

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN
FACULTAD DE AGRONOMÍA



TESIS

EVALUACIÓN DE VARIETADES DE VID (*Vitis vinifera* L.) Y FUENTES DE FERTILIZACIÓN EN LA PRODUCCIÓN DE HOJA PARA CONSUMO HUMANO

P R E S E N T A

TANIA FLORES MASKOBI

PARA OBTENER EL TÍTULO DE
MAESTRÍA EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA

General Escobedo, N.L.

Julio de 2015

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE AGRONOMÍA



TESIS

EVALUACIÓN DE VARIETADES DE VID (*Vitis vinifera* L.) Y FUENTES DE FERTILIZACIÓN EN LA PRODUCCIÓN DE HOJA PARA CONSUMO HUMANO

P R E S E N T A

TANIA FLORES MASKOBI

**PARA OBTENER EL TÍTULO DE
MAESTRÍA EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA**

General Escobedo, N.L.

Julio de 2015

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE NUEVO LEÓN

FACULTAD DE AGRONOMÍA



TESIS

EVALUACIÓN DE VARIETADES DE VID (*Vitis vinifera* L.) Y FUENTES DE FERTILIZACIÓN EN LA PRODUCCIÓN DE HOJA PARA CONSUMO HUMANO

P R E S E N T A

TANIA FLORES MASKOBI

**PARA OBTENER EL TÍTULO DE
MAESTRÍA EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA**

General Escobedo, N.L.

Julio de 2015

ESTA TESIS FUE REVISADA Y APROBADA POR EL
COMITÉ PARTICULAR COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL TITULO DE
MAESTRÍA EN CIENCIAS EN PRODUCCIÓN AGRÍCOLA

COMITÉ PARTICULAR

M.C. Nora Estela García Treviño
Directora

Dr. Jesús G. García Olivares
Co-director

Dr. Emilio Olivares Sáenz
Asesor

Dr. Rigoberto E. Vázquez Alvarado
Asesor

Dr. Ernesto Javier Sánchez Alejo
Subdirector de Estudios de Posgrado

DEDICATORIA

A mis padres:

Jesús A. Flores Garza y Ma. Rozana Maskobi Giacomán, que son mi base y punto de apoyo incondicional en cada una de mis locuras y me han obsequiado las herramientas para salir adelante y dominar ante la adversidad.

“Si tus hijos sienten que pueden lograr una meta, habrás triunfado como padre por haberles entregado la mejor de las bendiciones.”

–Brian Tracy

DEDICATORIA

A mis abuelos:

Alberto Flores Cantú y Olga Giacomán Charur, que Dios me los conserve muchos años más y sigan apoyando mis sueños y elogiando mis logros, que he conseguido partiendo de su ejemplo y cariño.

Fuad Maskobi Bukharof[†] y María Elena Garza Leal[†] que, dondequiera que estén, sé que me han apoyado en cada capítulo de mi vida.

“No creo que haya otra cualidad tan esencial para el éxito de cualquier tipo que la perseverancia. Supera a casi todo, incluso a la naturaleza.”

“No tengas miedo de renunciar a lo bueno para perseguir lo grandioso.”

–John D. Rockefeller

DEDICATORIA

A la Ing. María Isabel Rodríguez Ceballos y la Ing. Ruth Sonia Briones Lara,
por sus valiosos consejos y palabras de aliento.

“He descubierto que cada persona exitosa que he conocido ha tenido un momento de crisis. En ese momento fue cuando tomó una decisión clara, específica e inequívoca de no volver a vivir nunca más esas circunstancias.”

–Brian Tracy

Cada una de estas personas admirables por sus cualidades, entre las que destacan la constancia, honestidad y responsabilidad.

AGRADECIMIENTO

Expreso un cordial y especial agradecimiento a la M.C. Nora Estela García Treviño, por amparar con su apoyo y sus conocimientos y estar siempre al pendiente de este proyecto que surgió de una de mis inquietudes. Al Dr. Jesús G. García Olivares, al Dr. Emilio Olivares Sáenz y al Dr. Rigoberto E. Vázquez Alvarado, por formar parte del Comité de Tesis, por su paciencia y sus apreciables sugerencias e interés en la revisión del presente trabajo.

Al exdirector de la Facultad de Agronomía y al actual director, Dr. Jesús Alfonso Fernández Delgado y Dr. Francisco Zavala García, por estar al pendiente de mis necesidades y favorecer mi desarrollo profesional.

Al personal de la Facultad de Agronomía-UANL, del Centro de Agricultura Protegida-UANL, al personal académico y de laboratorio del Centro de Biotecnología Genómica del Instituto Politécnico Nacional, Campus Reynosa y al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), por brindar las facilidades necesarias para realizar y concluir este trabajo. A mis compañeros de generación y amigos presentes durante esta etapa, por todos los momentos vividos, las enseñanzas y el apoyo que siempre me brindaron.

En especial al Dr. Eduardo Madero Tamargo, por compartir sus valiosos conocimientos y estar siempre disponible para esclarecer las dudas que surgieron durante la investigación; y a la Dra. Diana Eugenia Fresnillo Fedorenko, por su considerable apoyo.

*“Cuanto más ayudes a los demás, más ayuda recibirás tú.”
–Brian Tracy*

“Rodéate de la gente correcta. Asóciate con gente positiva, orientada hacia las metas, que te estimulen y te inspiren.”

–Brian Tracy

ÍNDICE DE CONTENIDO

ÍNDICE DE CUADROS	i
ÍNDICE DE FIGURAS	ii
RESUMEN	iii
SUMMARY	iv
1. INTRODUCCIÓN.....	1
1.1. Hipótesis	2
1.2. Objetivos	2
2. REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1. El cultivo de la vid.....	4
2.1.1. Partes de la planta.....	5
2.1.1.1. Sistema radical.....	5
2.1.1.2. Porta-injertos.....	6
2.1.1.3. Variedades de vid	6
2.1.2. Desarrollo y crecimiento de la vid	7
2.1.3. Temperatura	9
2.1.4. Luminosidad	9
2.1.5. Requerimientos de horas frío	10
2.1.6. Requerimientos hídricos	10
2.1.7. Suelo	10
2.1.8. Podas	11
2.1.9. Requerimientos nutricionales	12
2.2. Alternativas de fertilización.....	14
2.2.1. Biofertilizantes	14
2.3. Alternativas de comercialización del cultivo	20
2.3.1. Características de las hojas para consumo humano	21
3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	21
3.1. Ubicación del experimento	22
3.2. Diseño Experimental	22
3.3. Variedades	23
3.4. Fertilización	25

3.5. Colección de datos.....	28
3.5.1. Longitud del tallo.....	28
3.5.2. Número de hojas por planta	28
3.5.3. Número de microorganismos.....	29
3.5.3.1. Metodología para cuantificar esporas	29
3.5.3.2. Metodología para cuantificar UFC.....	32
3.6. Análisis de datos	34
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	35
4.1. Longitud del tallo	35
4.2. Número de hojas.....	36
4.3. Cuantificación de microorganismos	40
5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	44
6. BIBLIOGRAFÍA.....	45

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Descripción de las etapas fenológicas de la vid.....	8
2	Temperaturas óptimas (°C) para cada etapa fenológica del cultivo de la vid.	9
3	Demanda de nitrógeno de los distintos componentes del crecimiento anual para la vid con diferentes rendimientos.	13
4	Ficha técnica del producto Meyfer Líquido® utilizado para la fertilización orgánica.	26
5	Ficha técnica del producto HYT-A Maya Magic 2001® utilizado para la fertilización orgánica.....	26
6	Dosis de fertilización por unidad experimental utilizada en cada aplicación.....	28
7	Análisis de varianza para longitud del tallo registrada entre el 16 de mayo y el 2 de octubre de 2013.....	35
8	Análisis de varianza para número de hojas registrada entre el 9 de mayo y 28 de junio de 2013.....	37
9	Análisis de varianza para el número de esporas de microorganismos.	40
10	Análisis de varianza para el número de UFC de bacterias nitrificantes.	41
11	Comparación de medias de la cuantificación de bacterias nitrificantes entre los tratamientos.	41
12	Comparación de medias de la cuantificación de bacterias nitrificantes por variedades y tratamientos.	41
13	Análisis de varianza para el número de UFC de hongos en general.....	42
14	Análisis de varianza para el número de UFC de hongos y bacterias.....	42
15	Comparación de medias de la cuantificación de UFC de hongos y bacterias entre los tratamientos.	43

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1	Franja vitivinícola mundial.....	4
2	Ilustración de las etapas fenológicas de la vid.	8
3	Hojas de vid (<i>Vitis vinifera</i> L.).....	21
4	Croquis del experimento.	23
5	Variedades de vid evaluadas: a) Málaga Roja y b) Red Globe.	23
6	Caracteres ampelográficos de la hoja.	24
7	Colección de plantas de vid en el INIFAP, La Laguna (Matamoros, Coahuila).	25
8	Selección y preparación de muestras de suelo.....	30
9	Captación de microflora de las muestras de suelo.....	300
10	Preparación para muestreo y observación de esporas.	31
11	Muestreo, observación y cuantificación de esporas.	32
12	Selección y preparación de muestras de suelo.....	33
13	Preparación, muestreo y siembra en placas.	33
14	Incubación y conteo en placas.	34
15	Longitud promedio del tallo (cm) de las variedades (A) y fuentes de fertilización (B).	36
16	Comparación de medias de densidad de hojas entre variedades.	38
17	Densidad de hojas de la interacción entre variedades.	39
18	Análisis de regresión cuadrática de las variables de rendimiento de hoja.	39

RESUMEN

El cultivo de la vid (*Vitis vinifera* L.) tiene diversos propósitos, principalmente se utiliza para la producción de vino o uva de mesa. Sin embargo, debido a la demanda de la hoja de este cultivo para la elaboración de platillos del Medio Oriente, un posible uso alternativo es la producción de la hoja. La demanda de este producto en México ha incrementado a través de los años, pero no existen trabajos de investigación sobre el cultivo de la vid para follaje.

Por lo anterior, el objetivo de este trabajo fue evaluar dos variedades de uva de mesa, Málaga Roja y Red Globe, para la producción de hoja bajo dos fuentes de fertilización, orgánica e inorgánica, orientado a la producción comercial del follaje de este cultivo.

Se midieron las variables de longitud del tallo, densidad de hojas y cuantificación de esporas y unidades formadoras de colonias (UFC) de microorganismos del suelo (en los medios de cultivo CRA, PDA y LB) en la etapa juvenil de la planta. La variedad Red Globe presentó mayor longitud del tallo, mientras que la densidad de hojas de la variedad Málaga Roja fue mayor. Se observó una correlación altamente significativa ($p \leq 0.01$) entre la densidad de hojas y el número de hojas con un tamaño comercial.

SUMMARY

Vine plants (*Vitis vinifera* L.) being used in several purposes through the time, but the main so far, is to elaborate wine or table fresh fruit. The high demand of leaves for human consumption it is an alternative use of grape plant growing, since population worldwide likes the Arab cuisine which includes dishes made up with grape leaves. In Mexico, there is no record about studies in leaf production as final objective.

There for the objective of this study was evaluation of two varieties of table grape, *Malaga Roja* and Red Globe, for leaf production under two fertilizer sources, organic and inorganic to produce leaves commercially.

Length of stem, number of leaves (three sizes according the foliar area, small S, medium M, large L), number of spore and colony former units (CFU) microorganisms in Potato Dextrosa Agar, Congo Red Agar and Lysogeny Broth (PDA, CRA and LB) were measured at the juvenile plant stage. Red Globe variety had the longest stem, while *Malaga Roja* had the amount of leaves. A highly significant correlation ($p \leq 0.01$) between leaf density and the amount of leaves for commercial size was observed.

1. INTRODUCCIÓN

La vid (*Vitis vinifera* L.) es uno de los cultivos de más tradición e historia a nivel mundial. Tradicionalmente se usa el fruto para la producción de vino y de uva de mesa, asimismo, un uso alternativo es el de recolectar la hoja para la elaboración de platillos del Medio Oriente.

La demanda de la hoja de vid, en México y en otras partes del mundo, es constante y con tendencia a incrementar. La hoja se ofrece en el mercado en diferentes presentaciones, la más común es envasada en frascos de vidrio al vacío o en salmuera para su preparación; aunque también se ofrece enlatada en salmuera, ya preparada y lista para consumir. Éstas se obtienen de la poda de los cultivos para la producción de uva de mesa o vino, en los meses de abril y mayo en el norte de la república; sin embargo, no cuentan con la calidad del producto fresco. Este hecho sugiere que existe la oportunidad de cultivar la vid específicamente para la producción de hoja con las características organolépticas únicas de un producto fresco. El problema es que no existe información básica sobre variedades y fertilización para respaldar y promover esta industria con una base científica.

La fertilización es una práctica que amerita atención especial en la producción de hoja de vid, ya que es uno de los factores más importantes para una producción sostenible. El uso continuo de agroquímicos ha provocado la degradación del suelo. Para evitar esto, es de interés particular generar información sobre la aplicación de abonos orgánicos, la inoculación de hongos

endomicorrícicos y microorganismos fijadores de nitrógeno como alternativas al uso de agroquímicos en la producción de vid para hoja.

1.1. Hipótesis

1. La densidad de hojas por planta difiere entre variedades comerciales de uva de mesa, por lo tanto se deben evaluar diferentes variedades de vid en su productividad foliar.

2. Los fertilizantes de origen orgánico e inorgánico tienen efecto diferente sobre la producción de hojas de vid, por lo tanto la prueba de estos materiales aportará diferencias en su crecimiento y desarrollo vegetativo.

1.2. Objetivos

1. Evaluar dos variedades de vid para la producción de hoja de parra en la zona centro del estado de Nuevo León.

2. Evaluar el efecto de la fertilización orgánica e inorgánica en la longitud del tallo, número de hojas y microorganismos en el suelo.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

Tradicionalmente el cultivo de la vid ha sido utilizado para la producción de fruto para consumo en fresco y en la industrialización del mismo, como en la fabricación de vino, por lo que existe una gran diversidad de variedades según su propósito (Duque-Martínez y Yáñez-Barrau, 2005). También está el uso alternativo que se le ha dado a este cultivo de cosechar la hoja para la elaboración de platillos del Medio Oriente.

Algunas de las comunidades árabes llegaron a México en la época del Porfiriato (1876–1911). La población libanesa hasta antes de 1950 se estableció predominantemente en las costas del Golfo de México, en los puertos de Tampico y Veracruz, así como en la península de Yucatán y al cabo de los años se extendieron por todo el país. A su vez, los grupos palestinos y sirios se establecieron en ciudades del norte de la República Mexicana, como Monclova, Saltillo y Monterrey (García-Ita, 2005).

Debido a la presencia de las comunidades árabes en México, sus costumbres se fueron arraigando en el país, entre ellas la de cultivar la vid tanto para consumo como para uso ornamental. García-Ita (2005) mencionó que a partir de que comienza la etapa de aculturación de estas comunidades en su llegada a México, la mayoría de ellos, instalados ya en familia, conservaban y fomentaban sus costumbres, sin dejar de lado una adaptación al contexto mexicano.

Actualmente, ciertos platillos se han arraigado en el gusto de los mexicanos, especialmente el de las hojas de parra, por lo que existe una demanda creciente.

2.1. El cultivo de la vid

La vid (*Vitis vinifera* L.) es uno de los cultivos frutales de más tradición e historia, siendo cultivada en suelos que se encuentran entre los 50° LN y 45° LS. La Figura 1 muestra una imagen ilustrativa de los límites aproximados de la franja vitivinícola mundial. La superficie sembrada con viñedos en el mundo representa alrededor de 7.9 millones de hectáreas (Fregoni y Gatti, 2007).

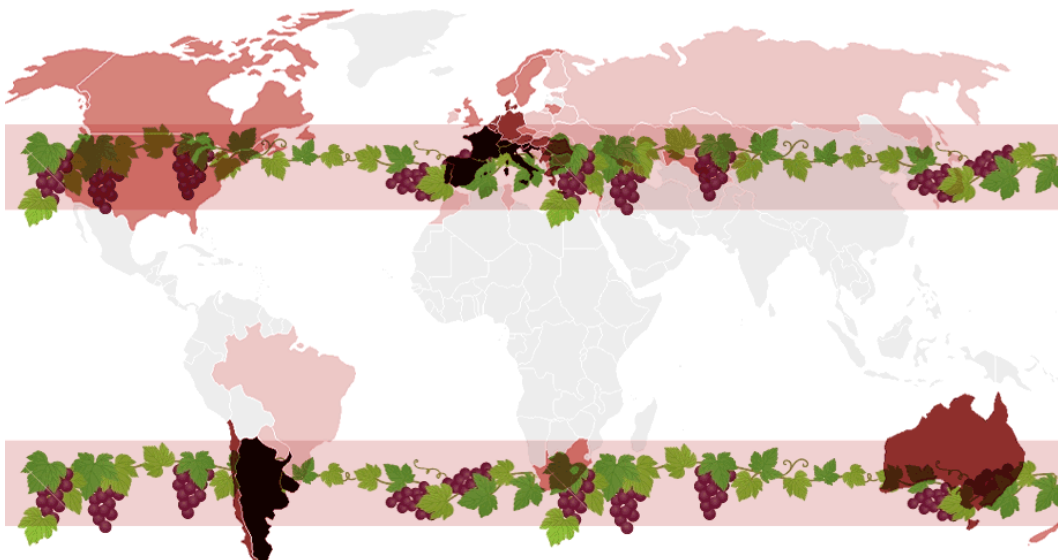


Figura 1. Franja vitivinícola mundial.

La vid pertenece al género *Vitis*, el cual está dividido en dos subgéneros: *Euvitis* y *Muscadinia*. En el subgénero *Euvitis* se pueden distinguir tres grupos: las variedades originarias de América del Norte, que son resistentes a la filoxera (*Dactylosphaera vitifoliae*) y que se utilizan fundamentalmente para la producción de porta-injertos, tales como *V. riparia*, *V. rupestris*, *V. berlandieri*, *V. cordifolia*, *V. labrusca*, *V. candicans* y *V. cinerea*; las variedades asiáticas que son representadas por alrededor de 10 a 20 especies, entre ellas *Vitis amurensis* que es muy resistente a las heladas pero no tolera la sequía; y las variedades

europeas, representadas por la *Vitis vinifera* L., como única especie que tiene cualidades para la producción de vino, sin embargo, ésta es sensible a la filoxera y a las enfermedades criptogámicas (Almanza, 2011).

2.1.1. Partes de la planta

La planta de vid está conformada por el sistema radical, también llamado patrón o porta-injerto y la parte aérea de la planta que corresponde a la variedad o cepa, conformada por el tronco, brazos, pámpanos, sarmientos, hojas, flores, zarcillos y frutos. La altura del tronco depende del propósito, si éste es para la producción de vino normalmente comprende entre los 20 y 40 cm y en el caso de la producción para uva de mesa entre 180 y 200 cm. El diámetro del tronco puede variar entre los 10 y 30 cm en una planta ya establecida. Las funciones del tronco son principalmente el almacenamiento de sustancias de reserva, la sujeción de los brazos y pámpanos, y la conducción de los elementos minerales y fotosintatos. Los brazos se encargan de conducir los nutrientes. Los pámpanos son los brotes que portan las yemas, las hojas, los zarcillos y las inflorescencias (Chauvet y Reynier, 1984).

2.1.1.1. Sistema radical

La vid tiene un sistema radical denso y de crecimiento rápido, el cual es un órgano de acumulación de reservas. En sus tejidos se almacenan diversas sustancias de reserva, principalmente almidón, que sirve para asegurar la brotación después de la dormancia. La raíz tiene un período de crecimiento inicial, que toma de 7 a 10 años; posteriormente un período de estabilización, de 10 a 40

años; y finalmente un período de decadencia, que se presenta a partir de los 50 años de edad de la planta (Martínez-de-Toda, 1991).

2.1.1.2. Porta-injertos

Los porta-injertos en la vid se utilizan para optimizar la resistencia a ciertas enfermedades, éstos se han utilizado desde finales de 1800 en Europa y posteriormente en Estados Unidos, a partir de un problema con filoxera, el que no se logró controlar utilizando únicamente agroquímicos, desde entonces una solución económica fue la del uso de porta-injertos (Márquez-Cervantes *et al.*, 2007). Los más utilizados son híbridos de especies americanas (*V. riparia*, *V. rupestris* y *V. berlandieri*) y/o de éstas con viníferas (*V. vinifera*), con el objetivo de conseguir un material resistente (Hidalgo, 2002).

En algunas ocasiones se requiere del uso de porta-injertos con características que contribuyan en el desarrollo y productividad de las variedades comerciales (Alarcón *et al.*, 2001). Algunos porta-injertos benefician a la cepa en cuanto a condiciones de estrés, además de ser capaces de mejorar la calidad del fruto bajo un esquema de inocuidad y sustentabilidad, ya que evita la incorporación de contaminantes al suelo (Osorio *et al.*, 2003).

2.1.1.3. Variedades de vid

Madero-Tamargo (2014) mencionó que existen alrededor de 7,000 y 10,000 variedades de uva a nivel mundial. México fue el primer país de América en el que

se introdujo la viticultura para su explotación comercial, sin embargo se cuenta con muy poca información sobre variedades de vid.

La especie *Vitis vinifera* L. presenta bayas con características para su consumo, ya sea de manera directa como uva de mesa o pasa o industrializada para jugos, vinos, jaleas, entre otros productos. De esta especie se derivan más del noventa por ciento de las variedades que se cultivan en el mundo (Madero-Tamargo, 2014).

Las variedades de vid se pueden clasificar según su propósito comercial: a) variedades para consumo en fresco, b) variedades para pasa, c) variedades para vinificación y d) variedades para jugo (Madero-Tamargo, 1988).

También se pueden clasificar según su tolerancia a factores adversos, como a enfermedades, plagas, condiciones ambientales, altas concentraciones de cal, entre otros; o por su forma de uso, porta-injertos para problemas en el suelo ó híbridos productores directos cuando el problema es en el medio aéreo (Martínez-de-Toda, 1991).

2.1.2. Desarrollo y crecimiento de la vid

El desarrollo de la vid depende de diversos factores. Un factor por el que está directamente influenciado es el clima (Jones y Davis, 2000). Dependiendo del régimen climático se puede determinar la capacidad de producción del cultivo en una zona o región (Piña y Bautista, 2004). Las etapas fenológicas de la vid, ilustradas en la Figura 2, se describen en el Cuadro 1.



Figura 2. Ilustración de las etapas fenológicas de la vid.

Cuadro 1. Descripción de las etapas fenológicas de la vid.

Etapa fenológica	Descripción
1. Hinchazón de yemas	Las yemas comienzan a aumentar de tamaño, las hojuelas se separan ligeramente y aparecen hojas más delgadas y finas.
2. Apertura de yemas	Debido a un mayor crecimiento, las hojuelas que cubren las yemas se separan.
3. Aparición de inflorescencias	Aparece la inflorescencia, que alcanza alrededor de 5 cm de largo.
4. Floración	Se abren las flores.
5. Fructificación	Aparecen los frutos, con una medida aproximada de 2.5 mm.
6. Maduración	Los frutos completan el envero (coloración del fruto).

Durante el ciclo de crecimiento activo de la vid, el cual se presenta de manera anual, se distinguen cuatro fases que tienden a ser simultáneas, a superponerse o alternarse; de esta manera se tiene el crecimiento radical, el crecimiento de las ramas y la estructura permanente, el desarrollo floral y la fructificación (Bautista, 1995). Uno de los factores más importantes para la producción de hojas es el crecimiento del brote lateral, el cual se origina a partir de las yemas laterales (Valor y Sánchez, 2003).

2.1.3. Temperatura

La temperatura es un factor climático muy importante para definir el tiempo y la velocidad de las etapas fenológicas de la vid. Cada variedad tiene su propia temperatura fisiológica base, también llamada cero de vegetación, determinada por acumulación de grados día de crecimiento (GDC). Las temperaturas óptimas para el cultivo de la vid se presentan en el Cuadro 2 (Valor y Sánchez, 2003).

Cuadro 2. Temperaturas óptimas (°C) para cada etapa fenológica del cultivo de la vid.

Etapa fenológica	Temperatura óptima °C
Apertura de yemas	8–12
Floración	18–22
Floración a envero	22–26
Envero a maduración	20–24

Almanza (2011), mencionó que las variedades de fruto blanco son menos exigentes en temperatura que las de fruto rojo debido a la fase de envero.

2.1.4. Luminosidad

Debido a que la vid es una planta que requiere luz en abundancia, alrededor de 1,500 a 1,600 horas-luz anuales, durante el periodo vegetativo debe acumular un mínimo de 1,200 dependiendo de la latitud en la que se haya establecido. Los cultivos de vid sembrados más cerca del ecuador tienen la ventaja de que la luz solar es constante durante todo el año, lo que optimiza su producción (Almanza, 2011).

2.1.5. Requerimientos de horas frío

La vid es una planta de tipo arbustivo caducifolia que requiere de acumulación de horas frío para salir de su período de dormancia. Este valor depende de la variedad y está comprendida en un rango de entre 150 a 1200 horas. Los requerimientos de frío en la vid son inferiores a los de la mayoría de frutales caducifolios y la acumulación depende de los factores climáticos de cada localidad. Los rangos menores a los mencionados provocan una brotación reducida, no uniforme y el retraso en la maduración de frutos (Almanza, 2011).

2.1.6. Requerimientos hídricos

La vid es propensa a enfermedades fúngicas, por lo que en zonas húmedas su producción no ha tenido éxito, sin embargo, es un cultivo resistente a la sequía (Veihmeyer y Hendrickson, 1950).

Los requerimientos hídricos dependen de la variedad y el ciclo fenológico en que se encuentre la planta. Sellés *et al.* (2000) mencionaron que es conveniente contar con un coeficiente del cultivo (K_c), que relacione la evapotranspiración de la vid con las distintas etapas fenológicas.

2.1.7. Suelo

La vid se adapta a diversos tipos de suelos, inclusive a los de escasa fertilidad, los franco-arenosos y silicio-calizos son los preferibles en la producción destinada a vinos de calidad (Almanza, 2011).

La materia orgánica en el suelo es de vital importancia para la calidad y productividad en cultivos de uva de mesa, debido a su influencia en los ciclos de los nutrientes, en la estructura del suelo, la retención de agua, la regulación de la temperatura en la rizósfera, entre otras propiedades (Sierra-Bernal, 2001).

2.1.8. Podas

La práctica de la poda consiste en la eliminación de partes vivas de la planta, tales como sarmientos, brazos, partes del tronco y partes herbáceas, con la finalidad de modificar el hábito de crecimiento natural de la planta, adecuándola a las necesidades del productor. Algunos de los beneficios principales de la poda son contribuir a definir la forma de la planta, postergar el envejecimiento de la planta mediante la renovación de sus partes, limitar el número de yemas a fin de mantener el equilibrio necesario entre la producción de frutos y madera para asegurar la producción y distribuir convenientemente las unidades de carga en la planta según su capacidad para mantener una producción uniforme.

Según su finalidad, las podas se clasifican en poda de formación, poda de fructificación, poda de rejuvenecimiento o renovación, poda de restauración o reconversión y poda de trasplante (Aliquó *et al.*, 2010).

La poda de formación se lleva a cabo desde su establecimiento y durante toda la fase juvenil de la planta, generalmente abarca de dos a tres años, dependiendo de la variedad; este tipo de poda determina la estructura que la planta mantendrá toda su vida, con el propósito de formarla de acuerdo al sistema de conducción elegido según su propósito, de manera que le permita tener un equilibrio que le

facilite la recepción de luz solar a todos sus órganos aéreos. La poda de fructificación se realiza después de que la planta ha sido formada de acuerdo al sistema de conducción designado; su finalidad es seleccionar las yemas fértiles y mejor ubicadas para una producción eficiente. La poda de rejuvenecimiento o renovación se efectúa en plantas envejecidas que presentan bajo vigor y escaso crecimiento vegetativo o una floración deficiente; en ésta se eliminan las partes envejecidas para estimular el nacimiento de otras nuevas. La poda de restauración o reconversión es en la que se deja solamente el tronco principal y su finalidad es la reconversión varietal por medio de injertos de yema. Por último, la poda de trasplante, que es la menos común en viticultura, se realiza cuando se desea trasplantar una planta ya desarrollada establecida en el suelo (Aliquó *et al.*, 2010).

Las podas también pueden ser clasificadas según la época en la que se realizan. La poda invernal o seca se efectúa después de la caída de las hojas y antes de la brotación, cuando la planta entra en dormancia. La poda en verde, que es un complemento de la anterior, se realiza en la etapa vegetativa de la planta, principalmente sobre brotes jóvenes no requeridos, mal ubicados o dobles. Se realiza desde el inicio de la brotación y puede durar hasta pocos días antes de la maduración de los racimos (Aliquó *et al.*, 2010).

2.1.9. Requerimientos nutricionales

La disponibilidad de los nutrientes para la planta se puede determinar a partir del pH, el cual, en vid, debe estar entre 5.5 y 6.5. En suelos muy ácidos se pueden presentar deficiencias de fósforo, calcio, magnesio, boro y molibdeno y toxicidades

de aluminio, hierro y magnesio. En suelos alcalinos pueden ser igualmente las deficiencias en fósforo y elementos menores. En suelos mal drenados puede presentar toxicidad de hierro, magnesio y azufre. Las necesidades nutricionales dependen de la etapa fenológica, por ejemplo, el nitrógeno es de suma importancia en la etapa juvenil por su influencia en el desarrollo vegetativo y reproductivo (Sierra-Bernal, 2001). En cambio, en la edad adulta, las necesidades nutritivas son mayores y el efecto de la fertilización se observa en el crecimiento de la siguiente cosecha, ya que depende de las reservas acumuladas en las raíces, el tronco y los sarmientos (Martínez-de-Toda, 1991).

En el Cuadro 3, se presenta la demanda de nitrógeno de los distintos componentes de la planta para alcanzar diferentes rendimientos de fruto (Silva y Rodríguez, 1995).

Cuadro 3. Demanda de nitrógeno de los distintos componentes del crecimiento anual para la vid con diferentes rendimientos.

Rendimiento (t ha ⁻¹)	Fruto	Hoja	Brote	Raíz	Estructura Permanente	Total
	(kg N ha⁻¹)					
15	20.0	14.7	10.7	3.6	5.8	55
20	20.6	19.6	14.3	4.8	7.8	73
25	33.3	24.5	17.8	6.1	9.7	91
30	39.9	29.4	21.4	7.3	11.6	110

En el cultivo de la vid, el nitrógeno es absorbido por la raíz de la planta como nitrato (NO₃-) y como amonio (NH₄+). El exceso de este produce efectos como la elongación de la etapa vegetativa promoviendo el crecimiento de follaje, además del retardo de la senescencia (Sierra-Bernal, 2001).

2.2. Alternativas de fertilización

La producción de follaje de un cultivo de vid se puede optimizar aplicando productos orgánicos. Entre los diversos productos para cumplir dicho propósito se encuentran los que contienen bacterias promotoras de crecimiento vegetal y los ácidos húmicos y fúlvicos.

Los fertilizantes químicos presentan baja eficiencia para ser asimilados por los cultivos, por consiguiente, el fertilizante que no es aprovechado por las plantas provoca un impacto ambiental adverso, como contaminación de mantos acuíferos, la lluvia ácida, el calentamiento global, entre otros (Armenta-Bojórquez *et al.*, 2010). Otra de las desventajas del uso de estos productos es que a la larga provocan problemas a la microbiota del suelo, por lo que surge la intención de desarrollar y promover sistemas de producción orgánica sostenible (Lee-Rodríguez, 2006).

La aplicación de abonos orgánicos, la inoculación de hongos endomicorrícicos y microorganismos fijadores de nitrógeno son alternativas que pueden emplearse en la producción agrícola (Velasco-Velasco *et al.*, 2001). Sin embargo, la agricultura orgánica no depende únicamente de no aplicar agroquímicos a los cultivos, ya que las plantas requieren ciertos elementos esenciales para su crecimiento y desarrollo.

2.2.1. Biofertilizantes

La definición del término biofertilizante es muy amplia, abarca desde microorganismos, abonos verdes y estiércoles, hasta extractos de plantas

(Vessey, 2003). Recientemente se ha introducido el término de biofertilizantes para referirse a productos que contienen microorganismos como bacterias y hongos micorrícicos, que al ser inoculados pueden vivir asociados o en simbiosis con las plantas y estimular su nutrición y protección, por medio de la fijación de nitrógeno y fósforo, entre otras funciones (Salgado-García y Núñez-Escobar, 2010).

Los microorganismos son de gran importancia en la naturaleza y sus relaciones con el hombre son cada día más evidentes. El desarrollo y uso de los biofertilizantes se contempla como una alternativa para la sustitución parcial o total de los fertilizantes minerales. Los beneficios que presenta el uso de microorganismos en la agricultura se pueden clasificar de la siguiente manera:

a) fitoestimulantes, que estimulan la germinación de las semillas y el enraizamiento por la producción de reguladores del crecimiento, vitaminas, entre otras sustancias;

b) biofertilizantes, que tienen la capacidad de incrementar el suministro de los nutrimentos por su acción sobre los ciclos biogeoquímicos, tales como la fijación de nitrógeno atmosférico, la solubilización de elementos minerales o la mineralización de compuestos orgánicos;

c) mejoradores, capaces de mejorar la textura del suelo contribuyendo a la formación de agregados estables;

d) agentes de control biológico de patógenos, que desarrollan fenómenos de antagonismo microbio-microbio;

e) biorremediadores, que eliminan productos como pesticidas, herbicidas y

fungicidas; y

f) mejoradores ecofisiológicos, que incrementan la resistencia al estrés tanto biótico como abiótico (Grageda-Cabrera *et al.*, 2012).

Algunos de los beneficios en el uso de biofertilizantes en la agricultura son el aumento de la capacidad de las plantas para absorber agua y nutrientes del suelo, por lo que reduce los requerimientos de irrigación y fertilización en los cultivos, también estimula el crecimiento y establecimiento de las plántulas, asimismo el enraizamiento de esquejes, aumento del vigor de las plántulas y plantas adultas. Además se utiliza como biocontrol de fitopatógenos, en algunos casos promueve la reducción de los tiempos de cosecha, incrementa el rendimiento de los cultivos tanto en campo como en invernadero, aumenta la calidad de los frutos, reduce la contaminación ambiental, entre otras ventajas (Aguado-Santacruz, 2012).

Los microorganismos poseen una gran diversidad de funciones a través de las cuales se promueve el crecimiento de las plantas. Considerando estas funciones se han identificado cuatro grupos de microorganismos promotores de crecimiento vegetal:

a) microorganismos que incorporan nitrógeno al sistema planta-suelo mediante su fijación biológica, entre los más eficientes se encuentran las bacterias que pertenecen al género *Rhizobium*, *Sinorhizobium*, *Mesorhizobium*, *Bradyrhizobium*, *Azorhizobium* y *Allorhizobium*;

b) microorganismos que incrementan la captación de nutrientes y agua, en los que se incluyen las micorrizas que favorecen en la capacidad de adaptación de las plantas a condiciones adversas y juegan un papel importante en la absorción de

agua, fósforo, zinc, azufre y cobre (Alarcón *et al.*, 2001); además de otras bacterias como *Azospirillum* spp., que se encargan de incrementar la capacidad de absorción de agua y nutrientes por las plantas mediante la estimulación de su crecimiento radical a través de la producción de hormonas;

c) microorganismos que aumentan la disponibilidad de nutrientes que se encuentran en el suelo en formas no asimilables, en las que se incluyen los microorganismos que solubilizan fósforo mediante la producción de fosfatasas o ácidos orgánicos, como el *Bacillus megaterium* o *Pseudomonas fluorescens*, o las bacterias oxidadoras de azufre que se encargan de convertir azufre elemental o cualquier forma reducida de este elemento a sulfato, que es el ion aprovechable por las plantas, además de microorganismos productores de sideróforos, como ciertas especies de los géneros *Pseudomonas*, *Bacillus* y *Flavobacterium*, los cuales incrementan la disponibilidad de hierro para las plantas; y

d) microorganismos que poseen actividades antagónicas contra agentes fitopatógenos, tales como algunas especies de *Pseudomonas*, *Bacillus*, *Serratia*, *Flavomonas*, *Curtobacterium* y *Trichoderma* (Aguado-Santacruz, 2012).

Las que son más utilizadas en la agricultura están estrechamente relacionadas al género *Rhizobium*, las cuales son fijadoras de nitrógeno (diazotróficas) y establecen relaciones mutualistas dentro de los nódulos de las raíces de las leguminosas. En el caso de las especies no leguminosas, las bacterias del género *Azospirillum* han demostrado su capacidad para incrementar la fijación del nitrógeno atmosférico. Entre los organismos diazotróficos, que emplean el complejo enzimático de la nitrogenasa para convertir nitrógeno atmosférico en

amonio, están: *Acetobacter*, *Azospirillum*, *Azotobacter*, *Bacillus*, *Beijerinckia*, *Enterobacter*, *Herbaspirillum*, *Klebsiella*, *Pseudomonas*, *Serratia* y las cianobacterias *Anabaena* y *Nostoc*, o los que forman simbiosis estrictas como: *Allorhizobium*, *Azorhizobium*, *Bradyrhizobium*, *Frankia*, *Mesorhizobium*, *Rhizobium* y *Sinorhizobium* (Aguado-Santacruz, 2012).

Las funciones de los hongos del suelo son múltiples, degradan materia vegetal, benefician a las plantas asociándose a sus raíces e incluso algunos les producen enfermedades (Aguilera-Gómez *et al.*, 2007). En cuanto a inoculantes fúngicos, los hongos que han sido investigados con mayor frecuencia son las micorrizas, por los beneficios que ofrece en la nutrición de las plantas (Aguado-Santacruz, 2012).

Se han realizado numerosas investigaciones en diferentes cultivos, como en el caso del arroz, que requiere para su nutrición altas cantidades de nitrógeno, fósforo y potasio, donde se ha comprobado que el uso combinado de bacterias fijadoras de nitrógeno y promotoras del crecimiento (*Azotobacter chroococcum* y *Azospirillum* sp.), junto con hongos solubilizadores de fosfato (*Penicillium janthinellum*) permiten obtener incrementos de rendimiento (Sanjuán-Pinilla y Moreno-Sarmiento, 2010).

La importancia y manejo de microorganismos benéficos en la agricultura se ha incrementado de manera que se ha generado todo un movimiento comercial de éstos, la producción y comercialización de productos biofertilizantes está

encaminada al fortalecimiento de sistemas de producción sostenible (Alarcón y Ferrera-Cerrato, 2000).

El avance en el agotamiento de los recursos naturales debido al uso de prácticas agrícolas inadecuadas continúa siendo una de las principales preocupaciones especialmente en los países en vía de desarrollo. Entre las pérdidas de mayor impacto está la degradación del suelo, ya que este recurso representa la base de la producción de los alimentos (Méndez y Viteri, 2007).

La alternativa de biofertilización se puede utilizar prácticamente en cualquier especie de interés agronómico, como lo mencionaron Uribe *et al.* (2007) en el cultivo de maíz, ya que proporciona diversas ventajas respecto a la aplicación de fertilizantes químicos, entre estas se puede mencionar: menores costos de producción que conllevan a incrementar la productividad; menor dependencia de fertilizantes químicos y menor impacto ambiental; además, la biofertilización es imprescindible en la agricultura orgánica, con el consiguiente valor agregado de las producciones en los mercados ecológicos (Sanjuán-Pinilla y Moreno-Sarmiento, 2010).

Algunos productos disponibles en el mercado, como el HYT-A® Maya Magic 2001, contienen microorganismos en estado latente durante su vida de anaquel, de manera que al activarlo para utilizar el producto, los microorganismos actúan y permiten agilizar diversas acciones que benefician tanto el aprovechamiento de nutrientes contenidos en el suelo, como la relación entre la raíz y él mismo, de

manera que se restablece su equilibrio microbiológico mejorando la producción de los cultivos (Agrinos, 2012).

2.3. Alternativas de comercialización del cultivo

La vid es principalmente cultivada para la producción de su fruto, ya sea para su consumo en fresco o deshidratada y como insumo para la fabricación de vinos o jugos.

La hoja de vid para consumo humano, en la elaboración de algunos platillos de origen libanés (*warak arish*), es una alternativa de producción que hasta la fecha se obtiene de plantas dedicadas a otro propósito; sin embargo, debido a que el follaje es indispensable para las diversas funciones en el crecimiento y calidad del fruto, no es conveniente cosecharla durante todo el año.

La demanda de este producto es constante principalmente en las comunidades árabes de México y en la industria de los restaurantes de comida palestina-libanesa, por lo que se considera viable establecer cultivos de vid con el propósito de la producción de hoja (Canavati-Bitar, comunicación personal, 7 de mayo de 2012).

Un valor agregado que se le puede adicionar a este producto es el de producirlo bajo esquema orgánico. Debido a la tendencia de la sociedad por consumir alimentos libres de químicos y/o producidos con el menor impacto ambiental se considera viable evaluar de esta manera el rendimiento de hoja.

2.3.1. Características de las hojas para consumo humano

Las características morfológicas de las hojas dependen de la variedad y son de suma importancia, debido a que en la elaboración del platillo libanés en el que se utilizan, es trascendental lo definido de su forma pentalobulada. En la Figura 3 se puede observar la diferencia en la forma que tienen las hojas de algunas variedades para vinos tintos (Figura 3a) y vinos blancos (Figura 3b).

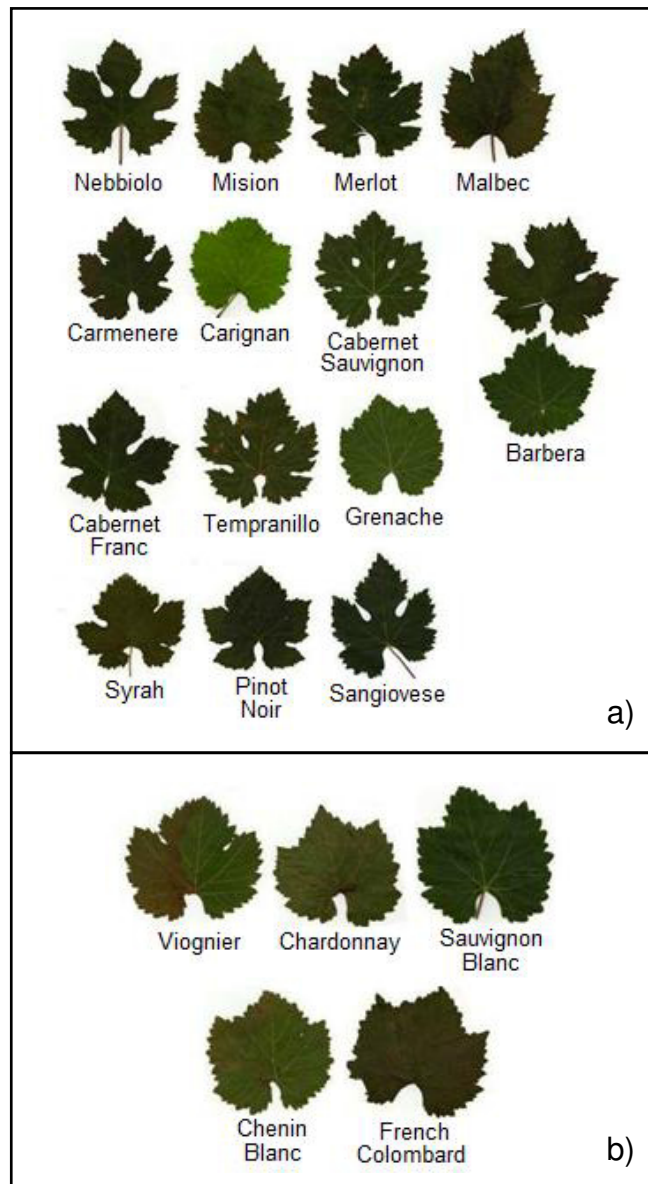


Figura 3. Hojas de vid (*Vitis vinifera* L.).
a) Para vinos tintos y b) para vinos blancos.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación del experimento

El experimento se estableció en la Facultad de Agronomía de la Universidad Autónoma de Nuevo León, Campus de Ciencias Agropecuarias, ubicada en el municipio de General Escobedo, Nuevo León, el cual se encuentra a 25° 54' de latitud norte; 25° 43' de latitud sur; 100° 28' de longitud oeste; y 100° 15' de longitud este; a una altitud promedio de 510 msnm (Garza-Guajardo, 2006).

3.2. Diseño Experimental

El diseño experimental original constaba de 128 plantas, bajo un diseño de bloques completos al azar con arreglo factorial 4x2 (variedades x fuentes de fertilización). Cada bloque con ocho plantas de cada variedad distribuidas al azar.

El diseño experimental final utilizado fue completamente al azar con dos factores: variedad y fuente de fertilización. El factor variedad tuvo dos niveles y el factor fertilización tres. Los niveles de los factores se combinaron para formar seis tratamientos, los cuales se repitieron tres veces (Figura 4). La unidad experimental estuvo constituida por una planta.

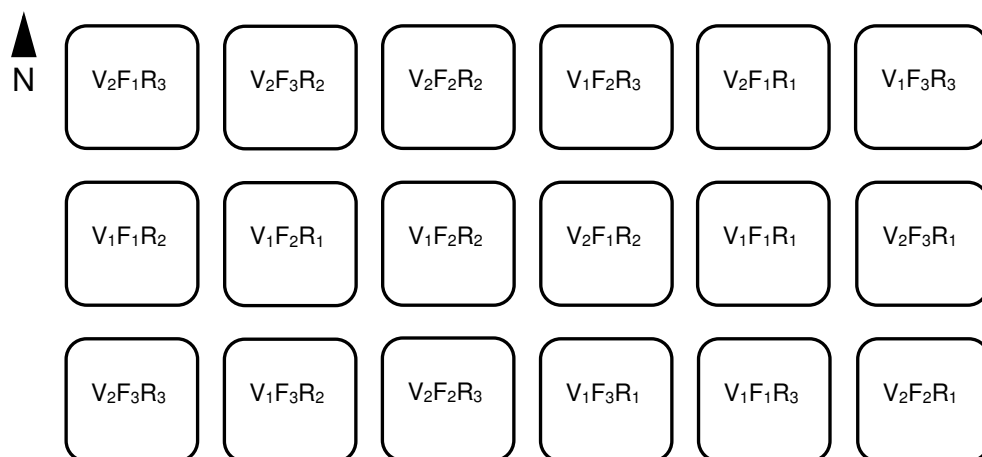


Figura 4. Croquis del experimento.

Variedades: V1 = Málaga Roja, V2 = Red Globe. Niveles de fertilización: F1 = orgánica, F2 = inorgánica, F3 = Testigo. Repeticiones: R1, R2, R3.

3.3. Variedades

Se evaluaron dos variedades de vid (*Vitis vinifera* L.) para uva de mesa: Málaga Roja (Figura 5a) y Red Globe (Figura 5b). Estas se seleccionaron debido a que sus hojas presentan características deseables por el consumidor para la elaboración del platillo en el que se utiliza.

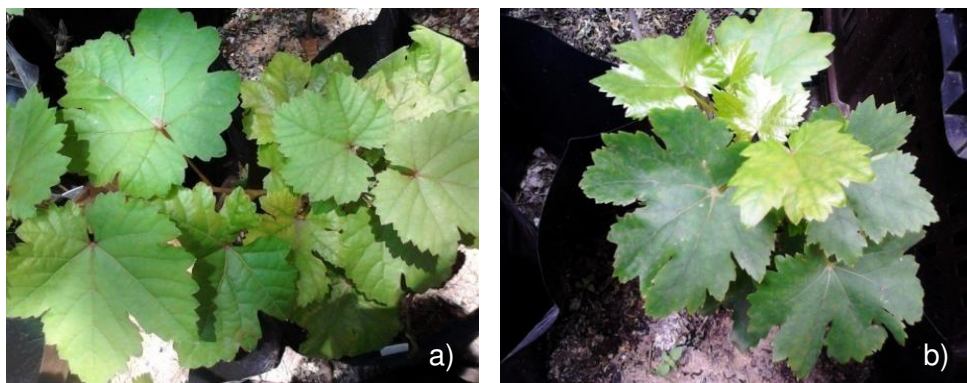


Figura 5. Variedades de vid evaluadas: a) Málaga Roja y b) Red Globe.

La forma de la hoja está determinada por la longitud de las nervaduras (L1, L2, L3, L4 y L'2, L'3, L'4) y los ángulos entre las nervaduras (α , β , γ). El tamaño de la

hoja se determina a partir de su longitud (L) y de su anchura (I). La hoja está contorneada por el seno peciolar (SP), el seno lateral superior (SLS) y el inferior (SLI), separando los lóbulos (LT, LLS, LLI) (Figura 6) (Reynier, 1995).

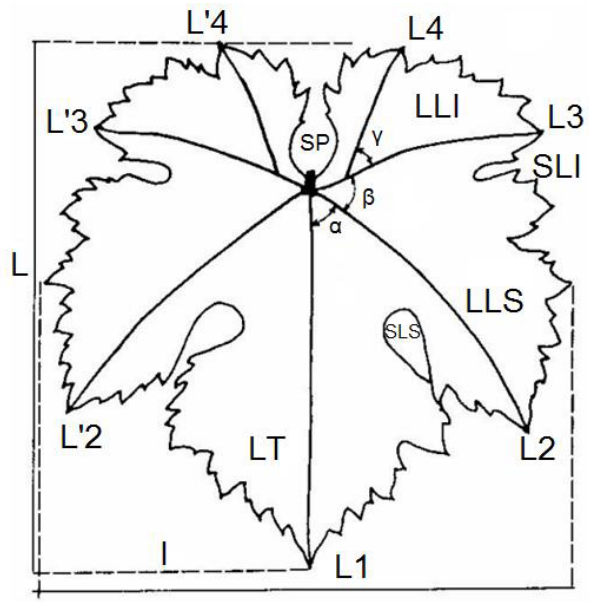


Figura 6. Caracteres ampelográficos de la hoja.

Las plantas de vid se obtuvieron en el vivero del Campo Experimental La Laguna del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP), en Matamoros, Coahuila y se trasladaron a General Escobedo, Nuevo León el 2 de agosto de 2012 (Figura 7).



Figura 7. Colección de plantas de vid en el INIFAP, La Laguna (Matamoros, Coahuila).

El inicio del experimento fue el día 7 de agosto de 2012 cuando las plantas tenían altura promedio de 25 cm. En esta fecha se transfirió cada planta a una bolsa de polietileno negro con capacidad de 20 kg. Se utilizó un sustrato preparado en base a suelo arcilloso, hojas trituradas, gallinaza y aserrín en igual proporción de cada uno de ellos. La preparación y el manejo de todas las unidades experimentales se realizaron de manera homogénea.

Las plantas se regaron uniformemente durante todo el experimento. Se realizó una poda de invierno el 11 de noviembre del 2012.


3.4. Fertilización

Se evaluaron dos fuentes de fertilización y un testigo. Los niveles del factor fertilización fueron:


- a) F₁, fuente orgánica: se utilizaron dos productos, Meyfer Líquido® (gallinaza procesada) de Vertia Fertilizantes® descrito en el Cuadro 4, (Treviño-Martínez, comunicación personal, 19 de julio de 2012); y HYT-A Maya Magic 2001® de Agrinos® descrito en el Cuadro 5 (Agrinos, 2012).

- b) F₂, fuente inorgánica: se utilizó el fertilizante Poly-feed 12-43-12® de Haifa®; y
- c) F₃, testigo: sin fertilización (sólo sustrato preparado).

Cuadro 4. Ficha técnica del producto Meyfer Líquido® utilizado para la fertilización orgánica.

 <small>Fertilizante y Mejorador de Suelo de Origen Orgánico</small>	Porcentaje en peso
Nitrógeno Total (N)	1.020
Fósforo (P ₂ O ₅)	0.050
Potasio (K ₂ O)	0.061
Calcio (Ca)	0.020
Magnesio (Mg)	0.003
Azufre (S)	0.050
Fierro (Fe)	0.002
Zinc (Zn)	0.001
Manganeso (Mn)	0.001
Cobre (Cu)	0.005
Molibdeno (Mo)	0.005
Metilcarbinol	30.000
Acondicionadores e Inertes	55.032

Cuadro 5. Ficha técnica del producto HYT-A Maya Magic 2001® utilizado para la fertilización orgánica

	Ingredientes activos
<i>Azotobacter vinelandii</i>	<i>Trichoderma harzianum</i>
<i>Clostridium pasteurianum</i>	<i>Aspergillus</i>
<i>Nitrosomas</i>	<i>Lactobacillus</i>
<i>Nitrobacter</i>	<i>Bacillus subtilis</i>
<i>Pseudomonas</i>	<i>Bacillus cereus</i>
<i>Pseudomonas fluorescens</i>	<i>Bacillus thuringiensis</i>

Micrococcus

Lactobacter

Teramoactenomicetos

Actinomicetos

Liquen

Bacillus megaterium

Rhizobium

Cytokinina extraída de algas

Trichoderma viride

Las plantas se fertilizaron en tres ocasiones: a) la primera aplicación se realizó el 7 de mayo del 2013, coincidiendo con el inicio de la toma de datos; b) la segunda aplicación se realizó 30 días después de la primera (6 de junio); y c) la tercera aplicación se llevó a cabo 30 días después de la segunda (6 de julio), de acuerdo a las recomendaciones de los productos aplicados para la etapa vegetativa temprana.

Para la preparación de la fuente orgánica se realizó el siguiente procedimiento: tres días antes de cada aplicación se disolvieron 3 mL (0.5 mL/planta) del producto HYT-A Maya Magic 2001® de Agrinos® en 3 L de agua y se dejó fermentar por 72 horas para la activación de los microorganismos. Una vez que se activó el producto se aplicaron los 500 mL/planta de la solución preparada. Enseguida se preparó la solución del otro componente orgánico, Meyfer Líquido® de Vertia®, disolviendo 78 mL (13 mL/planta) en 3 L de agua y se aplicaron 513 mL por planta.

Para la preparación de la fuente inorgánica, se hizo una solución de 1 g del fertilizante Poly-feed 12-43-12® de Haifa®, por cada litro de agua. Se aplicaron 500 mL de la solución a cada planta. Las dosis de fertilizante aplicadas por planta se encuentran descritas en el Cuadro 6.

Cuadro 6. Dosis de fertilización por unidad experimental utilizada en cada aplicación.

Fuente	Producto	i.a./planta
1 Orgánica	HYT-A Maya Magic 2001® + Meyfer Líquido®	0.5 mL 13.0 mL
2 Inorgánica	Poly-feed 12-43-12®	0.5 g
3 Testigo	Ninguno	0

3.5. Colección de datos

Las variables que se midieron para el presente experimento fueron: longitud del tallo, número de hojas por planta y número de microorganismos. En esta última se utilizaron metodologías para cuantificar esporas y unidades formadoras de colonias (UFC) de hongos y bacterias.

3.5.1. Longitud del tallo

La variable longitud del tallo se tomó desde la superficie del suelo hasta la punta del tallo principal y se midió en dos fechas: al inicio (el 16 de mayo de 2013) y al final del ciclo (el 2 de octubre de 2013). El crecimiento del tallo en el período estudiado fue la diferencia de estas dos mediciones.

3.5.2. Número de hojas por planta

Para la variable número de hojas por planta se clasificaron las hojas en tres tamaños; denominando como chica a las que tuvieran medidas de 1–4 cm tanto de largo como de ancho, mediana las de 4.1–8 cm y grandes las mayores de 8.1 cm. El número de hojas totales se refiere a los tres tamaños. La densidad de hojas se obtuvo dividiendo la longitud del tallo entre el número de hojas totales por planta. Se tomaron los datos a partir del 9 de mayo hasta el 7 de agosto de 2013 a

intervalos de 10 días, sin embargo, las últimas tres fechas no se consideraron en los análisis estadísticos, ya que se perdieron hojas debido a un ataque fúngico. Las hojas grandes se cosecharon por tener el tamaño apropiado para su consumo.

3.5.3. Número de microorganismos

Número de microorganismos. Se contaron número de esporas y UFC de hongos y bacterias en el suelo con las metodologías utilizadas en el Centro de Biotecnología Genómica del Instituto Politécnico Nacional (CBG-IPN). Los medios de cultivo que se utilizaron, así como el material de laboratorio fueron facilitados por el CBG-IPN (Campus Reynosa, Tamaulipas).

3.5.3.1. Metodología para cuantificar esporas

El conteo de esporas se realizó los días 29 y 30 de agosto del 2013, a los 114, 84 y 54 días de la primera, segunda y tercera fertilización, respectivamente. Se tomó una muestra de 20 g de cada una de las muestras de suelo, se colocaron en tubos Falcon® de 50 mL y se rellenaron con agua desionizada hasta 45 mL. Cada tubo se colocó en un agitador Vortex® por un minuto con la finalidad de homogeneizar las muestras (Figura 8).

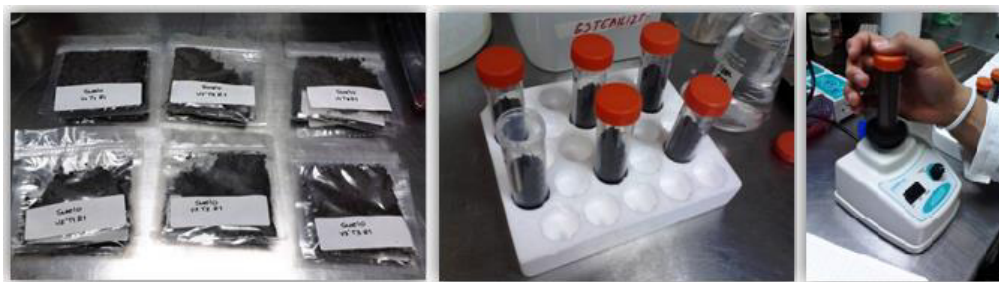


Figura 8. Selección y preparación de muestras de suelo.

El contenido de los tubos se hizo pasar por una serie de tamices apilados con diferente tamaño de poro (50, 74 y 178 micras), colocando el de poro más grande en la parte superior y el de poro más chico en la inferior. Se utilizó una pipeta con agua desionizada para facilitar el paso de las partículas por los tamices. Las partículas sobrantes del primer tamiz se desecharon. Las partículas sobrantes del segundo tamiz se pasaron al tamiz inferior para lograr captar la mayor cantidad de microflora. Posteriormente, la muestra resultante se colocó de nuevo en los tubos Falcon® previamente lavados y se rellenaron con agua desionizada hasta 35 mL. Se agregaron 9 mL de saturado de azúcar en cada muestra utilizando para ello una jeringa, cuidando de introducirla hasta el fondo del tubo (Figura 9).



Figura 9. Captación de microflora de las muestras de suelo.

Se verificó que las muestras tuvieran el mismo volumen para colocarlas en una máquina de centrifugado. Los tubos se centrifugaron a 3500 rpm por 15 minutos. Luego se retiraron cuidadosamente, evitando movimientos bruscos, para posteriormente muestrear los microorganismos (Figura 10).



Figura 10. Preparación para muestreo y observación de esporas.

Previamente se modificaron otros tubos Falcon® para el muestreo, cortando la punta y colocando papel Whatman #1 en la boca del tubo. Cada tubo modificado se colocó en un matraz Kitasato conectado a una bomba de vacío. Se tomaron las esporas contenidas en la parte superior de la muestra para colocarlas en el fondo del tubo modificado. Se retiraron los tubos del matraz y se colocó el papel filtro con las esporas colectadas en portaobjetos. Se colocó cada muestra en el estereoscopio con un acetato cuadrículado a 0.5 cm, se observaron las muestras y se cuantificaron las esporas de seis cuadros de cada muestra (Figura 11).

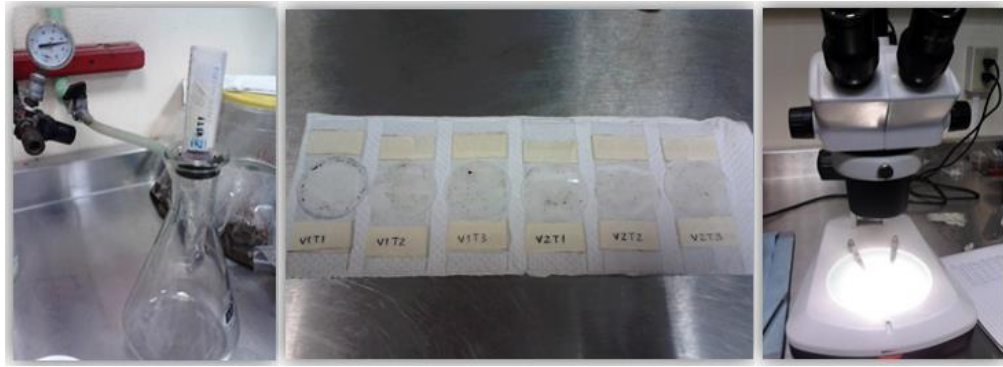


Figura 11. Muestreo, observación y cuantificación de esporas.

3.5.3.2. Metodología para cuantificar UFC

El conteo de UFC se realizó los días 5 y 6 de septiembre del 2013, a los 121, 91 y 61 días de la primera, segunda y tercera fertilización, respectivamente. Se utilizaron tres medios de cultivo: LB (Lysogeny broth) para identificar hongos y bacterias; PDA (Potato Dextrose Agar) para hongos en general, a excepción de los micorrícicos; y CRA (Congo Red Agar) para las bacterias nitrificantes asociadas a la rizósfera.

Para realizar estos procedimientos se requirió una muestra de 1 g de suelo que se colocó en tubos Falcon® y se le agregó agua estéril hasta completar 15 mL. Estos se colocaron en el agitador Vortex® por un minuto hasta homogeneizar las muestras (Figura 12).

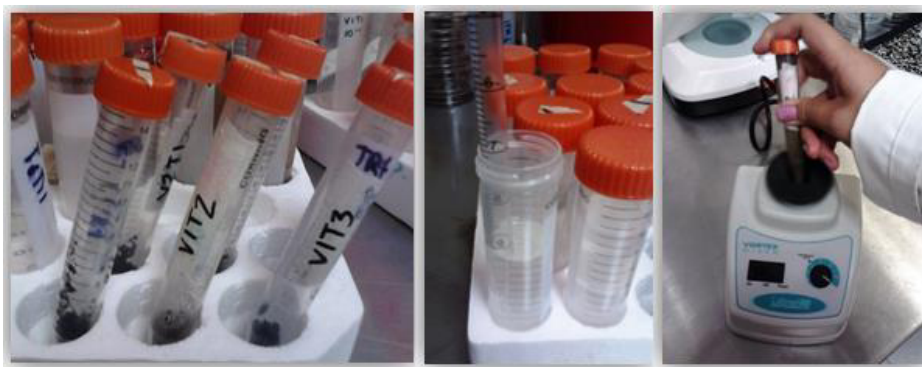


Figura 12. Selección y preparación de muestras de suelo.

Se hicieron diluciones con agua esterilizada para llegar a una concentración de 10^{-2} . De esta muestra se tomaron $20\ \mu\text{L}$ para sembrar en una campana de flujo laminar un total de 18 placas de cada uno de los medios (LB, PDA y CRA), de la que corresponden tres repeticiones de cada muestra (Figura 13).

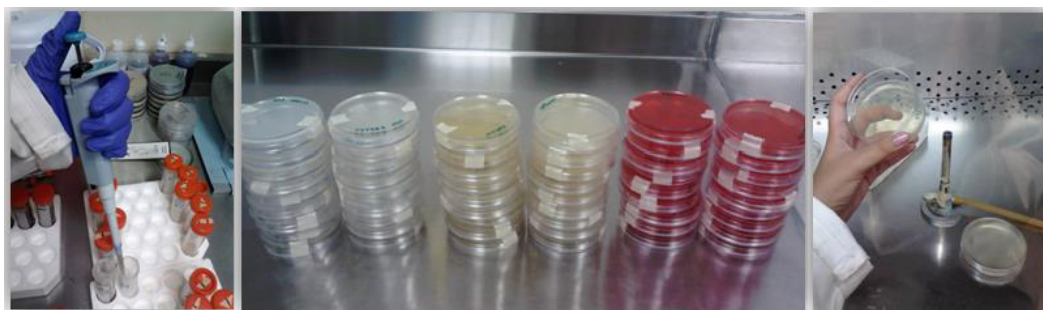


Figura 13. Preparación, muestreo y siembra en placas.

Al terminar las siembras se colocaron en la incubadora por 24 horas para posteriormente hacer el conteo. Se dividió la caja en cuatro cuadrantes y se realizó el conteo con apoyo de un marcador, se eligieron dos secciones al azar y se obtuvo la media de ellos, para multiplicar por cuatro y obtener el total de unidades por caja (Figura 14).

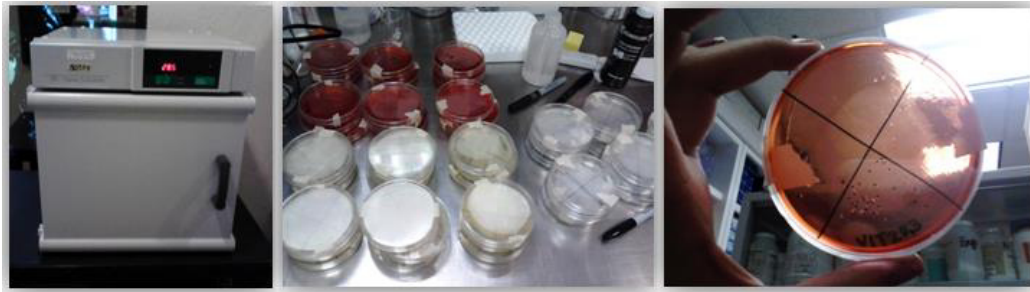


Figura 14. Incubación y conteo en placas.

3.6. Análisis de datos

Para estudiar el efecto de los tratamientos se utilizó análisis de varianza en el programa Minitab 17 Statistical Software. Las comparaciones de medias se efectuaron con la diferencia mínima significativa (DMS) en el paquete estadístico de la Facultad de Agronomía (UANL, 2013).

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Longitud del tallo

El análisis de varianza para la variable longitud del tallo mostró que existe diferencia significativa entre variedades ($p \leq 0.05$); y entre fuentes de fertilización presentó una diferencia altamente significativa ($p \leq 0.001$) (Cuadro 7).

Cuadro 7. Análisis de varianza para longitud del tallo registrada entre el 16 de mayo y el 2 de octubre de 2013.

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
Variedades	982.7	1	982.7	5.07	0.044*
Fertilización	4923.0	2	2461.5	12.70	0.001***
V x F	328.1	2	164.1	0.85	0.453 NS
Error	2326.7	12	193.9		
Total	8560.5	17			

V = variedades; F = fuentes de fertilización. * $p \leq 0.05$ = diferencia significativa; *** $p \leq 0.001$ = diferencia altamente significativa; NS = diferencia no significativa.

La comparación de medias de la longitud del tallo entre variedades indicó que la variedad Red Globe produce tallos más largos que la variedad Málaga Roja ($p \leq 0.05$) (Figura 15A). Estos resultados se pueden atribuir a que la variedad Red Globe es un cultivar de brotación intermedia, mientras que la Málaga Roja es de brotación tardía (Madero-Tamargo, comunicación personal, 19 de febrero de 2014). Además, los estudios ampelográficos de la variedad Málaga Roja, indican que una de sus características es la de formar tallos con entrenudos cortos a muy cortos, por lo que disminuye su longitud total (Dreamhost, 2008).

La comparación de medias de las fuentes de fertilización indicó que los tratamientos son diferentes entre sí ($p \leq 0.001$), siendo el de fertilización inorgánica el de la media más alta (Figura 15B), posiblemente los abonos orgánicos no

tuvieron el tiempo suficiente para tener una mineralización oportuna para aportar suficientes nutrientes disponibles para la planta en el periodo de medición de esta variable.

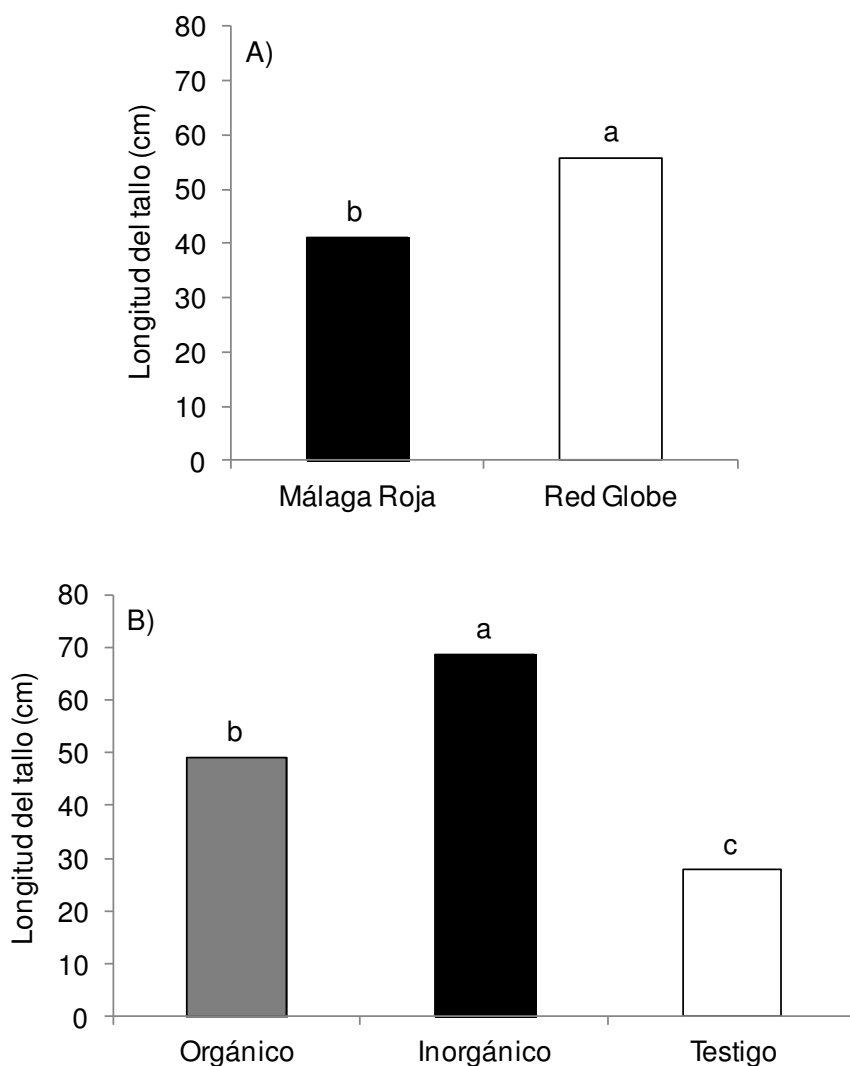


Figura 15. Longitud promedio del tallo (cm) de las variedades (A) y fuentes de fertilización (B).
A) DMS (0.05) = 10.1; B) DMS (0.05) = 12.4

4.2. Número de hojas

Para analizar los datos se obtuvo la densidad de hojas por centímetro de tallo, dividiendo la longitud del tallo entre el número de hojas. El análisis de varianza

mostró diferencia altamente significativa entre variedades ($p \leq 0.01$) y diferencia significativa ($p \leq 0.05$) en la interacción entre variedades y fuentes de fertilización (Cuadro 8). La media total de la densidad de hojas en la variedad Málaga Roja fue de 1.7 y en la variedad Red Globe de 0.9.

Cuadro 8. Análisis de varianza para número de hojas registrada entre el 9 de mayo y 28 de junio de 2013.

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
Variedades	2.63	1	2.63	11.869	0.005**
Fertilización	0.88	2	0.44	1.974	0.181 NS
V x F	2.83	2	1.41	0.370	0.013*
Error	2.66	12	0.22		
Total	8.99	17			

V = variedades; F = fuentes de fertilización. * $p \leq 0.05$ = diferencia significativa; ** $p \leq 0.01$ = diferencia altamente significativa; NS = diferencia no significativa.

Los resultados se pueden atribuir a que las variedades tienen características ampelográficas diferentes, lo cual coincide con la caracterización hecha por Dreamhost (2008) y Madero-Tamargo (comunicación personal, 19 de febrero de 2014). Mientras que para la interacción entre variedades y fuentes de fertilización, la diferencia se puede deber a que la eficiencia de absorción de nutrientes en vid difiere según la variedad. Sierra-Bernal (2001) mencionó que algunos investigadores han encontrado que la eficiencia de absorción en vid es diferente en cada variedad. Se ha encontrado que oscilan entre el 30% y el 50%, por lo que existe una fuerte influencia de la variedad en el aprovechamiento del nitrógeno aplicado. Además se tiene que enfatizar que las condiciones climáticas de cada año en particular tienen una gran influencia a la respuesta de cada variedad.

La comparación de medias de la densidad de hojas entre variedades (Figura 16) indicó que las variedades son diferentes entre sí ($p \leq 0.01$), siendo la variedad Málaga Roja la de mayor rendimiento total con una densidad de 1.7 hojas por centímetro de tallo.

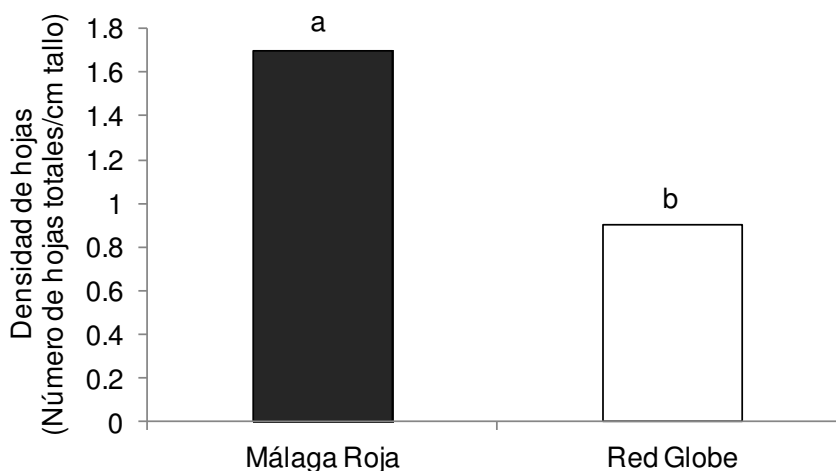


Figura 16. Comparación de medias de densidad de hojas entre variedades.
DMS (0.01) = 0.5

La comparación de medias de la densidad de hojas en la interacción entre variedades y fuentes de fertilización indicó que la variedad Málaga Roja (Figura 17A) respondió de igual manera con la fertilización orgánica que con el testigo, lo que se puede atribuir al contenido del sustrato. Sin embargo, en la variedad Red Globe (Figura 17B) se obtuvo mayor respuesta con la fertilización inorgánica.

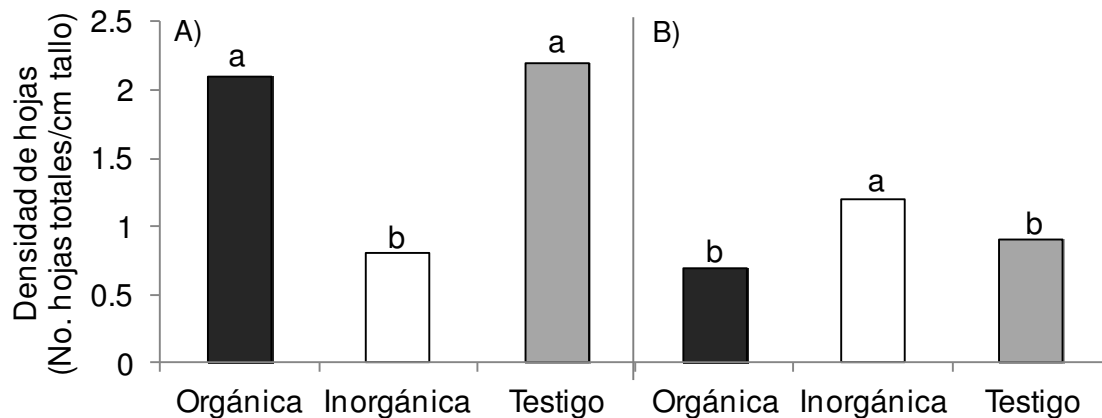


Figura 17. Densidad de hojas de la interacción entre variedades.
A) Málaga Roja y B) Red Globe. DMS (0.05) = 0.6

Para observar a fondo los resultados se hizo un análisis de regresión cuadrática con las variables de rendimiento de hoja. Se observó que a medida que se incrementó la densidad de hojas, el número de hojas de tamaño comercial aumentó. Sin embargo, a partir de 1.77 hojas por cm de tallo el tamaño de la hoja tendió a disminuir al incrementarse la densidad (Figura 18).

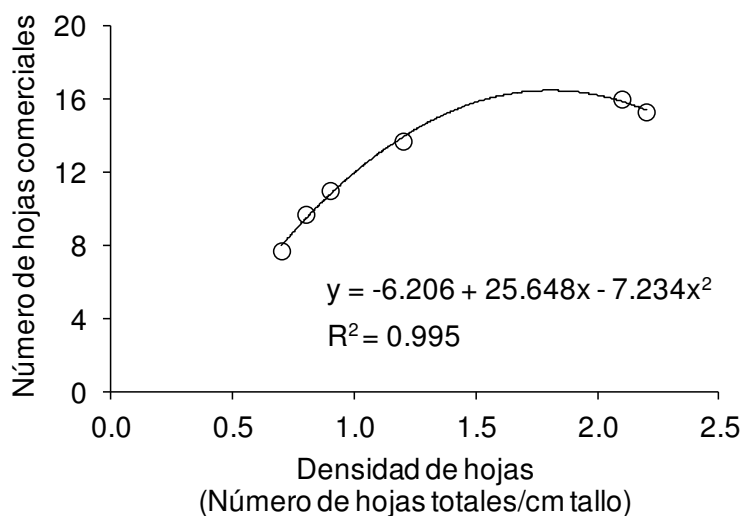


Figura 18. Análisis de regresión cuadrática de las variables de rendimiento de hoja.

4.3. Cuantificación de microorganismos

Para la metodología de cuantificación de esporas se hizo un análisis de varianza en el que se observó que no hubo diferencias significativas entre los tratamientos (Cuadro 9).

Cuadro 9. Análisis de varianza para el número de esporas de microorganismos.

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
Variedades	261.4	1	261.4	2.689	0.111 NS
Fertilización	89.6	2	44.8	0.461	0.635 NS
V x F	379.6	2	189.8	1.953	0.160 NS
Error	2915.8	30	97.2		
Total	3646.3	35			

V = variedades; F = fuentes de fertilización. NS = diferencia no significativa.

Para la metodología de cuantificación de UFC en los medios CRA, PDA y LB, se hicieron análisis de varianza de los datos obtenidos por cada medio de cultivo.

El análisis de varianza para el número de UFC de bacterias nitrificantes asociadas a la rizósfera, cuantificadas en el medio CRA, mostró diferencia significativa para los tratamientos ($p=0.017$) y altamente significativa ($p=0.001$) para la interacción de variedades y tratamientos (Cuadro 10).

Cuadro 10. Análisis de varianza para el número de UFC de bacterias nitrificantes.

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
Variedades	2837.6	1	2837.6	1.055	0.325 NS
Fertilización	31605.8	2	15802.9	5.877	0.017**
V x F	65547.1	2	32773.6	12.189	0.001*
Error	32266.7	12	2688.9		
Total	132257.1	17			

V = variedades; F = fuentes de fertilización. NS = diferencia no significativa; ** $p \leq 0.01$ = diferencia altamente significativa; * $p \leq 0.05$ = diferencia significativa.

La comparación de medias de los tratamientos, presentada en el Cuadro 11, reveló un mayor número de UFC de bacterias nitrificantes en el tratamiento con fertilización orgánica.

Cuadro 11. Comparación de medias de la cuantificación de bacterias nitrificantes entre los tratamientos.

Tratamiento	Medias de cantidad de bacterias
Orgánico	230.000 a
Químico	139.333 b
Testigo	143.000 b

a, b letras diferentes indican que hay diferencia entre los tratamientos. DMS (0.05).

Al estudiar la comparación de medias de los tratamientos dentro de cada variedad (Cuadro 12), se observó que la variedad Málaga Roja, tiene mayor cantidad de bacterias en el suelo que circunda la rizósfera.

Cuadro 12. Comparación de medias de la cuantificación de bacterias nitrificantes por variedades y tratamientos.

Variedad	Tratamiento	Medias de cantidad de bacterias
Málaga Roja	Orgánico	326.667 a
	Químico	97.333 b
	Testigo	126.000 b
Red Globe	Orgánico	133.333 a
	Químico	181.333 a
	Testigo	160.000 a

a, b letras diferentes dentro de la misma variedad indican que hay diferencia entre los tratamientos. DMS (0.05).

La mayor cantidad de bacterias en el tratamiento con fertilización orgánica en el suelo de la variedad Málaga Roja, indicó que el material orgánico aplicado estimuló el crecimiento de microorganismos, por lo que pudo haber incrementado la disponibilidad de nitrógeno en el suelo, no solo por la descomposición de la materia orgánica aplicada, sino por la actividad de las bacterias.

El análisis de varianza para la cuantificación de UFC de hongos en el medio PDA mostró que no hay diferencia estadística entre las variables (Cuadro 13).

Cuadro 13. Análisis de varianza para el número de UFC de hongos en general.

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
Variedades	5547.6	1	5547.6	1.405	0.259 NS
Fertilización	1753.4	2	876.2	0.222	0.804 NS
V x F	23616.4	2	11808.2	2.911	0.088 NS
Error	47370.7	12	3947.6		
Total	78287.1	17			

V = variedades; F = fuentes de fertilización. NS = diferencia no significativa.

El análisis de varianza para el medio LB mostró diferencia significativa ($p=0.037$) para los tratamientos (Cuadro 14).

Cuadro 14. Análisis de varianza para el número de UFC de hongos y bacterias.

FV	SC	GL	CM	F	Sig.
Variedades	32.0	1	32.0	0.004	0.953 NS
Fertilización	78812.4	2	38496.2	4.381	0.037*
V x F	38656.0	2	19328.0	2.149	0.159 NS
Error	107946.7	12	8995.6		
Total	225447.1	17			

V = variedades; F = fuentes de fertilización. NS = diferencia no significativa; * $p \leq 0.05$ = diferencia significativa.

En la prueba de comparación de medias para los tratamientos (Cuadro 15), se observó que el mayor contenido de UFC se encontró en el tratamiento con fertilización orgánica.

Cuadro 15. Comparación de medias de la cuantificación de UFC de hongos y bacterias entre los tratamientos.

Tratamiento	Medias de cantidad de hongos y bacterias
Orgánico	342.667 a
Químico	234.667 ab
Testigo	184.000 b

a, b letras diferentes indican que hay diferencia entre los tratamientos. DMS (0.05).

Estas respuestas en microorganismos también han sido reportadas en otros cultivos como el maíz, chile habanero, entre otros, debido al efecto de los microorganismos promotores de crecimiento vegetal, cuando son aplicados como biofertilizantes (Aguado-Santacruz, 2012), (Bashan *et al.*, 2014), (Hernández-Mendoza *et al.*, 2010), (Reyes-Ramírez *et al.*, 2014).

5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Las variedades de vid evaluadas presentaron diferencias en el comportamiento agronómico, ya que se observaron distintos efectos en los parámetros productivos evaluados. La relación inversa entre la longitud del tallo y la densidad de hojas se puede deber al número de entrenudos desarrollados por cada variedad. En este caso, la variedad Málaga Roja presentó mayor densidad de hojas. Sin embargo, es necesario evaluar la densidad de hojas en otras variedades, tanto de uva de mesa como para vino y su adaptación en el estado de Nuevo León, para promover esta alternativa de producción del cultivo.

Respecto a la respuesta de las fuentes de fertilización se observó que con los productos orgánicos hubo incrementos en rendimiento (densidad de hojas) en la etapa juvenil de la planta. Por lo anterior, se recomienda el uso de biofertilizantes para la producción de hoja de parra, siendo una alternativa sustentable en el cultivo de la vid. Se sugiere evaluar otras fuentes y niveles de fertilización para observar el efecto del rendimiento de hoja en distintas etapas fenológicas de la vid.

6. BIBLIOGRAFÍA

- Agrinos. 2012. Ficha técnica de producto HYT-A® Maya Magic 2001 http://int.agrinos.com/es/hyt_a (Consulta: enero 12, 2012).
- Aguado-Santacruz, G.A. 2012. Uso de microorganismos como biofertilizantes. *In:* Aguado-Santacruz, G. A. (ed.). Introducción al uso y manejo de los biofertilizantes en la agricultura. INIFAP/SAGARPA. México, pp. 35-64.
- Aguilera-Gómez, L.I., V. Olalde-Portugal, M.R. Arriaga y R. Contreras-Alonso. 2007. Micorrizas Arbusculares. *Ciencia Ergo Sum* 14(3): 300-306.
- Alarcón, A., M.C. González-Chávez, R. Ferrera-Cerrato y A. Villegas-Monter. 2001. Efectividad de *Glomus fasciculatum* y *Glomus etunicatum* en el crecimiento de plántulas de *Vitis vinifera* L. obtenidas por micropropagación. *Terra Latinoamericana* 19(1): 29-35.
- Alarcón, A. y R. Ferrera-Cerrato. 2000. Biofertilizantes: Importancia y Utilización en la agricultura. *Agricultura Técnica en México* 26: 191-203.
- Aliquó, G., A. Catania, y G. Aguado. 2010. La poda de la vid. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentación. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. 34 p.
- Almanza, P.J. 2011. Determinación del crecimiento y desarrollo del fruto de vid (*Vitis vinifera* L.) bajo condiciones de clima frío tropical. Tesis de Doctorado en Ciencias Agropecuarias. Universidad Nacional de Colombia Facultad Agronomía, Escuela de Posgrados. Bogotá D.C., Colombia. 148 p.
- Armenta-Bojórquez, A.D., C. García-Gutiérrez, J.R. Camacho-Báez, M.A. Apodaca-Sánchez, L. Gerardo-Montoya y E. Nava-Pérez. 2010. Biofertilizantes en el desarrollo agrícola de México. *Ra Ximhai* 6(1): 51-56.

- Bashan, Y., L.E. de-Bashan, S.R. Prabhu, and J.P. Hernández. 2014. Advances in plant growth-promoting bacterial inoculant technology: formulations and practical perspectives (1998-2013). *Plant and Soil* 378:1-33.
- Bautista, D. 1995. Factores favorables para el cultivo tropical de la vid. Trabajo de ascenso. Decanato de Agronomía. Universidad Centroccidental Lisandro Alvarado. Barquisimeto, Venezuela. 156 p.
- Cáceres, E.M. 1996. Uva de mesa. Cultivares aptas y tecnología de producción. Editar, San Juan, Argentina. 84 p.
- Canavati-Bitar, R. 2012. Comunicación personal, 7 de mayo de 2012. Entrevista personal a líder social de la comunidad Siria, Palestina y Libanesa en México.
- Chauvet, M. y A. Reynier. 1984. Manual de Viticultura. Mundi-Prensa. Madrid, España. 279 p.
- Donner, T.J., I. Sherr and E. Scarpella. 2010. Auxin signal transduction in Arabidopsis vein formation. *Plant Signaling & Behavior*. Landes Bioscience 5(1): 70-72.
- Dreamhost. 2008. *Variedades de vid del mundo*. Estados Unidos. [web en línea]. Disponible desde internet en: www.variedadesdevid.com/variedad/63/molinera/. [con acceso el 9-3-2015].
- Duque-Martínez, M.C. y F. Yáñez-Barrau. 2005. Origen, historia y evolución del cultivo de la vid. *Enólogos* 38: 42-47.
- Fregoni, M. y M. Gatti. 2007. Cambios climáticos y desertificación: La viticultura mundial reaccionará en función de la latitud. *Enología* 4(2): 1-9.

- García-Ita, R.E. 2005. Reseña de "Arab Immigration in Mexico in the nineteenth and twentieth Centuries. Assimilation and Arab Heritage" de R. Marín-Guzmán y Z. Zeraoui. *CONfines de Relaciones Internacionales y Ciencia Política* 1(2): 107-109.
- Garza-Guajardo, J.R. 2006. Escobedo ciudad con destino. Universidad Autónoma de Nuevo León. Monterrey, México. 112 p.
- Grageda-Cabrera, O.A., A. Díaz-Franco, J.J. Peña-Cabriales y J.A. Vera-Núñez. 2012. Impacto de los biofertilizantes en la agricultura. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas* 3(6): 1261-1274.
- Hernández-Mendoza, J.L., V.R. Moreno-Medina, J.D. Quiroz-Velázquez, J.G. García-Olivares and N. Mayek-Pérez. 2010. The effect of different anthranilic acid concentrations on maize growth. *Revista Colombiana de Biotecnología* 12(1) 57:63.
- Hernández-Rodríguez, O.A., A. Hernández-Tecorral, C. Rivera-Figueroa, A.M. Arras-Vota y D. Ojeda-Barríos. 2013. Calidad nutrimental de cuatro abonos orgánicos producidos a partir de residuos vegetales y pecuarios. *Terra Latinoamericana* 31(1):35-46.
- Hidalgo, L. 2002. Tratado de viticultura general. 2ª Ed. Mundi-Prensa. Madrid, España. 1235 p.
- Jones, G. and R.E. Davis. 2000. Climate influences on grapevine phenology, grape composition, and wine production and quality for Bordeaux, France. *American Journal of Enology and Viticulture* 51(3):249-261.
- Lee-Rodríguez, V. 2006. Desarrollo y conservación de un suelo orgánico. López, O., S. Ramírez, M. Ramírez, G. Moreno, A.E. Alvarado (eds.). *Agroecología y*

- agricultura orgánica en el trópico. Universidad Pedagógica y Tecnológica de Colombia, Universidad Autónoma de Chiapas. pp. 136-148.
- López-Martínez, J.D., A. Díaz-Estrada, E. Martínez-Rubin y R.D. Valdez-Cepeda. 2001. Abonos orgánicos y su efecto en propiedades físicas y químicas del suelo y rendimiento en maíz. *Terra Latinoamericana* 19(4): 293-299.
- Madero-Tamargo, E. 1988. Banco de Germoplasma de Vid en la Comarca Lagunera: Caracterización, utilización. Memorias Primer Ciclo Internacional de Conferencias sobre Viticultura. 13-15 Jul. 1988. INIFAP-SARH-CONACYT. Torreón, Coah. México. pp. 1-32.
- Madero-Tamargo, E. 2014. Comunicación personal, 19 de febrero de 2014. Entrevista a Investigador de INIFAP Campo Experimental de La Laguna, Matamoros, Coahuila.
- Márquez-Cervantes, J.A., G. Martínez-Díaz y H. Núñez-Moreno. 2007. Portainjerto, fertilidad de yemas y producción de variedades de uva de mesa. *Fitotecnia Mexicana*. 30(1): 89-95.
- Martínez-de-Toda, F.F. 1991. Biología de la vid. Fundamentos biológicos de la viticultura. Mundi Prensa. Madrid, España. 346 p.
- Méndez, M.J. y S.E. Viteri. 2007. Alternativas de biofertilización para la producción sostenible de cebolla de bulbo (*Allium cepa*) en Cucaita, Boyacá. *Agronomía Colombiana* 25(1): 168-175.
- Osorio, A.G., J.L. Miranda, B.G. Martínez y M.J. Valenzuela. 2003. Regulación de la brotación y manejo de variedades de uva de mesa sobre portainjertos. Memoria Técnica No. 12. INIFAP. 19 p.

- Padilla, E., M. Esqueda, A. Sánchez, R. Troncoso-Rojas y A. Sánchez. 2006. Efecto de Biofertilizantes en cultivo de melón con acolchado plástico. *Fitotecnia Mexicana* 29(4): 321-329.
- Piña, S. y D. Bautista. 2004. Ciclo fenológico de cultivares de vid (*Vitis vinifera* L.) para mesa en condiciones tropicales. *Bioagro* 16(1):9-15.
- Reyes-Ramírez, A., M. López-Arcos, E. Ruiz-Sánchez, L. Latournerie-Moreno, A. Pérez-Gutiérrez, M.G. Lozano-Contreras y M.J. Zavala-León. 2014. Efectividad de inoculantes microbianos en el crecimiento y productividad de chile habanero (*Capsicum chinese* Jacq.). *Agrociencia* 48(3):285-294.
- Reynier, A. 1995. Manual de Viticultura. Mundi-Prensa. Madrid, España. 408 p.
- Rivera-Cruz, M.C., A. Trujillo-Narcía y D.E. Alejo-Pereyra. 2010. Los Biofertilizantes integrados con bacterias fijadoras de N, solubilizadoras de P y sustratos orgánicos en el crecimiento de naranjo agrio *Citrus aurantium* L. *Interciencia* 35(2): 113-119.
- Salgado-García, S. y R. Núñez-Escobar. 2010. Manejo de fertilizantes químicos y orgánicos. Mundi-Prensa. México. 158 p.
- Sanjuán-Pinilla, J. y N. Moreno-Sarmiento. 2010. Aplicación de insumos biológicos: una oportunidad para la agricultura sostenible y amigable con el medioambiente. *Revista Colombiana de Biotecnología* 12(1): 4-7.
- Sellés, G., E. Ferreira e I. Sellés. 2000. Riego. pp. 145-166. En: Valenzuela, J. (ed.). Uva de mesa en Chile. Editorial Instituto de investigaciones agropecuarias (INIA), Santiago de Chile. 338 p.
- Sierra-Bernal, C. 2001. Fertilización en vides de mesa. Instituto de Investigaciones Agropecuarias. Chile. 56 p.

- Silva, H. y J. Rodríguez. 1995. Fertilización de plantaciones frutales. Pontificia Universidad Católica de Chile. 519 p.
- Taiz, L. and E. Zeiger. 2010. Plant Physiology. Sinauer Associates. 782 p.
- Treviño-Martínez, O.A. 2012. Comunicación personal, 19 de julio de 2012. Entrevista personal a Gerente Comercial de Vertia Fertilizantes®.
- Uribe, V.G., J. Petit, R. Dzib. 2007. Respuesta del cultivo de maíz a la aplicación de Biofertilizantes en el sistema roza, tumba y quema en suelo alfisol (Chac-Lu'um, nomenclatura Maya), en Yucatán, México. Agricultura Andina 13:3-18.
- Valor, O. y J. Sánchez. 2003. Brotación, fertilidad de brotes laterales y ubicación del racimo en el cultivar de vid tucupita en condiciones tropicales. Bioagro 15(3): 201-208.
- Veihmeyer, F. and A. Hendrickson. 1950. Responses of fruit trees and vines to soil moisture. American Society for Horticultural Science 55: 11-15.
- Velasco-Velasco, J., R. Ferrera-Cerrato y J.J. Almaraz-Suárez. 2001. Vermicomposta, micorriza arbuscular y *Azospirillum brasilense* en tomate de cáscara. Terra Latinoamericana 19(3): 241-248.
- Vessey, J.K. 2003. Plant growth promoting rhizobacteria as biofertilizers. Plant and Soil 255:571-586.