecta se realizó en 10 sectores ubicados en 7 provincias de Ecuador: Morona Santiago, Chimborazo, Tungurahua, Cotopaxi, Bolívar, Imbabura y Loja. El trabajo experimental se llevó a cabo en el laboratorio de Biotecnología Vegetal del Centro de Investigación y Valoración de la Biodiversidad (CIVABI) de La Universidad Politécnica Salesiana, Quito. De 40 especies de orquídeas colectadas se seleccionaron sólo 15, ya que eran las que contenían las especies fúngicas de interés (género-forma *Rhizoctonia*) y posteriormente

6 orquídeas más: *Prostecchia aemula*, *Epidendrum nocturnum*, *Oncidium klotzchianum*, *Pleurothallis sp.*, *Epidendrum sp.* Y *Stelis sp.* Las muestras de raíces fueron desinfectadas de manera continua con: agua destilada estéril, alcohol al 70%, agua destilada estéril, hipoclorito de sodio al 2.5% y agua destilada estéril durante 2 min cada solución, y para el sembrado se utilizaron 3 medios nutritivos: Agar Dextrosa Sabouraud (SDA), Czapek y Murashige & Skoog (MS). Se realizó un análisis de componentes principales (ACP) para evaluar el desarrollo morfológico de las características más relevantes de los morfotipos aislados. Para la identificación de hongos se utilizó un microscopio óptico 20x y 40x. Una vez caracterizadas, las micorrizas fueron subcultivadas en agar PDA. Se hicieron 3 pruebas de biodegradación: en celulosa, gretina y almidón. Esto permitió que, con los datos obtenidos se hicieron pruebas para desarrollar dos biofertilizantes, uno en medio sólido y uno en medio líquido, ambos con concentraciones de micelio al 1%, en los cuales las micorrizas *Waitea sp.* Y *Cerathoriza sp.* Permanecieron viales en el transcurso de 30 días.

Más recientemente (2014), Ding y sus colaboradores realizaron un estudio filogenético de asociaciones micorrícicas utilizando 185 especímenes de *Liparis 88uspensi* (Orchidaceae) pertenecientes a 7 localidades al noreste de China, se aislaron los endófitos de las micorrizas en agar PDA. Las poblaciones de hongos fueron separadas en cajas Petri y se encontraron 9 morfotipos diferentes: morfotipo I: *Rhizoctonia sp.*, morfotipo II: *Phomopsis sp.*, y morfotipo III a IX: *Verticillium sp.*, *Fusarium sp.*, *Chaetomium sp.*, *Gliocladium sp.*, *Cylindrocarpon sp.*, *Phialophora sp.* Y *Paecilomyces sp.* Solo los aislados similares a *Rhizoctonia* en el morfotipo I recibieron códigos y fueron sometidos para extracción de ADN y análisis filogenético por medio de ITS (espaciador transcrito interno). Estas secuenciaciones se analizaron con el 88uspensi BLAST (Herramienta básica de búsqueda de alineación local) y con la base de datos del NCBI (Centro Nacional de Información Biotecnológica). El género y las especies de la base de datos se aceptaron siempre que la identidad entre la secuencia y la de la base de datos fuera superior al 97%. Los análisis filogenéticos se estimaron utilizando análisis de máxima parsimonia (MP), unión de vecinos (NJ) e inferencia bayesiana (BI) utilizando los softwares PAUP versión 4.0b10, MEGA versión 4 y MrBayes versión 3.0b4, respectivamente. El árbol de consenso estricto de máxima parsimonia mostró

que los hongos micorrícicos de *L. 89uspensi* correspondían al género *Tulasnella*, y todos los aislamientos pertenecían a un solo Clado mayor, demostrando así la amplia distribución del orden Rhizoctonia por lo menos para las poblaciones del noroeste de China.

9.2 TRABAJOS NACIONALES

Existen también trabajos nacionales relacionados a las micorrizas en vainilla, entre ellos destacamos 2 casos importantes:

Primero los investigadores del Instituto de Biotecnología y Ecología Aplicada de la Universidad de Xalapa (Adame-García *et al.*, 2013) analizaron la actividad antifúngica *in vitro* expresada por los aislamientos bacterianos obtenidos de la raíz de vainilla contra *Fusarium oxysporum f. sp. Vanillae*. Las cepas evaluadas correspondieron a los géneros *Sphingobacterium*, *Staphylococcus*, *Serratia*, *Psychrobacter*, *Pseudomonas* y *Stenotrophomonas*. Las raíces de vainilla provenientes de la zona vainillera mexicana, se cortaron en fragmentos de 5 mm de longitud, se pesaron 10 g de este tejido vegetal y se colocaron en un matraz Erlenmeyer de 250 ml previamente esterilizado; se adicionaron 90 ml de solución estéril de fosfatos (KH_2PO_4 0.25 M). La solución se agitó a 120 rpm durante 10 min. En un agitador orbital (Lab Line), a partir de esta se prepararon cinco diluciones (1:9). Con un asa microbiológica se dispersaron 0.1 ml de las diluciones 10⁻⁵ y 10⁻⁶ sobre la superficie de medio de cultivo agar cáscara de jaiba (3, 6 y 9 %), y se incubaron a 26 ± 1 °C durante 72 h. Se empleó la técnica de antagonismo hongo vs bacteria desarrolladas en medio de cultivo sólido. Esta propiedad se probó en tres medios distintos: agar nutritivo (AN), agar papa dextrosa (PDA) y Czapek Dox, mediante el método de caja vaciada, que consistió en inocular 100 µL de suspensión bacteriana (1×10^8 UFC mL⁻¹) y adicionar 20 ml de medio. Después de la solidificación del agar, se colocó una muestra de micelio de *F. oxysporum f. sp. Vanillae* crecido durante siete días a 25 ± 1 °C en medio PDA. Las cajas se incubaron en estufa de cultivo a 25 ± 1 °C. Siete días posteriores a la inoculación se midió el crecimiento radial del micelio, tanto en las cajas que contenían los aislamientos bacterianos como en los testigos (medio sin bacterias). Se obtuvieron 116 aislamientos bacterianos que en su totalidad fueron evaluados en búsqueda de

actividad antagónica contra *F. oxysporum f. sp. Vanillae*. Solo siete de los 116 aislamientos bacterianos presentaron inhibición *in vitro* ante *F. oxysporum f. sp. Vanillae*. Estos aislamientos correspondieron a *Sphingobacterium sp.* (BAC-JAG26 y BAC-JAG89), *Staphylococcus xylosus* (BAC-JAG15), *Serratia sp.* (BAC-JAG4), *Psychrobacter sp.* (BACJAG39), *Pseudomonas sp.* (BAC-JAG101) y *Stenotrophomonas sp.* (BAC-JAG1). Al evaluar la capacidad antifúngica en los tres medios de cultivo se presentaron diferencias significativas entre los aislamientos ($gl=7$, $P<0.0001$). En el medio PDA las bacterias *Serratia sp.* BAC-JAG4 y *Sphingobacterium sp.* BAC-JAG26 redujeron el crecimiento de *F. oxysporum f. sp. 90uspens* en 69% y 52%, respectivamente. En medio AN la inhibición del hongo se incrementó a 75% y 80%. Fue destacable el comportamiento de *S. xylosus* BAC-JAG15 que en medio PDA indujo el 32 % de inhibición, en contraste con el 94 % y 81 % presentado en AN y Czapek. Algunos aislamientos bacterianos en medio Czapek presentaron un comportamiento distinto al observado en PDA y AN. Por ejemplo, bacterias que en estos medios inhibieron el crecimiento del hongo, como *Pseudomonas sp.* BAC-JAG101 (PDA 20 %, AN 77 %), *Sphingobacterium sp.* BAC-JAG26 (PDA 52 %, AN 80 %) y *Sphingobacterium sp.* BAC-JAG89 (PDA 40 %, AN 71 %), en el medio Czapek no lo hicieron. Contrariamente, otros aislamientos como *S. xylosus* BAC-JAG15, *Serratia sp.* BAC-JAG4 y *Stenotrophomonas sp.* BACJAG1 disminuyeron el crecimiento del hongo tanto en PDA y AN hasta en un 94 %, así como en medio Czapek, alcanzando porcentajes de 81 %, 77 % y 79 %, respectivamente. El aislamiento de *Psychrobacter sp.* BACJAG39 fue el que menor porcentaje de inhibición presentó en los medios PDA y Czapek, además de que en AN estimuló discretamente (3 %) el crecimiento del hongo. Los aislamientos *Staphylococcus xylosus* BAC-JAG15, *Serratia sp.* BAC-JAG4 y *Stenotrophomonas sp.* BAC-JAG1 presentaron un fuerte antagonismo contra *F. oxysporum f. sp. Vanillae* en los tres medios probados reduciendo hasta en un 90 % el crecimiento fúngico.

Por su parte en la Facultad de Ciencias Biológicas y Agropecuarias Región Córdoba-Orizaba, Universidad Veracruzana (Ramírez-Mosqueda *et al.*, 2018) realizaron una selección de genotipos de *V. Planifolia Jacks*. Para evaluar la resistencia a *Fusarium oxysporum f. sp. Vanillae*. Se seleccionaron plantas regeneradas de callos friables,

obtenidos a partir de semillas inmaduras de *V. planifolia*, morfotipo Mansa, que presentaron porcentajes altos de polimorfismo genético. Brotes de 2-3 cm de longitud, fueron cultivados en medio de cultivo Murashige y Skoog suplementado con 2.15 mg de 6-bencilaminopurina y 30 g de sacarosa. Al medio de cultivo se le adicionó la dosis letal media de 50 % (v/v) de filtrados fúngicos de *Fusarium oxysporum* f. sp. *Vanillae*, al cabo de seis semanas de exposición de los cultivos al filtrado del hongo, se evaluó el porcentaje de supervivencia de los brotes.

Los brotes que sobrevivieron a la dosis letal media del filtrado del hongo fueron seleccionados, enjuagados con NaClO al 25 % y nuevamente enjuagados tres veces con agua destilada estéril. Posteriormente se procedió a su enraizamiento in vitro, para lo cual fueron transferidos a medio MS al 50 % de su concentración, sin reguladores de crecimiento vegetal. Para su aclimatación se tomaron vitroplántulas (6-8 cm de longitud) 91uspensión91 enraizadas, y se transfirieron a contenedores de 50 x 30 x 5 cm conteniendo una mezcla 1:1 (v/v) de Peat moss (Premier, Rivière-du-Loup, Canada) y Agrolita® (Tlalnepantla de Baz, México). Las plántulas se mantuvieron ocho semanas bajo condiciones de invernadero (sombra del 50 %, humedad relativa entre 80-95 % y temperatura de 28-32 °C). Cuarenta vitroplantas, previamente aclimatadas, fueron seleccionadas por su resistencia al 50 % del filtrado fúngico, para ser expuestas nuevamente a una 91uspensión de conidias (40 conidias mL⁻¹) de *F. oxysporum* f. sp. *Vanillae*. Después de cuatro semanas de cultivo se evaluó el porcentaje de plantas que no mostrasen sintomatología de la enfermedad para ser seleccionadas como resistentes.

Los resultados obtenidos revelaron una variabilidad en la respuesta de los brotes al filtrado fúngico. Al cabo de cuatro semanas de cultivo se observó 100 % de enraizamiento en los brotes que sobrevivieron a la dosis de filtrado fúngico aplicado. Después de ocho semanas de cultivados los brotes enraizados bajo condiciones de invernadero, se pudo constatar 91 % de supervivencia, los cuales no mostraron signos de la enfermedad. Cabe mencionar que los resultados obtenidos en este trabajo (91 % de supervivencia), durante el proceso de aclimatación de esta especie, varían entre un 70-95 %. A las seis semanas de cultivo, se observó 37.5 % de supervivencia de estos al

ser expuestos a dosis del 50% de filtrado fúngico. Estos resultados evidencian la utilidad del método de selección *in vitro* empleado en este estudio para seleccionar líneas con resistencia a *F. oxysporum*.

10. PERSPECTIVAS Y SUGERENCIAS DE ESTUDIOS A FUTURO

Después del análisis detallado expuesto en este trabajo se pretende dejar la puerta abierta para futuras investigaciones que permitan rescatar la herencia cultural y genética que tiene la vainilla, pero también es necesario tener la vista puesta en el futuro para adaptar favorablemente las técnicas que se han desarrollado en las últimas décadas para hacer que esta tecnificación sea realmente productiva.

Algunas de las perspectivas que se podrían aplicar se detallan en la siguiente lista:

10.1 LA TECNIFICACIÓN DE LOS CULTIVOS (INVERNADEROS) QUE PERMITA UNA PRODUCCIÓN PROTEGIDA DE LOS CAMBIOS AMBIENTALES

El cultivo de vainilla bajo invernadero permite reproducir las condiciones climáticas presentes bajo el dosel de la selva tropical y controlarlas (riego, sombreado) para optimizar la producción de vainilla. Además, el invernadero ayuda a proteger la vainilla contra los riesgos climáticos, como el exceso de agua que podría causar la aparición de enfermedades. Además de la protección del cultivo, el invernadero también facilita la intervención del hombre durante todo el período del año asegurando un seguimiento regular del crecimiento de la orquídea.

10.2 LA APLICACIÓN DEL SISTEMA IN VITRO PARA ESQUEJES DE VAINILLA

Bello-Bello *et al.* (2015) documentan un trabajo cuyo objetivo fue evaluar el efecto de cuatro concentraciones (0, 10, 20 y 30 g L⁻¹) de dos agentes osmóticos: manitol y polietilenglicol (PEG), y cuatro concentraciones (0, 1, 2 y 3 mg L⁻¹) de dos inhibidores

del crecimiento vegetal: ácido abscísico (ABA) y paclobutrazol (PAC), sobre la supervivencia y crecimiento in vitro de plantas de *V. planifolia*. En todos los tratamientos se utilizaron brotes de 0.5 cm de altura regenerados in vitro. Estos brotes fueron cultivados en medio de cultivo (MS). A los 180 días de cultivo se evaluó porcentaje de supervivencia, longitud de la planta, número de hojas, número y longitud de raíces. Los cultivos in vitro mostraron valores menores en las variables evaluadas de crecimiento, cuando fueron incrementadas las concentraciones de los agentes osmóticos e inhibidores en el medio de cultivo. Los tratamientos con PAC mantuvieron 100% de supervivencia de los brotes. Sin embargo, este compuesto provocó la presencia de anomalías en la parte apical y radical de las plántulas in vitro. Respecto al ABA, al utilizar 3 mg.L⁻¹ los brotes mostraron valores menores en todas las variables evaluadas y 90% de supervivencia. Estos resultados permitieron establecer un método de conservación in vitro a mediano plazo de *V. planifolia* que prolonga el periodo entre subcultivos cada 180 días, sin afectar la viabilidad y fenotipo de las plantas.

Este tipo de trabajos podrían dar pauta para que se aplique una correcta selección de esquejes sin enfermedades fitosanitarias antes de proceder al sembrado en un área agroforestal.

10.3 EL AISLAMIENTO Y CARACTERIZACIÓN DE MICORRIZAS CON FINES PARA INOCULACIÓN

En la actualidad, la necesidad de obtener cultivos con altos rendimientos y calidad en periodos cortos de tiempo ha llevado al empleo de prácticas agronómicas que dependen de productos agroquímicos. Sin embargo, estas prácticas pueden causar un impacto negativo sobre el medio y con ello la degradación de los recursos naturales, la erosión genética y la contaminación ambiental. Ante esta situación, la biotecnología agrícola se ha convertido en un campo importante de conocimiento científico y de nuevas tecnologías en Marcha, tecnologías que tienen como finalidad principal reducir el uso de productos químicos peligrosos y prácticas agrícolas que tengan efectos perjudiciales sobre el entorno, a la vez que se mantienen o aumentan los rendimientos.

Los microorganismos del suelo desempeñan un papel importante en el contexto agrícola, debido a que contribuyen al funcionamiento de los ecosistemas terrestres, ya que permiten tanto la recuperación de suelos dañados como la sustitución parcial o total de los fertilizantes minerales; además de su bajo costo de producción y la posibilidad de ser producidos a partir de recursos renovables. Para estudiar las comunidades de organismos y ecosistemas se han desarrollado diversas investigaciones (Aguilar-Ulloa, et al., 2015). Por ejemplo, los hongos son los organismos más estudiados debido a su papel como descomponedores primarios y su participación en los ciclos biogeoquímicos. Los hongos formadores de micorrizas son uno de los componentes principales de las comunidades microbianas rizosféricas que permiten establecer relaciones de simbiosis con alrededor del 90% de las plantas vasculares. Son importantes principalmente para lograr una mayor absorción de nutrientes, niveles mayores en la producción de hormonas y clorofila, incremento en la vida útil de las raíces, tolerancia al estrés (abiótico y biótico), mejora de las condiciones del suelo y en el establecimiento de relaciones sinérgicas con otros microorganismos. Por lo tanto, ha cobrado gran importancia el estudio de técnicas para aislar y evaluar el rendimiento de estos organismos con el fin de aplicarlos al suelo como biofertilizantes, constituyendo así una alternativa para la solución de problemas de propagación, aclimatación y nutrición, al reducir los costos de producción y permitir sistemas más eficientes y sostenibles.

Se propone diseñar un método experimental para el aislamiento de hongos micorrícicos de vainilla para su posterior inoculación en los esquejes que se utilizan para el establecimiento de cultivos de vainilla, a fin de asegurar el establecimiento de micorrizas en las plantas.

10.4 EL AISLAMIENTO Y CARACTERIZACIÓN DE BACTERIAS ANTIFÚNGICAS

Tal como lo argumentaron Adame-García *et al.* (2013) y Ramírez-Mosqueda *et al.* (2018), la identificación del patógeno *Fusarium oxysporum*, que causa marchités y deterioro en los cultivos, es un factor importante para saber el tipo de fungicidas que se tendrán que utilizar en los cultivos, así mismo evaluar si los esquejes que provienen de

algún invernadero externo no vengan enfermos y puedan dañar a otras plantas dentro del cultivo.

La elaboración de una base bioinformática de datos biológicos sería de gran utilidad para encontrar información relevante y referente a estos organismos patógenos.

También valdría la pena evaluar si con el inoculamiento de la micorriza las plantas de *V. planifolia* presentan resistencia ante *Fusarium oxysporum* o a otros patógenos.

CONCLUSIÓN.

Durante esta investigación se recopiló información importante sobre el pasado, presente y futuro de la producción de la vainilla tanto en México como a nivel mundial, muchas veces comparando ambos panoramas.

A pesar de tener datos genéticos y filogenéticos suficientes para reconocer las especies y variedades de vainilla, las políticas que asfixian al campo no permiten una correcta producción para que México pueda entrar dentro del ranking mundial.

Los extractos artificiales de vainillina son más solicitados debido a su facilidad económica de adquisición y a la enorme demanda de este insumo por parte de la industria agroalimentaria y esta situación deja en segundo plano a la producción natural que ha sido un legado de varios siglos.

Se han diseñado técnicas de cultivo para su preservación, muchas de ellas enfocadas en el campo de la biotecnología, ya no tanto en la producción agrícola. Se percibe claramente como la comunidad científica quien trabaja por reconocer y mejorar los procesos que puedan preservar las especies de vainilla y a su vez rescatar la herencia de esta planta y sus derivados.

REFERENCIAS.

- Ackerman, J. D. (1986). Mechanisms and evolution of food deceptive pollination systems in orchids. *Lindleyana* 1: 108-113.
- Adame-García, J., Iglesias-Andreu, L.G., Trigos, A., Sánchez-Coello, N. y Luna-Rodríguez, M. (2013). Bacterias antagonistas de *Fusarium oxysporum f. sp. vanillae*. Seminario internacional de la vainilla. 1: pp. 155-160.
- Aguilar-Ulloa, W., Arce-Acuña, P., Galiano-Murillo, F. y Torres-Cruz, T.J. (2015). Aislamiento de esporas y evaluación de métodos de inoculación en la producción de micorrizas en cultivos trampa. *Tecnología en Marcha, Especial Biocontrol*. 6(1):6-14.
- Andrew, J., Linforth, T and Linforth, R. (2010). *Food Flavor Technology*. Division of Food Sciences, University of Nottingham, UK. pp: 378.
- Azofeifa-Bolaños, J.B., Rivera-Coto, G., Paniagua-Vásquez, A. y Cordero-Solórzano, R. (2018). Qualitative selection of cuttings of *Vanilla planifolia* Andrews on the survival and morphogenetic development. *Agron. Mesoam*. 29(3):619-627.
- Baljinder, K. and Debkumar, C. (2013). Biotechnological and Molecular Approaches for Vanillin Production: a Review. *Appl Biochem Biotechnol* 169:1353–1372.
- Baltazar-Nieto, P. (2010). Caracteres morfológicos de vainilla (*Vanilla planifolia j.*) utilizados por el agricultor en la selección de material reproductivo en cuatro municipios de Totonacapán, México. (Tesis para obtener el grado de maestro en ciencias). Institución de Enseñanza e Investigación en Ciencias Agrícolas Puebla, Puebla.
- Barrera-Rodríguez, A.I., Herrera-Cabrera, B.E, Jaramillo-Villanueva, J.L., Escobedo-Garrido, J.S. y Bustamante-González, A. (2009). Caracterización de los sistemas de producción de vainilla (*Vanilla planifolia A.*) bajo naranjo y en malla sombra en el Totonacapán. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*. 10(2): 199-212.
- Bautista-Santiago, K. (2014). Caracterización de la polinización y fitosanidad en tres sistemas de cultivo de vainilla, en Papantla y Coatzintla, Veracruz. (tesis para obtener el

grado de maestro en ciencias) Universidad Veracruzana, Centro de Investigaciones Tropicales.

Baruah, A. and Saikia, N. (2002). Vegetative anatomy of the orchid *Vanilla planifolia* J. Econ. Taxon. Bot. 26. (1): 161-165.

Bello-Bello, J.J., García-García, G.G e Iglesias-Andreu, L. (2015). Conservación de vainilla (*Vanilla planifolia* Jacks.) bajo condiciones de lento crecimiento in vitro. Rev. fitotec. mex. 38(2).

Bernal, R., Gradstein, S.R. y Celis, M. (2015). Catálogo de plantas y líquenes de Colombia. Instituto de Ciencias Naturales, Universidad Nacional de Colombia, Bogotá. <http://catalogoplantasdecolombia.unal.edu.co>

Brundrett, M.C. (2002). Coevolution of roots and mycorrhizas of land plants. New Phytologist 154(2): 275-304.

Calvo, R. N. and Horvitz, C. C. (1990). Pollinator limitation cost of reproduction, and fitness in plants, a transition matrix demographic approach. The American Naturalist 136: 499-516.

Camargo-Ricalde, S.L., Montañó, N.M., De la Rosa-Mera, C.L. y Montañó-Arias, S.A. (2012). Micorrizas: una gran unión debajo del suelo. Revista Digital Universitaria. 13(17): 3-19.

Cameron, K.M., Chase, M.K., Whitten, W.M. Kores, P.J., Jarrell, D.C. Albert, V.A., Yukawa, T., Hills, H.G. And Goldman D.H. (1999). A phylogenetic analysis of the orchidaceae: evidence from rbcL nucleotide sequences. American Journal of Botany 86(2): 208–224.

Cibrián-Jaramillo, A. (1999). Variación Genética de *Vanilla planifolia* en México. Tesis de maestría. Facultad de Biología Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM), Ciudad de México. 60 p.

Cid-Pérez, T.S. y López-Malo, A. (2011). Extractos de vainilla: una mezcla de componentes químicos de aroma y sabor. Temas selectos de ingeniería de alimentos 5:51-63.

Correll, D. S. (1953). Vanilla- its history, cultivation and economic importance. *Economic Botany* 7: 291-358.

Damirón-Velázquez, R. (2004). La vainilla y su cultivo. Dirección General de Agricultura y fitosanitaria. Gobierno del estado de Veracruz. 50 p.

Díaz-Toribio, M.H. (2013). Manual de cultivo de orquídeas. Secretaría de Educación de Veracruz. pp. 68.

Ding, R., Xu-Hui C., Li-Jun, Z., Xiao-Dan, Y., Bo, Q., Ru, D. and Yu-Feng, X. (2014). Identity and Specificity of *Rhizoctonia*-Like Fungi from Different Populations of *Liparis japonica* (Orchidaceae) in Northeast China. *PLoS ONE* 9(8): 1-8.

Dressler, R.L. (1993). *Phylogeny and Classification of the Orchid Family*. Dioscorides Press. Portland, Oregon. 314 p.

Durán, C., Rivero, M., y Seemann, P. (2007). Identificación de endomicorrizas en la orquídea nativa *Gavilea araucana* (PHIL.) CORREA. *Agro sur* 35(2): 67-69.

Flores, F.J.C. (2003). Proceso de producción y comercialización del cultivo de Vainilla (*Vanilla planifolia* A.) en el ejido Primero de Mayo en el Municipio de Papantla, Ver. Universidad Autónoma Chapingo. Departamento de Fitotecnia. pp. 29.

Guevara-Arroyo, E. y Martel-Lozada, J. (2018). "Producción y comercialización de vainilla orgánica". Tesis para obtener el título en "Licenciatura en Administración de Empresas" Benemérita Universidad de Puebla. pp.: 133.

Herrera-Cabrera, B.E., Díaz-Bautista, M., Salazar-Rojas, V.M. y Delgado-Alvarado, A. (2014). Variabilidad genética en vainilla (*Vanilla planifolia* Andrews) de México. *Seminario internacional de vainilla*, 1: 7-27.

Hernández-Hernández, J. (2013). Técnicas implementadas para el cultivo de vainilla en México. *Seminario internacional de la vainilla*. 1: pp. 81-92.

Hipólito-Romero, E. (2011). Modelo de intervención con enfoque ecosistémico para el desarrollo empresarial rural de pequeños productores: estudio de caso en la región

totonaca del estado de Veracruz, México, tesis para obtener el grado de doctor en ecología tropical. Universidad Veracruzana. 226 p.

Hoyos-Carrera, L.R. y Rodríguez-Cabrera, A.D. (2013). Aislamiento de micorrizas en seis especies de orquídeas nativas de Ecuador para la elaboración de un biofertilizante potencialmente útil en la rusticación de orquídeas. (Tesis para obtener el grado de ingeniero en biotecnología de los recursos naturales). Universidad Politécnica Salesiana, Quito.

Iglesias-Andreu, L.G., Andrade-Torres, A., Flores-Estévez, N., Giorgana-Figueroa, J.L., Luna-Rodríguez, M., Nahuat-Dhib, S.L., Noa-Carranza, J.C., Ortiz-Ceballos, A., Reyes-Sosa, C., Rodríguez-Gil, L. y Saenz-Carbonell, L.A. (2014). Establecimiento de las bases biotecnológicas y ecológicas en la mejora genética de *Vanilla planifolia* Jacq. (Orchidaceae). Cuadernos de Biodiversidad 45: 1-6.

Janerette, C. A. (1991). An introduction to mycorrhiza. The Amer. Biolog. Teacher (53): 14-19.

Karremans, A.P., Chinchilla I.F., Rojas-Alvarado, G., Cedeño-Fonseca, N., Damián, A. and Léotard, G. (2020). A reappraisal of Neotropical Vanilla. With a note on taxonomic inflation and the importance of alpha taxonomy in biological studies. Universidad de Costa Rica, Costa Rica. Facultad de Ciencias Ambientales. pp: 104.

Luis-Rojas, S., Ramírez-Velarde, B., Díaz-Bautista, M., Pizano-Calderón, J. y Rodríguez-Lopez Carmen (2020). La producción de vainilla (*Vanilla planifolia*) en México: análisis y pronóstico. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 11(1): 175-187.

Magaña-Rueda, P. y Villaseñor-Ríos, J.L. (2002). La flora de México ¿se podrá conocer completamente? Ciencias 66: 24-26.

Méndez-Cortés, V., García-Salazar, J.A., Ramírez-Jaspeado, R. y Mora-Flores, J.S. (2019). ¿Quién obtiene las mayores ganancias en la comercialización de vainilla (*Vanilla planifolia* J.) en Papantla, Veracruz?: productores o intermediarios. Agroproductividad: 12(9): 35-40.

Menchaca-García, R.A. y Lozano-Rodríguez, M.A. (2018). Conservación ex situ de un cultivo amenazado: la vainilla en De la recolección a los agroecosistemas soberanía alimentaria y conservación de la biodiversidad. Universidad Veracruzana. 253-267.

Moreira-Muñoz, A. (2009). Darwin alrededor de las orquídeas. revista universitaria 104 (17): 18-23.

Moya, M., Durán, M., Silbaja, R. y Vega, J. (1995). Obtención de vainillina de desechos agroindustriales. INDOTÉCNICA 7: 27-30.

Núñez y Domínguez, J.J. (1927). Cuentos mexicanos en 1927. Departamento Editorial De La Dirección General De Las Bellas artes. 84 p

Ordoñez, N.F., Tupac-Otero, J. y Diez, M.C. (2011). Hongos endófitos de orquídeas y su efecto sobre el crecimiento en *Vanilla planifolia Andrews*. Acta Agronómica. 61(3):282-290.

Pansarin, E. R. (2010). Taxonomic notes on Vanilleae (Orchidaceae: Vanilloideae): *Vanilla dietschiana*, a rare south American taxon transferred from *Dictyophyllaria Selbyana* 30: 198-202.

Pansarin, E. R. (2016). Recent advances on evolution of pollination systems and reproductive biology of vanilloideae (orchidaceae). 16(2): 255-267.

Ramírez-Mosqueda, M.A., Iglesias-Andreu., L.G., Armas-Silva A.A, y Noa-Carrazana, J.C. (2018). Selección de genotipos de *Vanilla planifolia Jacks. ex Andrews* resistentes a *Fusarium oxysporum f. sp. vanillae*, mediante biotecnología. Agroproductividad: 11(3): pp: 70-74.

Reyes-Costilla, N. y González de la Vara, M. (1993). "Tlilxóchitl. Los usos de la vainilla", Arqueología Mexicana, núm. 5, pp. 44-48.

Retes-Mantilla, R.F., Torres-Mancera, M.T. y Lugardo-Bravo, M.T. (2015). Ventajas económicas para la industria de alimentos y bebidas en México con el uso de la vainillina obtenida del nejayote. Custos e @gronegocio on line, 11(3): 13-16.

Rivas, M., Warner, J. y Bermúdez M. (1998). Presencia de micorrizas en orquídeas de un jardín botánico neotropical. *Rev. biol.* 46(2).

Rodríguez-Covarrubias, M.I. (2012). Descripción morfológica y molecular de *vanilla sp.*, (Orchidaceae) de la región Costa Sur del Estado de Jalisco. Tesis que para obtener el grado de maestra en ecología tropical. Universidad Veracruzana centro de investigaciones tropicales. 98 p.

SAGARPA (2017). Vainilla mexicana. Planeación agrícola nacional 2017-2030. Subsecretaría de Agricultura. pp. 16.

Salazar-Chávez, G. (2009). Orquídeas. Departamento de Botánica, Instituto de Biología, Diversidad biológica e inventarios. pp. 153-169.

Salazar-Rojas, V.M., Sandoval-Zapotitla, E., Granados-Hernández, C.V., Cruz-Ruíz, Y., Herrera-Cabrera, B.E. y Campos-Contreras, J.E. (2016). Descripción estructural y funcional de caída prematura de frutos de *Vanilla planifolia Jacks. ex Andrews*. Facultad de Estudios Superiores Iztacala, UNAM. Agroproductividad 17-18.

Salazar-Rojas, V.M., Herrera-Cabrera, B.E., Delgado-Alvarado, A. y Campos-Contreras, J. (2013). Planeación estratégica para la conservación del recurso genético vainilla (*Vanilla planifolia Andrews*. Orchidaceae) en su centro de domesticación, región Totonacapán, México. Seminario internacional de la vainilla. 1: 41-63

Sánchez-Gómez, O. (2015). Asociación de Jueces de Orquídeas de Costa Rica. *AJOCORI*. 12: 83-95.

Santiago-Isidro, A. (2003). Producción del cultivo de vainilla *Vanilla planifolia Andrews* y su importancia en el mercado nacional y mundial. Universidad Autónoma Agraria "Antonio Narro". Tesis Monográfica presentada como requisito parcial para obtener el título de: Ingeniero Agrónomo en producción. 105 p.

Santillán-Fernández, A., Salas-Zúñiga, A. y Vásquez-Bautista, N. (2013). La productividad de la vainilla (*Vanilla planifolia Jacks. ex Andrews*) en México de 2003 a 2014. *Revista Mexicana de Ciencias Forestales*. 9(47): 50-70.

Sathiyadash, K., Muthukumar, T., Uma, E. and Pandey, R.R. (2012). Mycorrhizal association and morphology in orchids. *Journal of Plant Interactions*. 7(3): 238-247.

Schoch, C. L., Ciufu, S., Domrachev, M., Hotton, C. L., Kannan, S., Khovanskaya, R.; Leipe, D.; Mcveigh, R.; O'Neill, K.; Robbertse, B.; Sharma, S.; Soussov, V.; Sullivan, J.; Sun, L.; Turner, S. & Karsch-Mizrachi, I. (2020). NCBI Taxonomy: a comprehensive update on curation, resources and tools. *Database (Oxford)*: baaa062. PubMed: 32761142 PMC: PMC7408187.

Schüßler, A. (2001). A new fungal phylum, the Glomeromycota: phylogeny and evolution». *Mycol. Res.* 105(12): 1416.

Secretaría de Economía (2010). Proyecto de Norma Oficial Mexicana (PROYNOM-182-SCFI-2010), Vainilla de Papantla, extractos y derivados Especificaciones, información comercial y métodos de ensayo (prueba). Poder Ejecutivo Federal. México. 10 p.

Solvay (2014). Los procesos sintéticos hacia vainillina. *food ingredients Brasil*. 31: 80-83.

Soto-Arenas, M. A. and Cribb, P. (2010). A new infrageneric classification and synopsis of the genus *Vanilla Plum*. Ex Mill. (Orchidaceae: Vanillinae). *Lankesterian International Journal on Orchidology*, 9: 355-398.

Soto-Arenas, M. A. (1999). Filogeografía y recursos genéticos de las vainillas de México. México DF: Instituto Chino AC. Informe final SNIBCONABIO proyecto No. J101.

Soto-Arenas, M. A. (2006). La vainilla: retos y perspectivas de su cultivo. (CONABIO), *Biodiversitas* 66: 1-9.

The Linnean Society of London. (2003). An update of the Angiosperm Phylogeny Groups classification for the orders and families of flowering plants: APG II. *Botanical Journal of the Linnean Society* 141: 399-436.

Velázquez, E. (1994). Intercambios económicos y organización regional en el Totonacapán. En: Hofman, O. & Velázquez, E. (Coord.). *Las llanuras costeras de Veracruz: La lenta construcción de regiones*. Universidad Veracruzana. pp. 103-128

Vidal, J.P. (2015). "Vanillin". Kirk-Othmer Encyclopedia of Chemical Technology (1999-2015). John Wiley & Sons, Inc. Online: "https://www.academia.edu/6829773/_Alkaloids_In_Kirk_Othmer_Encyclopedia_of_Chemical_Technology?auto=download"

Villaseñor, J.L. y Ortiz, E. (2012). Biodiversidad de las plantas con flores (División Magnoliophyta) en México. *Revista mexicana de biodiversidad* 85: 135-142.

Yamamoto, M., Futamura, Y., Fujioka, K. and Yamamoto, K. (2008). Novel Production Method for Plant Polyphenol from Livestock Excrement Using Subcritical Water Reaction. *International Journal of Chemical Engineering*. 1: 1-7.

Xochipa-Morante, R., Delgado-Alvarado, A., Herrera-Cabrera, B., Escobedo-Garrido, J. y Arévalo-Galarza, L. (2016). Influencia del proceso de beneficiado tradicional mexicano en los compuestos del aroma de *Vanilla planifolia* Jacks. ex Andrews. *Agroproductividad*. 9(1): 55-62.