



**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MÉXICO
FACULTAD DE CIENCIAS AGRÍCOLAS**

**IMPACTO DEL USO DE BIOFERTILIZANTES SOBRE LA CALIDAD DE
UN SUELO CULTIVADO CON GLADIOLO (*Gladiolus grandiflorus* L.)**

**TESIS
QUE COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE INGENIERO
AGRÓNOMO EN FLORICULTURA**

**PRESENTA:
LUIS ALBERTO VALVERDE VALADEZ**

GENERACIÓN 42

No. De cuenta:

1222248

Modalidad: Tesis individual

Asesor: Dr. Martín Rubí Arriaga

Asesor: Dra. Evelia Cruz Ruiz

Campus Universitario El Cerrillo, Piedras Blancas, Toluca, México.

Julio, 2020.

ÍNDICE	Pág.
I. INTRODUCCIÓN	1
II. OBJETIVOS	5
III. HIPÓTESIS	5
IV. REVISIÓN DE LITERATURA	6
4.1 Situación actual de la floricultura	6
4.2. Origen del cultivo de gladiolo	6
4.3. Importancia del cultivo de gladiolo	6
4.4. Manejo convencional del cultivo del gladiolo	9
4.4.1. Preparación del terreno	9
4.4.2. Cormos	9
4.4.3 Obtención de los cormos	13
4.5. Requerimientos del cultivo	13
4.5.1 Suelo	13
4.5.2. Temperatura	14
4.5.3. Fotoperiodo	14
4.5.4. Humedad relative	14
4.5.5. Riego	14
4.5.6 Fertilización	14
4.5.7. Plagas y enfermedades	15
4.6. Materia orgánica y fertilidad del suelo	16
4.6.1. Origen de la materia orgánica del suelo	16
4.7. Calidad del suelo	19
4.7.1. Indicadores de la calidad del suelo	19
4.7.2. Características de los vertisoles	23
4.8. Fertilizantes	24
4.8.1. Consumo de fertilizantes en relación con el cultivo de gladiola	24
4.8.2. Tipos de fertilizantes	25
4.8.2.1. Fertilizantes inorgánicos	25
4.8.2.2. Fertilizantes orgánicos	25
4.8.3. Problemas ambientales del uso de fertilizantes	26

4.9. Fertilizantes biológicos en la agricultura (biofertilizantes)	27
4.9.1 Clasificación de los biofertilizantes	29
4.9.2 Efectos de los biofertilizantes sobre las características físicas, químicas y biológicas del suelo.	30
4.9.3 Calidad del suelo y uso de biofertilizantes	31
V. MATERIALES Y MÉTODOS	34
5.1. Localización	34
5.2. Características generales del suelo	34
5.3 Muestreo y análisis del suelo	35
5.4 Caracterización fisicoquímica del suelo objeto de estudio	36
5.5 Tratamientos de evaluación planteados	36
5.6 Diseño experimental	37
5.7 Material vegetative	37
5.7.1 Plantación	37
5.7.2 Inoculación	37
5.7.3 Abono orgánico utilizado	37
5.7.4 Evaluación de indicadores físicos y químicos del suelo	38
5.8 Manejo de los cormos	38
5.8.1 Limpieza de los cormos	39
5.9 Análisis estadístico	39
VI. RESULTADOS	40
6.1. Caracterización fisicoquímica del suelo objeto de estudio	40
6.2. Evaluación del efecto de tratamientos sobre indicadores físicos y químicos del suelo al final del ciclo de cultivo de gladiolo (<i>Gladiolus grandiflorus</i> L.)	42
6.2.1. Materia orgánica del suelo	42
6.2.2. Capacidad de intercambio catiónico	42
6.2.3. Contenido de fósforo	43
6.2.4. Conductividad eléctrica	44
6.2.5. pH del suelo después de un ciclo de cultivo	44
6.2.6. Densidad aparente	45
6.3. Parámetros de calidad de suelo antes del establecimiento de experimento	46

6.4. Parámetros de calidad de suelo después de la aplicación de los diferentes tratamientos	48
6.4.1. pH del suelo después de un ciclo de cultivo de gladiola	48
6.4.2. Densidad aparente, capacidad de retención de agua, capacidad de intercambio catiónico después de un ciclo de cultivo	49
6.4.3. Materia orgánica.	49
6.4.4. Conductividad eléctrica	50
6.4.5. Contenido de fósforo	51
6.4.6. Contenido de Calcio	53
6.4.7. Magnesio	54
6.5. Efecto de la inoculación del cultivo de gladiolo con <i>B. subtilis</i> y <i>G. fasciculatum</i> sobre la calidad de los cormos	54
VII. DISCUSIÓN DE RESULTADOS	56
VIII. CONCLUSIONES	58
IX. BIBLIOGRAFÍA	59

ÍNDICE DE CUADROS

	Pág.
Cuadro 1. Superficie sembrada, cosechada y producción de gladiola en riego y temporal en estados productores 2017	7
Cuadro 2. Superficie sembrada, cosechada y producción de gladiola en riego y temporal en distritos productores 2017	8
Cuadro 3. Clasificación del cormo por tamaño	9
Cuadro 4. Cantidad de cormos/cormillos por unidad de peso o volumen	12
Cuadro 5. Número aproximado de cormillos por volumen, según su diámetro	13
Cuadro 6. Acciones de la materia orgánica.	18
Cuadro 7. Indicadores usados por diferentes autores en índices de calidad del suelo en agroecosistemas.	20
Cuadro 8. Métodos utilizados para la caracterización fisicoquímica del suelo	36
Cuadro 9. Matriz de tratamientos	36
Cuadro 10. Características físicas y químicas de Biovital	38
Cuadro 11. Propiedades físicas del suelo antes del establecimiento del cultivo	40
Cuadro 12. Propiedades químicas del suelo antes del establecimiento del cultivo	41
Cuadro 13. Evaluación de la calidad del suelo de los indicadores pH, CE, CO y CIC	46
Cuadro 14. Evaluación de la calidad del suelo de los indicadores Ca, Mg y P	47
Cuadro 15. pH del suelo	48
Cuadro 16. Densidad aparente, capacidad de retención de agua, capacidad de intercambio catiónico	49
Cuadro 17. Contenido de materia orgánica después de un ciclo de cultivo	50
Cuadro 18. Conductividad eléctrica después de un ciclo de cultivo	51
Cuadro 19. Contenido de fósforo	52
Cuadro 20. Calcio	53
Cuadro 21. Magnesio	54
Cuadro 22. Características de los cormos y cormillos	55
Cuadro 23. Interpretación de resultados de pH	71
Cuadro 24. Interpretación de resultados de densidad aparente	72
Cuadro 25. Interpretación de resultados de nitrógeno inorgánico	74
Cuadro 26. interpretación de resultados en la clase de texturas	76
Cuadro 27. Interpretación de fósforo	78
Cuadro 28. Interpretación de resultados de fósforo extraíble.	81
Cuadro 29. Interpretación de resultados de la capacidad de intercambio catiónico (CIC)	84

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1. Coloraciones del cormo de gladiola	10
Figura 2. Corte transversal de un cormo de gladiola	10
Figura 3. Vista apical del cormo de gladiola	11
Figura 4. Estructura externa del cormo	11
Figura 5. Yemas radicales del cormo nuevo de gladiola	12
Figura 6. Mineralización	17
Figura 7. Localización de la Facultad de Ciencias Agrícolas	33
Figura 8. Secado de las muestras de suelo	35
Figura 9. Toma de muestras de los cormos	38
Figura 10. Limpieza de los cormos	39
Figura 11. Materia orgánica en suelo cultivado con gladiolo	42
Figura 12. Capacidad de intercambio catiónico (CIC) en suelo cultivado con gladiolo	43
Figura 13. Contenido de fósforo en suelo cultivado con gladiolo	43
Figura 14. Conductividad eléctrica en suelo cultivado con gladiolo	44
Figura 15. pH en suelo cultivado con gladiolo	45
Figura 16. Densidad aparente en suelo cultivado con gladiolo	45

I. INTRODUCCIÓN

En la industria ornamental mundial, México se colocó en el tercer sitio durante 2018, como productor florícola. Cultiva alrededor de 22 mil 700 hectáreas y exporta el 10 por ciento de su producción, tendencia que va en crecimiento, aunque Estados Unidos se ubica como principal comprador, las flores mexicanas se comercializan ya en algunos mercados de Centro, Sudamérica y Europa.

A nivel nacional la producción ornamental genera 188 mil empleos directos y un millón de empleos indirectos, donde participan un alto número de pequeños, medianos y grandes productores que realizan la producción a cielo abierto, bajo cubierta plástica o invernaderos, que se encuentran distribuidos en 26 estados de la República, donde sobresalen el Estado de México con un liderazgo absoluto al aportar casi el 65% del valor de la producción nacional, seguido de Puebla, Morelos, Ciudad de México, Jalisco, Michoacán, Querétaro, Veracruz y Baja California (SAGARPA, 2018).

Aunque se producen más de 10 especies destacan por valor de la producción rosa en primer término con 2 028 millones de pesos, seguida de crisantemo con 1 932 y gladiola con 1 228, por lo que en conjunto estas tres especies aportan más de cinco mil millones de pesos. El gladiolo (*Gladiolus grandiflorus* L.) es una flor de corte demandada y cultivada en todo el mundo, desde un punto de vista comercial está clasificada como la flor más popular Cohat (1993), ya que se ocupa como planta de paisaje de jardín, como especímenes para exhibición y como flor de corte, Datos del SIAP (2019), indican que la superficie sembrada a nivel nacional ronda las 4 606 hectáreas en las que prevalece la explotación de los materiales; roja borrega, Adagio, Adrenalin, Advance red, Affer shock, Alana, Alexandra the great, Alice, Almeirim, Amsterdam, Bananarama, Bangladesh, Banifay, Beau jour, Belinda, Belladonna, Belle de nuit, Ben venuto, Bimbo, Blue sky, Blues, Bonfire, Buccaco, Buggy, Butterfly mixed, Cantate, Capriccio, Caedinal, Careless, Cartago, Casablanca, Cassis, Charisma, Chemistry, Chinon, Chit chat, Chocolate (VWS, 2018).

Con fines de satisfacer los requerimientos nutrimentales que permitan conjuntar a).volumen, b).calidad y c).sanidad acorde a las demandas de los mercados nacionales como internacionales la producción de esta especie requiere un alto nivel de fertilización. Sin embargo, el uso a largo plazo de grandes cantidades de fertilizantes químicos suele asociarse a agotamiento de recursos naturales y problemas ambientales como la contaminación del aire, agua y suelo (Riaz *et al.* 2007; Bashir *et al.*, 2016). La degradación del suelo provoca la pérdida de fertilidad y en consecuencia la disminución en la producción (Aguado *et al.*, 2012). Comportamiento al que se enfrentan la mayoría de productores de esta especie, que tratan de solventar bajo un proceder nómada, es decir producen por periodos de tres a cinco años en un sitio y cuando detectan problemas de pérdida de fertilidad y sanidad de los suelos se trasladan a rentar terrenos en otro sitio ya sea del mismo municipio o de otros municipios e incluso en otros estados, involucrándose de manera significativa en terrenos actualmente destinados al cultivo de especies como maíz o bien forestales. Proceder que se refleja en un marcado efecto sobre la calidad de los suelos donde se cultiva por lo que se vuelven menos productivos por cuatro razones principales; degradación de la estructura del suelo, disminución de la materia orgánica, perdida del suelo y perdidas de nutrientes (Bertoni y Lombardi, 1985; FAO, 2019). En el cultivo de gladiolo las pérdidas debido a fitopatógenos pueden alcanzar 70 % de la producción y con frecuencia ocasionan la pérdida total (González-Pérez *et al.*, 2009).

Para conservar la calidad de los suelos y mantener su productividad se requiere la implementación de tecnologías con un impacto mínimo (Aguado *et al.*, 2012), entre las que se pueden mencionar la combinación de diferentes prácticas agrícolas (Chauhan *et al.*, 2012), el manejo integrado de nutrientes que reduzca los efectos ambientales adversos de los productos químicos entre ellos los fertilizantes (Sharma *et al.*, 2019), la aplicación combinada de fertilizantes orgánicos con químicos (Hernández *et al.*, 2014), la evaluación de distintos tipos de materia orgánica (Cruz *et al.*, 2003; García-Mendivil *et al.*, 2014), el desarrollo de fertilizantes orgánicos ambientalmente benignos y relativamente económicos (Wu y Yang, 2012) y la utilización de inoculantes microbianos (Prasanna *et al.*, 2016).

La aplicación de abonos orgánicos es una práctica amigable con el ambiente, estos pueden mejorar propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo además de proporcionar macro y

micro nutrientes (Abdou *et al.*, 2018). El uso de biofertilizantes que son preparados que contienen microorganismos benéficos que se utilizan en la agricultura para su aplicación a las semillas, a la planta o al suelo, con el objetivo de incrementar el rendimiento productivo de los cultivos agrícolas y se han convertido en una opción agronómica sostenible, amigable con el ambiente y de bajo costo; pueden contribuir a la movilización, mineralización y reciclaje de nutrientes (Chaudhary, 2010).

Lo anteriormente expuesto presenta, no solo beneficios para la producción de cultivos, aumento del tamaño de las plantas y longitud de raíces y hojas, sino que, además, es una alternativa económica, segura, amigable con el ambiente que mejora la fertilidad y ayuda a la conservación de la biodiversidad funcional del ecosistema del suelo y con ello la calidad del mismo, su aplicación ha demostrado mejorar la biodegradación de la materia orgánica, el suministro de nutrimentos y la tolerancia de los cultivos al estrés ambiental (Restrepo *et al.*, 2017).

La calidad del suelo es un concepto útil al evaluar la sostenibilidad de actividades agrícolas, se define como “la capacidad que tiene para funcionar dentro de los límites de un ecosistema natural o manejado, para sostener la productividad vegetal o animal” (Doran y Parkin, 1994). Un suelo de calidad tiene la capacidad para: a). Promover la productividad del sistema sin perder sus propiedades físicas, químicas y biológicas (productividad biológica sostenible); b). Atenuar los contaminantes ambientales y patógenos (calidad ambiental); c). Favorecer la salud de plantas, animales y humanos; d). Ser el sustrato básico para las plantas, que capta, retiene y emite agua, además es un filtro ambiental efectivo.

En el cultivo de especies ornamentales como la del presente estudio, por el nivel de producción intensiva al que se somete existe un interés progresivo por el uso combinado de estas técnicas como alternativa tecnológica sostenible para el mejoramiento tanto del rendimiento como la calidad, pero con un marcado interés por la conservación del suelo por lo que tiene como finalidad el mantenimiento y la recuperación de su calidad. La preservación de los suelos comprende una serie de prácticas en el marco de los sistemas de producción, las cuales deben responder a la identificación de las causas de los factores sociales y ambientales de la degradación. Para la conservación abarca tres tipos de prácticas: las agronómicas, las vegetativas y las mecánicas o estructurales (Loredo, 2005).

Diferentes trabajos de investigación dan evidencia de las ventajas de la aplicación combinada de abonos orgánicos y biofertilizantes en diferentes cultivos. Abobaker *et al.* (2018) realizaron ensayos con girasol (*Helianthus annuus* L., "Dwarf Sunstation") para comparar la influencia e interacción de la inoculación de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) con la aplicación de fertilizantes químicos convencionales y orgánicos para favorecer el crecimiento y desarrollo de las plantas; observaron que las plantas inoculadas y con adición de fertilizante orgánico tuvieron mayor altura y diámetro del tallo. Comportamiento similar fue reportado para crisantemo (*Chrysanthemum morifolium* Ramat) (Prasanna *et al.*, 2016) y gladiola (*Gladiolus grandiflorus* cv. Peter Pears) (Abdou *et al.*, 2018). Que en suma reflejan el efecto de estas prácticas, pero es escasa la información disponible sobre el efecto sobre la calidad del suelo, lo que dio origen al presente trabajo.

II. OBJETIVOS

Objetivo general

- Determinar los efectos simples y combinados de la aplicación de biofertilizantes y abono orgánico (Biovital) sobre la calidad de un suelo cultivado con gladiolo (*Gladiolus grandiflorus* L.).

Objetivos específicos

- Evaluar el efecto de la inoculación con *Bacillus subtilis* y *Glomus fasciculatum* como fuente de nutrimentos sobre la calidad de un suelo cultivado con gladiolo.
- Determinar el efecto de la aplicación un abono orgánico (Biovital) como fuente de nutrimentos sobre la calidad de un suelo cultivado con gladiolo.
- Analizar la relación entre la inoculación con *Bacillus subtilis* y *Glomus fasciculatum* y la aplicación de abono orgánico (Biovital) con la calidad de un suelo cultivado con gladiolo.

III. HIPÓTESIS

La aplicación de biofertilizantes y abono orgánico mejora las propiedades físicas y químicas de un suelo cultivado con gladiolo.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1 Situación actual de la floricultura

El cultivo de plantas ornamentales es una actividad en expansión, con un mercado en crecimiento, especialmente para las especies de flores de corte. En México se destinan más de 22 mil hectáreas para esta actividad, las cuales se dividen en 26 estados del país. El Estado de México es el principal productor, con una superficie plantada cercana a las siete mil hectáreas, aporta el 63% de la producción total a nivel nacional. La producción de flores requiere de mucha mano de obra, ayuda a generar 188 mil empleos directos y 50 mil eventuales dependiendo de la temporada, así como más un millón de trabajos indirectos anualmente (SAGARPA, 2017). Basa su potencial florícola en las ventajas edafoclimáticas y cercanía con Estados Unidos, segundo consumidor mundial de flor.

4.2. Origen del cultivo de gladiolo

La mayoría de los ejemplares de esta especie son nativas de África en Madagascar; oeste de Asia, como la península Arábiga y Europa (Cohat, 1993). *Gladiolus* quizá sea el de mayor complejidad de las iridáceas. En África hay más de 100 especies de gladiolos silvestres. Es especialmente rica la zona de Sudáfrica, su centro de origen (Grey y Mathew, 1982; Bolos y Vigo, 2001). Dos especies son endémicas de Madagascar y 15 se encuentran en países alrededor del mediterráneo. Los cultivares hortícolas del gladiolo se han obtenido a través de cruzamientos entre diversas especies botánicas. Presentan amplia diversidad de tamaños, colores y forma de las flores, así como de épocas de floración.

4.3. Importancia del cultivo de gladiolo

El gladiolo es una flor de corte apreciada por sus vistosos tallos florales de colores diversos, es utilizada para la decoración de interiores en celebraciones sociales y religiosas como es el caso de día de muertos donde es una de las flores más utilizadas. Su ciclo de desarrollo es de corta duración, fácil manejo, con bajos costos de inversión y un rápido retorno. Estos factores permiten su establecimiento en plantaciones comerciales y en áreas pequeñas en las que también es posible la producción comercial del cormo para los mercados nacional y extranjero (De Andrade, 1999). En los cuadros 1 y 2 se presentan las principales estadísticas de la producción de gladiola, donde se puede apreciar que el estado de México se ubica en el segundo lugar a nivel nacional, destacan los municipios de Villa Guerrero, Tenancingo y Coatepec Harinas.

Cuadro 1. Superficie sembrada, cosechada y producción de gladiolo en riego y temporal en estados productores 2017.

Entidad federativa	Sembrada	Superficie (ha) cosechada	Siniestrada	Producción	Rendimiento (udm/ha)	PMR (\$/udm)	Valor producción (miles de pesos)
Guerrero	301.90	301.90	0.00	213,592.60	707.49	176.39	37,675.93
México	1,266.10	1,266.10	0.00	1,546,898.20	1,221.78	250.79	387,958.85
Michoacán	497.00	497.00	0.00	399,063.00	802.94	162.15	64,707.15
Morelos	461.60	641.60	0.00	750,977.50	1,170.48	232.39	174,515.98
Oaxaca	13.00	13.00	0.00	5,939.00	456.85	317.39	1,884.97
Puebla	1,791.20	1,791.20	0.00	2,192,394.14	1,223.98	248.64	545,112.96
Veracruz	95.00	95.00	0.00	82,650.00	870.00	192.00	15,868.80
	4,605.80	4,605.80	0.00	5,191,514.44	1,127.48	236.48	1,227,714.64

Fuente: Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP, 2017).

Cuadro 2. Superficie sembrada, cosechada y producción de gladiolo en riego y temporal en distritos productores 2017.

Entidad federativa	Distrito	Municipio	Superficie (ha)			Producción	Rendimiento (udm/ha)	PMR(\$/udm)	Valor producción (miles de pesos)
			Sembrada	Cosechada	Siniestrada				
México	Atlacomulco	Ixtlahuaca	10.00	90.00	0.00	8,100.00	810.00	218.69	1,771.39
México	Atlacomulco	Jiquipilco	11.20	11.20	0.00	8,523.20	761.00	214.83	1,831.04
México	Atlacomulco	Jocoticlan	151.00	151.00	0.00	127,595	845.00	227.87	29,075.07
México	Coatepec	Almoleya de Harinas	8.00	8.00	0.00	9,728.00	1,216.00	172.22	1,675.36
México	Coatepec	Coatepec	144.00	144.00	0.00	176,019.70	1,222.36	240.91	42,404.80
		Harinas							
México	Coatepec	Ixtapan de Harinas	100.50	100.50	0.00	125,568.00	1,249.43	287.74	36,131.19
		la sal							
México	Coatepec	Malinalco	88.50	88.50	0.00	111,032.97	1,254.61	245.25	27,230.54
		Harinas							
México	Coatepec	Ocuilan	90.00	90.00	0.00	101,115.00	1,123.50	260.00	26,289.90
		Harinas							
México	Coatepec	Tenancingo	189.70	189.70	0.00	242,778.00	1,279.80	280.62	68,128.72
		harinas							
México	Coatepec	Tonatico	88.90	88.90	0.00	115,297.21	1,296.93	276.94	31,930.33
		harinas							
México	Coatepec	Villa	207.00	207.00	0.00	298,960.12	1,444.25	254.91	76,207.07
		Harinas							
México	Coatepec	Zacualpan	24.80	24.80	0.00	33,826.00	1,363.95	274.53	9,286.17
		harinas							
México	Coatepec	Zumpahuacan	54.50	54.50	0.00	70,155.00	1,287.25	219.59	15,405.54
		harinas							
México	Tejupilco	Temascaltepec	2.00	2.00	0.00	1,872.00	936.00	270.00	505.44
México	Toluca	Joquicingo	32.00	32.00	0.00	31,296.00	978.00	178.00	5,570.69
México	Toluca	Tenango del valle	64.00	64.00	0.00	85,032.00	1,328.63	170.59	14,505.6
			1,266.10	1,266.10	0.00	1,546,898.20	1,221.78	250.79	387,948.8

Fuente: Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP, 2017).

En lo que respecta a los floricultores tradicionales a cielo abierto, se dedican al mercado nacional. Para tener mayor competitividad en la comercialización debe ponerse mayor atención en la

ampliación del mercado foráneo, con base en factores como incremento en las inversiones que permitan mejorar la cadena de producción (SIAP, 2017).

4.4. Manejo convencional del cultivo del gladiolo

4.4.1. Preparación del terreno

La preparación de la tierra es variable depende de las características y condiciones del suelo de cada región productora, en términos generales consiste en un barbecho (doble), rastra (doble) y surcado de 0.70 m dependiendo el terreno. Con el rastrillo se pueden eliminar malezas; posteriormente se pasa de 3 a 4 veces y luego el arado de rejas otras dos veces para remarcar los surcos, aflojar la tierra y eliminar malezas al fondo (Inifap, 2003).

4.4.2. Cormos

El cormo es un órgano subterráneo que se utiliza para producir plantas para flor cortada. Es grueso, macizo y está cubierto por escamas o túnicas que son los restos de las bases de las hojas de la planta en que se ha formado. Posee nudos, con yemas, y entre nudos. El cormo es, macizo y está constituido fundamentalmente por un engrosamiento del propio tallo. El cormo está cargado de sustancias de reserva, sobre todo, almidón. En la parte superior se encuentra una yema vegetativa principal y, sustituidas lateralmente, otras secundarias. En el (Cuadro 3) se observa la clasificación de los cormos de acuerdo a su tamaño.

Cuadro 3. Clasificación del cormo por tamaño.

Tamaño	Nombre	EUA	MÉXICO	EUROPA
		Diámetro		Circunferencia
cm				
1	Jumbo	3.8 < 5.1	< 5.0	> 14
2	Grande	3.2 < 3.8	3.0 – 5.0	12 -14
3	Mediano	2.5 < 3.2	2.0 - 3.0	10 -12
4	Chico	1.9 < 2.5	1.0 – 2.0	8 – 10
5	Cormillo	1.3 < 1.9	<1.0	6 – 8

El cormo es una estructura sólida que posee dos tipos de yemas: principal y lateral. La yema principal se encuentra en la parte superior y las laterales pueden hallarse en la parte superior e inferior en el plano ecuatorial del cormo y están distribuidas en anillos. Las yemas vegetativas

debajo del plano ecuatorial no prosperan de manera aérea, éstas forman los cormillos. Conforme al tamaño del cormo puede brotar en secuencia dos o más yemas. Cada uno de estos brotes en singular desarrollo escalonado. Forman dos tipos de raíces: a). sistema radical fibroso se origina en la base del cormo viejo, b). raíces gruesas, carnosas, contráctiles crecen en la base del nuevo cormo. La coloración del cormo es rosada en la mayor superficie, mientras que en los extremos se presenta un color amarillo (Figura 1).



Figura 1. Coloraciones del cormo de gladiolo.

En la parte media del corte transversal del cormo, se observa la presencia del “corazón” de forma redonda y color rosa. El área que rodea el corazón es amarilla con rayos de color café (Figura 2).



Figura 2. Corte transversal de un cormo de gladiolo.

En la vista apical del cormo después de remover la túnica seca se aprecian nudos (anillos) en los cuales ya no son visibles las yemas que dan inicio uno o más brotes (Figuras 3 y 4).

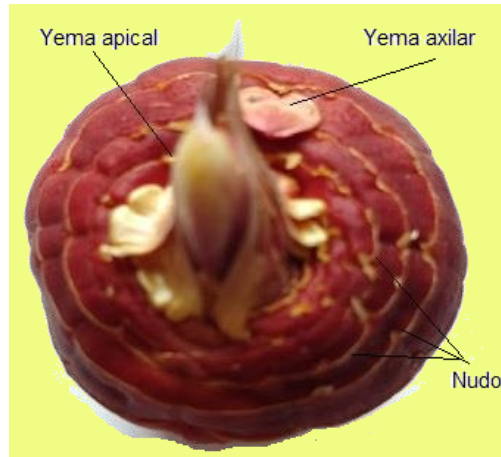


Figura 3. Vista apical del cormo de gladiolo.

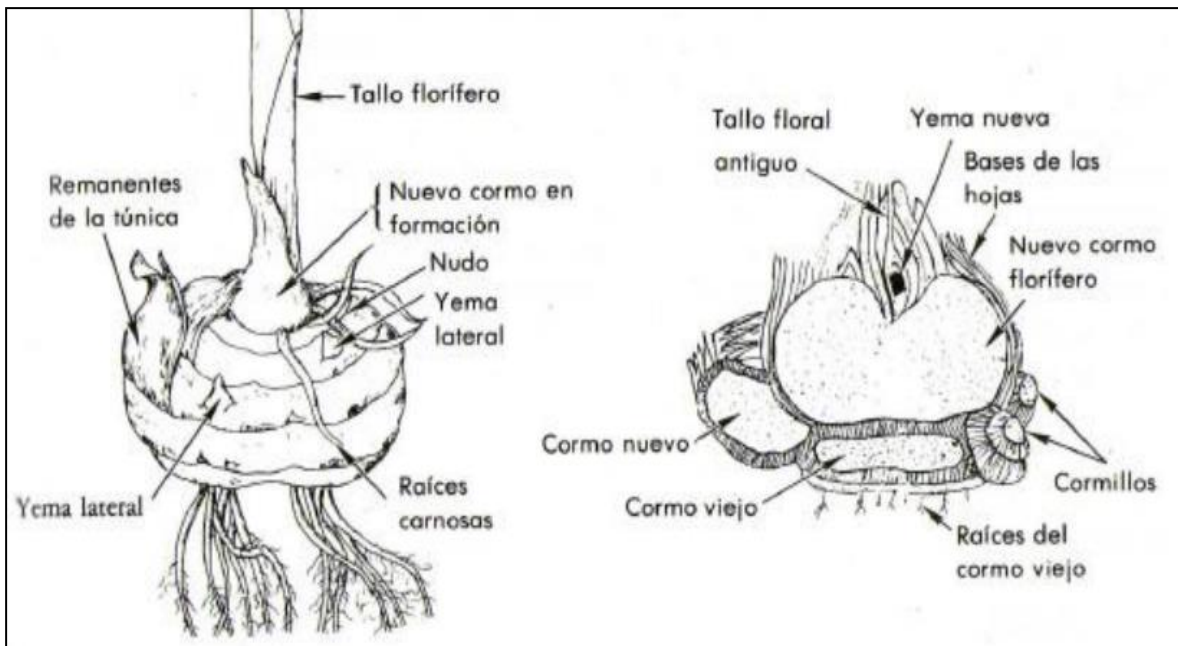


Figura 4. Estructura externa del cormo.

En la base del punto de unión del cormo anterior con el cormo nuevo, se forman raíces (yemas radicales) en forma de un anillo ("coronado"). Su formación debe ocurrir antes de la emergencia de un brote nuevo y condiciona la siembra, se representa en la Figura 5.



Figura 5. Yemas radicales del corno nuevo de gladiolo.

Los cormos nuevos se forman por encima de un corno viejo del año anterior el cual con el desarrollo de la planta disminuye paulatinamente. En la base del corno nuevo se forman los cormillos, también denominados chinchillas o semillas, su número puede ser abundante y depende de la variedad. En el (Cuadro 4) se indica el tamaño de cormos y cormillos por unidad de peso.

Cuadro 4. Cantidad de cormos/cormillos por unidad de peso o volumen.

Diámetro	Circunferencia (cm)	Cormos	
		kg/1,000	No. /100 litros
> 5.1	> 16	56	
4.5 < 5.1	14 - 16	38	
> 4.5	> 14	45	1,500 – 1,700
3.8 < 4.5	12-14	27	2,000 – 2,500
3.2 < 4.5	10-12	18	3,000 – 3,600
2.6 < 3.2	8-10	11	5,000 – 6,000
1.9 < 2.6	6-8	5	12,000 – 13,000
1.3 < 1.9	4-6	2	30,000
1.0 < 1.3	3-4		80,000
0.6 < 1.0	2-4		100,000

Alrededor del corno nuevo se distribuyen cormillos de diferentes tamaños. Se reconocen cuatro tamaños de cormos los más pequeños de diámetro inferior a 4.8 mm (Cuadro 5).

Cuadro 5. Número aproximado de cormillos por volumen, según su diámetro

Tamaño del cormillo	Diámetro (mm)	Por litro
Grandes	> 9.5	710 < 1,136
Medianos	6.4 < 9.5	1,136 < 2,840
Pequeños	4.8 < 6.4	2,840 < 4,261
Muy pequeños	< 4.8	4,261 < 7,102

4.4.3 Obtención de los cormos

Los floricultores que cultivan gladiolos suelen obtener los cormos, aunque se pueden comprar en explotaciones especializadas, en las que no se aprovecha la flor, o recogen los formados en los cultivos de gladiola para flor cortada. En el primer caso, los cormos reciben, antes de su venta, un tratamiento específico, procedimiento que debería conocer el productor para implementar en la producción nacional de cormos. En el segundo caso, los cormos producidos en la propia explotación deben también recibir los tratamientos adecuados (Verdeguer, 1981). Después de la recolección los cormos son limpiados, desinfectados, clasificados y almacenados. Antes de la plantación los cormos se someten a temperaturas de 2 a 4 °C por tres meses y después son aclimatados a una temperatura de 20 a 25 °C durante una o dos semanas.

El cormo originalmente plantado, conocido como “cormo madre”, provee reservas para el desarrollo inicial de la planta, por lo que al agotarse causa la desintegración del mismo. Sin embargo, poco antes de iniciar la floración forma un nuevo cormo por encima del cormo madre, conocido como “cormo hijo”, además de numerosos cormos pequeños conocidos como cormillos. El cormo hijo debe ser cosechado y recibir un tratamiento para eliminar la dormancia, y así estar en condiciones de producir otra planta con flores en el próximo ciclo (Gómez-Pérez, 2018).

4.5. Requerimientos del cultivo

4.5.1 Suelo

Los suelos son un recurso esencial en sistemas cultivados y naturales; y su calidad es crucial, para el desarrollo sostenible de las actividades humanas, particularmente la agricultura (Garrigues *et al.*, 2012). El gladiolo prefiere suelos profundos arenosos, la plantación en suelos arcillosos no es perjudicial siempre y cuando tenga un buen drenaje para evitar encharcamientos y

enfermedades. Los gladiolos se pueden cultivar en la mayoría de los suelos siempre y cuando sean ricos en materia orgánica humificada, con buena estructura, permeabilidad y pH de 6.5 a 7.0 (Leszczyńska *et al.*, 1994 citado por Cuevas, 2005).

4.5.2. Temperatura

La temperatura ideal del suelo es de 10-12 °C, la superior a los 30 °C es perjudicial para la planta (Serrano, 1988 citado por Cuevas, 2005). La temperatura óptima para el desarrollo del gladiolo es de 25 °C (el rango es de 10-25 °C) temperaturas menores de 10 °C detienen el crecimiento de la planta. Los gladiolos pueden resistir temperaturas mayores a 25 °C siempre que la humedad relativa sea alta y la del suelo óptima (Leszczyńska *et al.*, 1994 citado por Cuevas, 2005).

4.5.3. Fotoperiodo

El gladiolo prospera cuando los días son mayores de 12 horas (días largos), y con bastante luminosidad (Vidalie, 2001). Es una planta heliófila (amante del sol) por lo que requiere bastante luminosidad para florecer. Con la falta de luminosidad, las yemas se quedan cerradas, abortan y no florecen (Serrano, 1988 citado por Cuevas, 2005).

4.5.4. Humedad relativa

La humedad ambiental debe de estar entre 60-70%, humedad inferior a 50 % provoca que el crecimiento sea más lento, y favorece el desarrollo de la plaga araña roja (*Tetranychus urticae* Koch) (Cuevas, 2005).

4.5.5. Riego

El riego es abundante al principio y luego escasamente hasta que aparezcan los brotes, a partir de este momento el terreno debe estar húmedo, pero no inundado. La lámina de riego está determinada por las condiciones de clima y suelo del lugar de producción además de la etapa fenológica del cultivo entre otros factores. Un exceso de humedad produce alargamiento en la planta y provoca pudrición del cormo (Larson 2004).

4.5.6 Fertilización

Para su producción no es un cultivo que necesite grandes aportaciones de nutrientes, ya que buena parte de sus necesidades las obtiene del cormo bajo condiciones normales. Pero como flor de corte, para obtener flores de alta calidad los requerimientos son mayores por lo que debe apearse

a un programa de nutrición adecuado además de revisarse frecuentemente la plantación para detectar posibles deficiencias o excesos de nutrientes. Estos deben aplicarse a la segunda hoja pues las raíces jóvenes no toleran la salinidad (Satapathy *et al.*, 2016).

Para la nutrición adecuada del gladiolo se deben considerar los siguientes aspectos. Los requerimientos de la planta para la formación de a).hojas; b).tallo floral; c).cultivar; d).tamaño de los cormos; e).etapa de desarrollo de la planta, las necesidades para asegurar la formación del órgano reproductor (cormo nuevo y cormillos), el mantenimiento sostenido de la fertilidad del suelo (Cuevas, 2005). En términos generales el ICAMEX recomienda la fórmula 180-60-100, dividida en tres aplicaciones, la de fondo o siembra que se realiza el día de la plantación con la combinación 100-60-00, la segunda a la primera escarda (cuarta hoja), entre los 30 y 40 días de plantada con la fórmula 80-00-60 y la tercera durante el paleteo o emisión de la espiga que ocurre entre los 50 y 70 días con la fórmula 00-00-40.

Cuevas (2005) hace las siguientes recomendaciones: 1) Nunca utilizar estiércoles frescos; 2) Nunca colocar fertilizantes, especialmente estiércoles, cerca de los cormos o cormillos; 3) No colocar los fertilizantes sintéticos abajo de los cormos porque pueden quemar las raíces; 4) El uso de fertilizantes tipo amoniacal o urea, incrementa el riesgo de infección por *Fusarium oxisporum* ; 5) Evitar los suelos ácidos (pH<6); 6) Cuando el suelo es naturalmente fresco y húmedo, utilizar nitrato de calcio; 7) Siempre es recomendable hacer una prueba a pequeña escala, para no exponer todo el cultivo. En cuanto a los nutrimentos, la deficiencia más común es el hierro, cuyo síntoma es una coloración verde claro cercana al blanco que se corrige con quelatos de hierro. El boro (B), es requerido durante el desarrollo del cultivo para la formación de cormillos y hojas, además de que ayuda a disminuir la pudrición del cormo (González *et al.*, 2009).

4.5.7. Plagas y enfermedades

Dado que el estándar para la calidad ornamental es muy alto, es necesario el manejo de plagas y enfermedades, para cumplirlo y asegurar el rendimiento. Cambios tecnológicos, como la precisión ambiental y los controles nutricionales, tienen el objetivo específico de reducir los costos de producción y maximizar los beneficios. Sin embargo, muchos de estos cambios han llevado a las plantas a sus límites de crecimiento y productividad. Los sistemas de producción maximizados han

generado nuevas condiciones de estrés para cultivos que son susceptibles a muchas plagas y enfermedades (Lodovica, 2015).

Las principales plagas que atacan al gladiolo son: *Trips* sp., *Phyllophaga* sp., *Agrotis* sp., *Tetranychus* sp., *Diabrotica* sp., y las principales enfermedades son producidas por hongos, entre los cuales se pueden citar: *Botrytis gladiorum*, *Fusarium oxysporum* sp. *Gladioli*, *Alternaria* sp. (mancha en las hojas), Roya transversal, *Stromatina gladioli*, *Heterosporium* sp. (mancha anular) (Overman, 1975, citado por Samaniego, 1987; Quiñones, 2015).

Se han logrado resultados interesantes en el control de enfermedades en el caso de los gladiolos, iris y tulipanes con tratamientos de agua caliente ya sea solo o en combinación con dosis reducidas de fungicidas (Lecomte *et al.*, 2016). La rotación de cultivos es una práctica que permite eliminar patógenos del suelo como *Fusarium* y problemas de plagas. Sin embargo, cuando la intención del agricultor es regresar a la tierra dentro de cinco años, los beneficios esperados de la rotación de cultivos podrían no realizarse. Los patógenos del marchitamiento por *Fusarium* poseen la capacidad de colonizar y producir inoculo sobre cultivares resistentes o rotación de cultivos, por lo que la rotación puede no ser una práctica efectiva (Scott y Chen, 2013).

4.6. Materia orgánica y fertilidad del suelo

La importancia que se reconoce a la materia orgánica deriva de su intervención en procesos de trascendencia para el comportamiento del suelo y crecimiento de las plantas y organismos del suelo como son: formación y estabilización de los agregados, absorción e intercambio iónico, suministro de energía y nutrientes, capacidad de retención de humedad, diversos procesos edafogénicos y protección contra la degradación del suelo por erosión.

4.6.1. Origen de la materia orgánica del suelo

Los componentes orgánicos del suelo proceden de la descomposición de restos y residuos de plantas y animales como muestran los siguientes puntos:

- Biomasa senescente incorporada de forma natural al suelo en cualquier ecosistema.

- Materiales orgánicos de origen biológico aportados por el hombre en los agroecosistemas: estiércol, restos de cosecha, entre otros.
- La descomposición de los tejidos orgánicos por acción mecánica de la fauna y microorganismos.
- La degradación o descomposición de moléculas orgánicas complejas a compuesto orgánico más sencillo que, si tiene lugar con intervención de los microorganismos, se denomina biodegradación.
- La reorganización de algunos productos de la degradación, con síntesis microbiana de nuevos componentes orgánicos.

El modelo conceptual de los procesos que siguen los materiales orgánicos desde su incorporación al suelo y de las interrelaciones que se producen se esquematiza en la Figura 6.

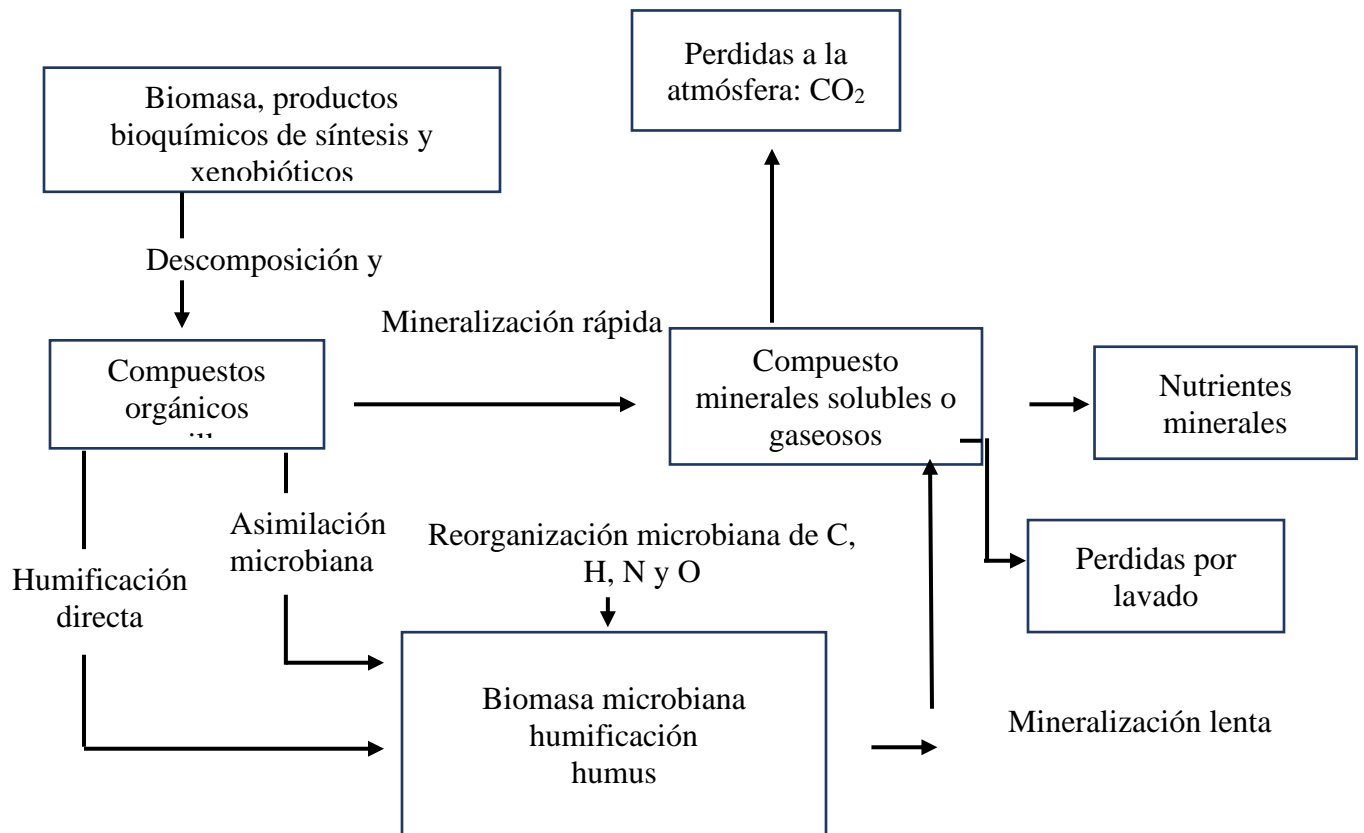


Figura 6. Mineralización

Las principales acciones atribuidas a la materia orgánica y sus efectos asociados se presentan en el (Cuadro 6).

Cuadro 6. Acciones de la materia orgánica.

Oscurecimiento del color del epipedón (Horizontes formados en la superficie del suelo)	Hace disminuir el albedo a ser menor la radiación reflejada en relación con la recibida. Incrementa la temperatura del suelo. Influye sobre el balance de energía.
Estructuración del suelo. Favorece la:	<ul style="list-style-type: none"> • Formación y estabilización de agregados. • Aeración. • Resistencia al encostramiento. • Velocidad de infiltración. • Circulación de agua. • Penetración de las raíces. • Resistencia a la erosión • Acción de los aperos en el laboreo.
Absorción e intercambio de iones	<p>Interviene en el ciclo biogeoquímico de nutrientes:</p> <ul style="list-style-type: none"> • Almacenamiento bajo formas orgánicas. • Evita pérdidas por lavado. • Libera nutrientes al mineralizarse. <p>Controla la acidez y basicidad del suelo por su poder tampón. Permite la formación de complejos y quelatos</p> <ul style="list-style-type: none"> • Movilización de metales • Papel depurador frente a vertidos.
Retención y suministro de agua	Interviene en el balance hídrico del suelo.
Estimulación de la actividad biológica	Proporcionar energía y nutrientes para la flora y la fauna del suelo.
Estimulación del crecimiento vegetal	Contiene reguladores del crecimiento. Posee efectos antibióticos sobre patógenos.

Con relación a la fertilidad física del suelo la materia orgánica interviene en la formación y estabilidad de agregados por la acción de las sustancias húmicas, polisacáridos como celulosa y hemicelulosa, células microbianas y micelios de hongos. Aumenta la capacidad de retención de humedad, así como la aireación y la entrada y circulación de agua.

4.7. Calidad del suelo

La calidad del suelo se ha definido como la capacidad de un suelo para funcionar en los límites del ecosistema para sostener la productividad biológica, mantener la calidad del ambiente y promover la salud de plantas y animales (Doran y Parkin, 1994) y ha sido estimada en términos de factores físicos, químicos y biológicos (Karlen, 2001), que son integrados para indicar el funcionamiento del suelo (Andrews y Carroll, 2002). Por lo tanto, el suelo tiene una alta calidad cuando es capaz de desarrollar sus funciones como resultado de interacciones entre características físicas, químicas y atributos biológicos (Vezzani y Mielniczuk, 2009).

4.7.1. Indicadores de la calidad del suelo

La calidad del suelo puede ser monitoreada por una serie de atributos medibles llamados indicadores de la calidad del suelo. Los parámetros de la calidad del suelo son extremadamente afectados por la deforestación, el efecto del uso sobre la agregación y la estabilidad de los agregados fue observado en un estudio realizado por An *et al.* (2009) quienes detectaron la disminución de su calidad en diferentes áreas cultivadas y señalaron la importancia de mantener la vegetación natural en áreas erosionables.

Los indicadores de calidad del suelo se evalúan para dar seguimiento a los efectos del manejo sobre su funcionamiento en un periodo dado. Estos pueden ser variables cualitativas o cuantitativas o índices compuestos por la relación entre diferentes variables (Etchevers, 1999). Para seleccionar las propiedades del suelo que puedan servir como indicadores hay que considerar que la calidad debe ser evaluada con respecto a funciones específicas de éste.

La selección de un amplio número de propiedades dificulta su análisis e interpretación, así como la construcción de índices que reflejen en forma integrada los diversos componentes de su calidad, por lo que la aplicación de un criterio para su selección es recomendable. La dificultad en determinarlos de manera apropiada, así como sus valores para múltiples sitios con diferente uso, radica en la gran cantidad de variables físicas, químicas y biológicas (Knoepp *et al.*, 2000). La difícil cuestión de cuáles son las variables que deben incluirse como un conjunto mínimo de datos, indicadores de la calidad del suelo puede ser simplificada por métodos estadísticos, que permiten trabajar con las bases de datos que incluyen las variables categóricas y numéricas comúnmente utilizadas para la evaluación de la calidad del suelo (Pulido *et al.*, 2009).

Diferentes propiedades clave del suelo de ecosistemas naturales estables pueden ser usadas como un índice de calidad del suelo (Trasar-Cepeda *et al.*, 1998). En el cuadro 7 se enlistan algunos índices de calidad del suelo, que han sido desarrollados con diferentes objetivos, acorde a las necesidades de cada región.

Cuadro 7. Indicadores usados por diferentes autores en índices de calidad del suelo en agroecosistemas.

Autores	Objetivo	Indicadores usados
Karlen <i>et al.</i> (1994a)	Índice de calidad del suelo: Evaluación de efectos del manejo de residuos de cultivo sobre la calidad del suelo en cultivo de maíz.	Estabilidad de agregados, porosidad, lombrices, biomasa microbiana, respiración, ergosterol, C total, N total, densidad aparente, disponibilidad de agua, pH, conductividad eléctrica.
Wang y Gong (1998)	Índice relativo de la calidad del suelo: Evaluación de cambios en la calidad del suelo en sistemas naturales y agrícolas.	Profundidad del suelo, textura, pendiente, material orgánica, N total y biodisponible, P y K, capacidad de intercambio catiónico y pH.
Hussain <i>et al.</i> (1999)	Adaptación de índices para evaluar el efecto de tres sistemas de cultivo sobre la calidad del suelo.	Estabilidad de agregados, C orgánico, residuos de cultivo, porosidad, intercambiable K, pH.
Glover <i>et al.</i> (2000)	Índice de calidad del suelo: Evaluación de efectos de diferentes sistemas de producción de manzana: convencional, orgánico e integrado.	Estabilidad de agregados, porosidad, lombrices, C orgánico, C y N biomasa microbiana, capacidad de intercambio catiónico, pH y N.
Liebig <i>et al.</i> (2001)	Índice de calidad del suelo: Construcción de agroecosistemas: efectos de sistemas agrícolas convencional y alternativo.	Semillas cultivadas, N contenido de N de semillas, pH, C orgánico, nitratos.
Andrews <i>et al.</i> (2002b)	Índice de calidad del suelo: Evaluación de calidad de cultivos de tomate y algodón en convencional y orgánico cultivo.	Materia orgánica, conductividad eléctrica, pH, estabilidad de agregados, densidad real y Zn.
Koper y Piotrowska (2003)	Índice de fertilidad bioquímica del suelo: Comparación del efecto a largo plazo de fertilización orgánica y mineral en caña de azúcar.	C orgánico, N total, actividad de deshidrogenasa, actividad de fosfatasa alcalina, actividad de proteasa, actividad de amilasa.
Kang <i>et al.</i> (2005)	Índice de sustentabilidad: Comparación del efecto a largo plazo de enmiendas orgánicas en sistemas para el cultivo de maíz y arroz.	C orgánico, N total, K extractable, nitratos extractables y contenido de amonio, C y N biomasa microbiana, N mineralizable, respiración, conteo de bacterias, infección por

		micorrizas, actividad de deshidrogenasa.
Sharma <i>et al.</i> (2005)	Índice de calidad del suelo: Selección de manejos adecuados en suelos áridos comparación entre convencional y cultivo mínimo.	N disponible, K y S, C biomasa microbiana y conductividad hidráulica.
Lee <i>et al.</i> (2006)	Índice de calidad del suelo: Efectos de aplicación de residuos composteados sobre la calidad del suelo en diferentes sistemas.	Densidad aparente, agregados, C orgánico, pH, K y P disponibles, Cu y Zn extractables, C biomasa microbiana, N mineralizable.
Puglisi <i>et al.</i> (2005)	Índice de alteración: Efectos sobre la calidad de suelos agrícolas contaminados con desechos industriales y municipales, fertilización orgánica, irrigación con agua de pobre calidad en diferentes cultivos: maíz, tomate, etc.	Actividades enzimáticas Arylsulfatasa, β -glucosidasa, fosfatasa, ureasa, invertasa, deshidrogenasa y fenoloxidasa.
Puglisi <i>et al.</i> (2006)	Índice de alteración: Efectos sobre la calidad de suelos agrícolas contaminados con desechos industriales y municipales, fertilización orgánica, irrigación con agua de pobre calidad en diferentes cultivos: maíz, tomate, etc.	PLFAs (Phospholipid fatty acid)
Mohanty <i>et al.</i> (2007)	Índice de calidad del suelo: Efectos de las prácticas de cultivo (convencional y sin labranza) en sistemas de arroz-trigo, y manteniendo los residuos vegetales.	Densidad aparente, estabilidad de agregados, resistencia a la penetración, materia orgánica.
Masto <i>et al.</i> (2007)	Índice de calidad del suelo: Evaluación de suelos agrícolas fertilizados con inorgánicos y/o residuos de granja.	Densidad aparente, retención de agua, pH, conductividad eléctrica, nutrientes disponibles, material orgánica, C biomasa microbiana y cultivos.
Erkossa <i>et al.</i> (2007)	Índice de calidad del suelo: Comparación del efecto de métodos de preparación del suelo (camas de siembra, residuos verdes, labranza reducida) sobre la calidad del suelo.	Densidad aparente, estabilidad de agregados, C orgánico, C, biomasa microbiana, pH, capacidad de agua disponible.
Tarin Paz-Kagan <i>et al.</i> (2014)	Un índice espectral calidad del suelo: Caracterización de la función del suelo en zonas donde el uso del suelo ha cambiado.	Espectroscopia de reflectancia, materia orgánica del suelo, conductividad eléctrica y potasio.

<p>Mohammad Sadegh Askari y Nicholas M. Holden. (2015)</p>	<p>Indización cuantitativa de la calidad del suelo: Desarrollar índices de calidad del suelo (ICS) para evaluar los efectos de prácticas actuales de manejo de suelos marinos templados. El estudio fue realizado en veinte sitios de cultivo con labranza convencional o mínima y monocultivo o rotación de cultivos.</p>	<p>Estructura del suelo, nitrógeno total, carbono orgánico, magnesio, distribución del tamaño del agregado, densidad aparente, resistencia a la penetración y respiración del suelo.</p>
<p>Fayez Raiesi, Vida Kabiri (2016)</p>	<p>Identificación de indicadores de calidad del suelo para evaluar el efecto de diferentes prácticas de labranza a través de un índice de calidad del suelo en un medio ambiente semiárido.</p>	<p>Se midieron los parámetros químicos (pH, C orgánico, N total, P y POM disponibles) y microbianos (nitrógeno y carbono de la biomasa microbiana, mineralización potencial del carbono o respiración microbiana, mineralización potencial del nitrógeno y tres enzimas ureasa, catalasa y fosfatasa alcalina) para establecer un conjunto mínimo de datos (MDS) para la evaluación del índice de calidad del suelo general.</p>
<p>Esther Rodríguez <i>et al.</i> (2016)</p>	<p>Índice de Calidad Dinámica del Suelo: Diseñar un índice basado en la lógica difusa, especialmente adaptado para evaluar la calidad dinámica de los suelos agrícolas. Este índice se describe por tres índices (índice de calidad física del suelo, índice de calidad química del suelo, índice de calidad biológica del suelo).</p>	<p>Capacidad de retención de agua, infiltración, porosidad, pH, CE, CIC, materia orgánica, N, P, K, carbono biomasa microbiana, mineralización potencial del nitrógeno, respiración basal, índice de biodiversidad de Shannon.</p>
<p>Linlin Guo <i>et al.</i> (2017)</p>	<p>Una comparación de los métodos de evaluación de la calidad del suelo para Fluvisol a lo largo del Río Amarillo Inferior.</p>	<p>Materia orgánica, nitrógeno total, fósforo total, fósforo disponible, potasio total, potasio disponible, pH, CE, densidad aparente, estabilidad de los agregados.</p>
<p>Jie Liu <i>et al.</i> (2017)</p>	<p>Evaluación de la calidad del suelo de diferentes Camelias oleíferas en China subtropical media. Objetivo: Estudiar la calidad del suelo y determinar los factores que limitan los rendimientos.</p>	<p>Materia orgánica del suelo, nitrógeno total, calcio disponible, carbono y fósforo biomasa microbiana, bacterias, actinomicetos, fosfatasa, ureasa, fósforo y potasio disponibles.</p>
<p>Silvana María José Sione <i>et al.</i> (2017)</p>	<p>Evaluación de la degradación del suelo producida por los sistemas de cultivo de arroz en un Vertisol, utilizando un índice de calidad del suelo. El objetivo de este trabajo fue evaluar el impacto de los sistemas de producción de arroz que utilizan riego con agua subterránea en el suelo a escala de campo, utilizando un índice de calidad del suelo.</p>	<p>Estabilidad de los agregados, percolación del agua, materia orgánica del suelo, contenido de sodio intercambiable, pH, conductividad eléctrica.</p>

4.7.2. Características de los vertisoles

Los vertisoles son suelos de arcillas pesadas revueltas con una alta proporción de arcillas expandibles 2:1. En estos suelos se forman profundas y anchas grietas (las cuales se abren y cierran periódicamente) desde la superficie del suelo cuando se seca, lo cual sucede la mayoría de los años. El nombre vertisoles (del L. *vertere*, dar la vuelta) se refiere a los constantes movimientos internos del material del suelo. El material original lo constituyen sedimentos con una elevada proporción de arcillas esmectitas, o productos de alteración de rocas que las generen. El perfil es de tipo ABC. La alternancia entre el hinchamiento y la contracción de las arcillas, genera profundas grietas en la estación seca y la formación de superficies de presión y agregados estructurales en forma de cuña en los horizontes subsuperficiales. Los vertisoles se vuelven muy duros en la estación seca y muy plásticos en la húmeda. El labrado es difícil excepto en los cortos periodos de transición entre ambas estaciones. Con un buen manejo, son suelos muy productivos (FAO, 1988).

Los vertisoles tienen una superficie estructurada (o corteza) y el horizonte estructurado subyacente que cambia sólo gradualmente con la profundidad. El suelo subsuperficial con una clara estructura vértica conforma la definición de un horizonte vértico, pero no está siempre claro dónde termina el horizonte A y donde empieza el horizonte B. Características morfológicas importantes tales como el color del suelo, textura, composición de los elementos, suelen ser muy uniformes a través del suelo. Existe dificultad para cualquier movimiento de los componentes solubles o coloidales.

Características físicas: Los vertisoles secos tienen una consistencia muy dura, siendo muy plásticos y pegajosos, en húmedo sus propiedades físicas son fuertemente influenciadas por la presencia de sales solubles y/o sodio adsorbido. La infiltración del agua en los vertisoles secos (agrietados), con una superficie estructurada es inicialmente rápida. Sin embargo, una vez que la superficie del suelo se encuentra totalmente humedecida y las grietas se han cerrado, el índice de infiltración de agua se vuelve casi nulo (el proceso de expansión/encogimiento indica que los poros son discontinuos y no permanentes). Si en esta etapa la lluvia continua o el riego se prolonga, estos suelos se inundan rápidamente, tienen un índice de infiltración alto. Los datos sobre la capacidad de retención de agua de los vertisoles varían ampliamente, lo cual puede ser atribuido al dinamismo complejo de los espacios de poros. El agua es adsorbida en la superficie

de las arcillas y retenida entre las capas de sus cristales. Por lo general se trata de suelos con buenas propiedades de retención de agua. Sin embargo, una gran proporción de toda el agua de los vertisoles y principalmente el agua retenida entre las unidades de cristal básico, no se encuentra disponible para ser absorbida por las raíces de las plantas.

La mayoría de los vertisoles tiene una alta capacidad de intercambio catiónico (CIC) y un alto porcentaje de saturación de bases (PSB). La reacción del suelo varía entre débilmente ácida a débilmente alcalina; los valores de pH oscilan entre 6.0 a 8.0. Valores más altos de pH (de 8.0 a 9.5) fueron medidos en estos suelos con mucho sodio intercambiable. El porcentaje de Saturación de Bases es mayor de 50% y a menudo cercano al 100% con Ca^{2+} y Mg^{2+} ocupando más del 90% de los sitios de intercambio; la relación Ca/Mg es normalmente entre 3 y 1 (WRB, 2006). Los vertisoles son uno de los suelos más productivos en México y el mundo, por su alta fertilidad natural, la cual se debe a la CIC y alta retención de humedad. Estos son excelentes en la producción de hortalizas, como cebolla, sandía, jitomate y melón. Además, producen los mejores rendimientos de maíz, trigo y sorgo (Sotelo, 2008).

4.8. Fertilizantes

Los fertilizantes son productos naturales o químicos que aportan a las plantas uno o varios elementos nutritivos. Según su origen, los fertilizantes pueden ser: a). Minerales o químicos, están constituidos por compuestos químicos inorgánicos. b). Orgánicos, proceden de la materia orgánica vegetal o animal.

4.8.1 Consumo de fertilizantes en relación con el cultivo de gladiolo

La fertilización es una de las prácticas de manejo que más influye en el éxito del cultivo de gladiolo, y es necesario que los fertilizantes se apliquen en dosis adecuadas para que estos se distribuyan y ajusten los requerimientos de la gladiola en cada etapa de su crecimiento y desarrollo (Stewart *et al.*, 2005). Es un cultivo que requiere dosis altas de nitrógeno (N) nutrimento esencial para el desarrollo y diferenciación del tallo floral (González-Pérez, 2009). El fósforo (P), importante en la elongación del tallo floral y en la acumulación de materia seca de cormo. El P requiere que su aplicación se equilibre con el nitrógeno a razón de 3N:1P (Vidalie, 2001). El potasio (K) incrementa el número de cormillos y aumenta el tamaño del cormo madre y su uso debe estar en una relación de tipo 1N-3P-0.5K. Posteriormente se incrementa el nitrógeno (1-0.5-1) y a la salida

de la espiga, se incrementa el potasio (1-0-2). Las cantidades totales a aportar son 70 N - 50 P₂O₅ - 80 K₂O kg ha⁻¹ (Vidalie, 2001). El Instituto de Capacitación Agropecuaria, Acuícola y Forestal del Estado de México (ICAMEX) recomienda a los productores de gladiola suministrar la fórmula 180-60-100.

4.8.2. Tipos de fertilizantes

4.8.2.1 Fertilizantes inorgánicos

Los fertilizantes o abonos minerales son productos desprovistos de materia orgánica, que contienen una cantidad apreciable de elementos nutritivos en forma asimilable por las plantas (FAO, 1999). En la actualidad se utilizan fertilizantes químicos en grandes cantidades para compensar la deficiencia de nutrientes en el suelo.

4.8.2.2 Fertilizantes orgánicos

Los productos orgánicos son fuentes naturales no tóxicos para el ambiente, que pueden ser considerados como una alternativa para el desarrollo de la agricultura sostenible. Los abonos orgánicos fueron los primeros fertilizantes utilizados para favorecer el crecimiento de las plantas y aumentar la producción de la cosecha. Promueven la utilización de sustancias y prácticas menos nocivas para el ambiente que incluyen los organismos que viven en este, sin embargo hay que tener en cuenta que no es conveniente ni posible, dar reversa a las actuales prácticas agrícolas en muchos suelos, debido a que se requiere por sus características físicas y químicas, ni tampoco lo es para muchos cultivos. La aplicación de diferentes tipos de abonos orgánicos genera cambios distintos sobre las propiedades del suelo, ya que tienen características propias; estas deben tenerse en cuenta dentro de las estrategias para un manejo integral de la materia orgánica del suelo.

En los abonos orgánicos utilizados en la agricultura, la composta y la lombricomposta tienen la particularidad de ser materiales procesados, lo cual disminuye las desventajas que pueda tener la aplicación de otros tipos de abonos orgánicos. Adicionalmente su capacidad de mejorar la estructura del suelo, libera nutrientes orgánicos, de incrementar la capacidad de intercambio catiónico, restablecer poblaciones microbianas y aumentar la retención de agua, mejora la calidad y por ende los bienes y servicios que este presenta. En el suelo es la responsable de los cambios físicos que se dan en este, particularmente en la estructura (reducción de la densidad aparente,

formación de agregados), aumento de la porosidad y permeabilidad y por ende de la retención de agua.

La identificación de los microorganismos en abonos orgánicos y especialmente en compost ha permitido establecer asimismo la carga microbiana que se incorpora al suelo con su aplicación. Es así como se han identificado principalmente bacterias como *Cellulomonas*, *Cytophaga*, *Bacillus*, *Sporocitophaga*, *Micronosporas*, *Halobacillus aeromicrobium* y *brevibacterium* y, el actinomiceto, *Streptomyces* con reconocida capacidad de degradar celulosas también hongos como *Aspergillum terreus*, *A. fumigatus*, *A. clavatus*, *Syncephalastrum*, *Rhizopus*, *Absida*, que descomponen almidones y proteínas y algunos también celulosa. En ciertos casos se ha identificado la presencia de hongos y bacterias con otras actividades que pueden ser más interesantes desde el punto de vista de la disponibilidad de nutrientes para las plantas (SMCS, 2016).

4.8.3. Problemas ambientales del uso de fertilizantes

Se estima que el cultivo absorbe entre 20 y 40 % del fertilizante aplicado, el resto se pierde por diversos mecanismos, generando cuantiosas pérdidas económicas y contaminación ambiental, tal como la eutrofización de cuerpos de agua, lluvia ácida, destrucción de la capa de ozono estratosférica e incremento del efecto invernadero (Duxbury, 1994).

En muchos casos los fertilizantes, además de aportar elementos nutritivos, alteran las propiedades físicas y fisicoquímicas de los suelos (estructura, pH, capacidad de intercambio catiónico, salinidad, entre otros. Por lo tanto, al aportar al suelo un fertilizante hay que tener en cuenta sus efectos sobre el suelo, procurando elegir aquellos cuyos efectos sean favorables, o al menos, lo menos desfavorable (FAO, 1999).

La contaminación por fertilizantes se produce cuando estos se utilizan en mayor cantidad de la que pueden absorber los cultivos, o cuando se eliminan por acción del agua o del viento de la superficie del suelo antes de que puedan ser absorbidos. Los excesos de fertilizantes pueden infiltrarse en las aguas subterráneas o ser arrastrados a cursos de agua. La producción agropecuaria tiene profundos efectos en el ambiente en conjunto. Son la principal fuente de contaminación del agua por nitratos, fosfatos y plaguicidas. También son la mayor fuente antropogénica de gases responsables del efecto invernadero, metano y óxido nitroso, y

contribuyen en gran medida a otros tipos de contaminación del aire y del agua (González, 2011; Sharma *et al.*, 2019).

4.9. Fertilizantes biológicos en la agricultura (biofertilizantes)

El suelo no es solamente un lugar en donde crecen los cultivos. En él se realizan procesos biológicos complejos como la conversión de nutrientes, en donde los microorganismos participan activamente en los ciclos que permiten el movimiento de elementos y nutrientes. Dentro de la agricultura el uso de biofertilizantes tiene ventajas económicas. (Sagarpa, 2013). El término biofertilizante hace referencia a sustancias que contienen microorganismos vivos involucrados al suelo (Nagananda *et al.*, 2010). El biofertilizante, es una palabra que aun genera confusión, ya que fácilmente se identifica como extractos de plantas, residuos urbanos compostados, mezclas microbianas de fertilizantes químicos suplementados con compuestos orgánicos (Boraste *et al.*, 2009).

Los beneficios que presenta el uso de microorganismos en la agricultura pueden concretarse de la siguiente manera: a) Fitoestimulantes, estimulan la germinación de la semilla y el enraizamiento por la producción de reguladores de crecimiento, vitaminas y otras sustancias; b) Biofertilizantes, incrementan el suministro de los nutrientes por su acción sobre los ciclos biogeoquímicos, tales como la fijación de N₂, la solubilización de elementos o la mineralización de compuestos orgánicos; c) Mejoradores, mejoran la estructura del suelo por su contribución a la formación de agregados estables; d) Agentes de control biológico de patógenos, desarrollan fenómenos de antagonismo microbio-microbio; e) Biorremediadores, eliminan productos xenobióticos tales como pesticidas, herbicidas y fungicidas; f) Mejoradores ecofisiológicos, incrementan la resistencia al estrés tanto biótico como abiótico (Bowen y Rovira, 1999).

El uso excesivo de fertilizantes nitrogenados y a base de fósforo es una práctica insostenible, dada la contaminación que genera y el alto costo (Ram *et al.*, 2007; Sharma *et al.*, 2019). Algunos microorganismos establecen una relación simbiótica cuando dos organismos (en este caso una bacteria u hongo) establecen una interacción estrecha que a menudo es de largo plazo. Esta relación puede ser benéfica para ambos organismos (mutualismo) las interacciones entre las plantas y los microorganismos benéficos ocurren principalmente en la porción del suelo en estrecho contacto con la raíz, conocida como rizosfera (Bringhurst *et al.*, 2001). Se estima que la

concentración de bacterias en la rizosfera es de 10 a 1000 veces mayor que en el suelo (Lugtenberg y Kamilova, 2009).

Los biofertilizantes también conocidos como bioinoculantes, inoculantes microbianos o inoculantes del suelo, son productos agrobitecnológicos que contienen microorganismos vivos o latentes (bacterias u hongos, solos o combinados) y que son agregados a los cultivos agrícolas. El biofertilizante contiene microorganismos vivos que mejoran el estatus nutricional de las plantas, además los biofertilizantes incluirán tanto a los microorganismos que incorporan nuevos nutrientes al sistema planta-suelo como aquellos que incrementan la captación o disponibilidad de nutrientes (Raupauch y Kiopper, 2000; Manjula y Podile, 2001; Guo, 2004). El uso de inoculantes microbianos es una forma de fertilización biológica que consiste en utilizar las propiedades de los microorganismos para asociarse con las plantas. Es básicamente tratar de usar las propiedades que tienen las bacterias, algas, y hongos, de poder fijar nitrógeno atmosférico, solubilizar fosforo, calcio, potasio y dejárselo disponibles a las plantas, sustituyendo con ello el uso, en una determinante medida, de fertilizantes químicos que se fabrican con base en el nitrógeno atmosférico o los fosfatos y otros minerales extraídos. El uso de este tipo de microorganismos para poder solubilizar o poder fijar estos compuestos en las plantas retribuye mucho en la fertilización a nivel de campo (Sánchez-Banda, 2017).

Además, el componente microbiano del suelo es importante para la salud de los ecosistemas. Los procesos agrícolas, como el manejo de los recursos vegetales inciden sobre este componente al afectar tanto su biodiversidad como la densidad de las poblaciones microbianas implicadas: los resultados a mediano y a largo plazo pueden ser la pérdida de fertilidad de los suelos. Como es bien sabido, los microorganismos son los seres más numerosos que existen en la tierra: son organismos ancestrales que han localizado exitosamente cada nicho ecológico posible. Los microorganismos se encuentran prácticamente en todas las regiones del planeta. Su presencia y actividad es esencial para la salud y funcionamiento adecuado de todos los ecosistemas. Algunos hongos, las bacterias y algas verde-azules son organismos fijadores de nitrógeno atmosférico. La capacidad de los microorganismos para desarrollar tal variedad de funciones se debe a su gran versatilidad bioquímica (Olalde y Aguilera, 1998).

Los biofertilizantes son productos complejos de microorganismos que pueden mejorar la fertilidad del suelo y la productividad de los cultivos. Ayudan en la asimilación de nutrientes a través de los procesos naturales de fijación de nitrógeno, solubilizando el fósforo y estimulando el crecimiento de las plantas mediante la síntesis de sustancia promotoras del crecimiento. Entre los microorganismos benéficos, los hongos micorrízicos arbusculares juegan un papel clave en la nutrición y rendimiento de los cultivos debido a su capacidad para mejorar la absorción de minerales por la planta (Lee *et al.*, 2013). En Ecuador se recomendó el uso de biofertilizantes como alternativa ecológica para mitigar los efectos del cambio climático en la producción agrícola, mediante el incentivo al uso de micorrizas como opción para disminuir el uso de fertilizantes químicos. Inocularon plantas de frijol con micorrizas y observaron en estas mejores características físicas de las plantas que les permitieron estar más preparadas para enfrentar diversas situaciones en campo (Solis-Charcopa, 2017).

4.9.1 Clasificación de los biofertilizantes

Los biofertilizantes pueden ser clasificados de acuerdo al mecanismo (s) empleado por las bacterias para promover el crecimiento de las plantas (fijadores de nitrógeno, solubilizadores de fosfato o desintegración de materia orgánica) o bien conforme al tipo de microorganismos empleados para su formulación bacterias, hongos o una combinación de ambos.

Los inoculantes con *Rhizobium* se utilizan para cultivos de leguminosas, estos inoculantes tienen la capacidad de fijar nitrógeno atmosférico en asociación simbiótica con plantas formadoras de nódulos radicales. Después de la cosecha de las leguminosas queda algo de nitrógeno residual en el suelo. Se ha tenido respuesta favorable a la inoculación con *Rhizobium* en chícharo, garbanzo, soya y haba. Los inoculantes con *Azotobacter* pueden ser aplicados a muchos cultivos (no leguminosas); son organismos de vida libre, fijadores de nitrógeno no simbióticos. Producen anticuerpos que suprimen patógenos de las raíces. Promueven la germinación de las semillas y vigor inicial de las plantas debido a la sustancia AIA producida por los microorganismos. *Azotobacter* se puede utilizar para cereales, algodón y caña de azúcar (Santoyo-Pizano *et al.*, 2018).

4.9.2 Efectos de los biofertilizantes sobre las características físicas, químicas y biológicas del suelo

En el manejo de los suelos degradados se requiere de un profundo entendimiento de los principales procesos. A pesar de su aparente hostilidad, el suelo es el hábitat de innumerables seres vivos. En el suelo se pueden encontrar una enorme cantidad de organismos diferentes de tamaño y funciones muy variables. Son fundamentales para el desarrollo de la vida en el planeta, jugando un papel relevante en la formación y estructuración del suelo y en la movilización de nutrientes. A escala microscópica se encuentran bacterias, algas, protozoos y hongos.

Cada tipo de organismos realiza una función específica. Algunos como las algas, son fotosintéticas, otros, como las cianobacterias, son capaces de fijar nitrógeno atmosférico. Sin embargo, la mayoría de los organismos del suelo utilizan la materia orgánica o la mineral como fuente de nutrientes y energía. Muchos están especializados en romper la materia orgánica de plantas y animales, dando sustancias simples, inorgánicas que pueden ser devueltas a la atmosfera o arrastradas con las aguas de drenaje o ser incorporadas al stock de reserva mineral o al complejo arcillo-húmico. Algunos establecen relaciones simbióticas con otros organismos vivos, como *Rhizobium*, cianobacterias, micorrizas, entre otros. Para una buena gestión de los suelos es preciso conocer el hábitat y las costumbres alimentarias de los organismos que puedan favorecer el desarrollo de los organismos benéficos y reducir la actividad de los dañinos. Además de su papel en el ciclo de los nutrientes del suelo muchos organismos tienen funciones básicas para el mantenimiento de una buena estructura y del funcionamiento del suelo, como son:

- Transportar fragmentos orgánicos y minerales, mezclándolos, facilitando la formación del complejo arcillo-húmico.
- Las galerías de las lombrices de tierra, topes, conejos y otros animales, cruzan los horizontes, facilitando el descenso de las raíces en profundidad y la aeración y el drenaje de los suelos.
- Los microorganismos del suelo, especialmente los hongos, favorecen una buena estructura pues estabilizan los agregados envolviéndoles con sus redes de micelios y evitando que sean arrastrados por el agua de lluvia u otros agentes responsables de la erosión.

- La importancia de los microorganismos como indicadores de la calidad de suelo
- la fertilidad y el funcionamiento de los suelos dependen en una gran proporción de las propiedades bioquímicas y microbiológicas del suelo, ya que son muy importantes para definir las principales funciones edáficas: productiva, filtrante y degradativa. Por lo tanto, la actividad biológica y bioquímica del suelo es de importancia capital en el mantenimiento de la fertilidad de los hábitats terrestres y consecuentemente del funcionamiento de los ecosistemas forestales y agrícolas.

4.9.3 Calidad del suelo y uso de biofertilizantes

Al considerar la importancia de la evaluación científica de la calidad del suelo, que es esencial para mejorar los rendimientos Liu *et al.* (2017) decidieron estudiar la calidad del suelo cultivado con *Camelia oleífera* y determinar los factores que limitan los rendimientos, para ello recolectaron 60 muestras de suelo de rodales de plantaciones que produjeron diferentes rendimientos de aceite en la China subtropical media. Examinaron propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo. Encontraron valores significativamente altos para la mayoría de las propiedades en las muestras de suelo de alto rendimiento de aceite incluida la materia orgánica del suelo, nitrógeno total, calcio disponible, boro disponible, carbono de biomasa microbiana, biomasa microbiana de fósforo, bacterias, actinomicetos, fosfatasa total y ureasa. A la inversa, el P y el potasio disponibles se agotaron en las muestras de suelo de bajo rendimiento de aceite. Se encontró una correlación significativa entre el SQI y el rendimiento del aceite. La materia orgánica del suelo pareció ser el factor limitante para el bajo rendimiento de aceite.

Tualar *et al.* (2014) llevo a cabo un experimento para investigar el efecto de un biomejorador de paja compostada (CS) combinado con un consorcio de biofertilizantes (CB) y un agente de biocontrol para restaurar la salud del suelo y promover la resistencia sistémica inducida (ISR) con el fin de aumentar la productividad del arroz. Los resultados experimentales revelaron que la aplicación de 7,5 toneladas por hectárea de biomejorador combinado con 400 g por hectárea de CB aumentó la ISR y mejoró la productividad del arroz. Las enfermedades de las manchas de color marrón, el tizón de la vaina del arroz y tizón de la hoja bacteriana se redujo. Además, el rendimiento de grano de arroz se incrementó de 7.1 ton ha⁻¹ a 10.1 ton ha⁻¹. La reducción de las enfermedades del arroz y el aumento del rendimiento son importantes indicadores para detectar el impacto del biomejorador y biofertilizantes en la mejora de los suelos. Estos resultados también

indican que la aplicación del biomejorador, biofertilizantes, y el agente biofertilizante-biocontrol (biofertilizante-*Trichoderma* sp.) tiene la capacidad de mejorar la calidad del suelo y aumentar la eficiencia de los fertilizantes (Simarmata *et al.*, 2016).

La agricultura ecológica debe ser promovida como un medio de mantener la calidad del suelo y reducir el costo de la agricultura, especialmente para los pequeños agricultores. Sharma *et al.* (2017) realizaron un estudio para probar el efecto de un abono orgánico, preparado utilizando un consorcio de microorganismos eficientes (*Azospirillum* y bacterias solubilizadoras de fósforo) aplicado con la dosis recomendada completa o la mitad de fertilizantes químicos, sobre el crecimiento de caléndula y plantas de cempasúchil los parámetros del suelo físicos, químicos y las actividades enzimáticas del suelo se mejoraron con el aumento de la tasa de aplicación de composta. Además el pigmento carotenoide en caléndula aumentó en 46.11% y en cempasúchil 12.19%. El humus del suelo, el nitrógeno disponible y el contenido de carbono orgánico también aumentó debido a la suplementación de la composta resultando en una mejor fertilidad del suelo. En caléndula, el número de flores fue positivamente influenciado en respuesta a la aplicación de la composta con media dosis de fertilizante químico.

El papel de los hongos micorrízicos arbusculares en el mejoramiento del estrés hídrico está bien documentado. Heidari y Karami (2014) estudiaron los efectos del estrés hídrico y dos especies diferentes de micorrizas en el rendimiento de grano y el contenido de aceite en girasol, observaron que el estrés hídrico disminuyó significativamente el rendimiento de grano de girasol; pero la aplicación de micorrizas, aumentó significativamente el rendimiento de grano y el contenido de aceite en comparación con el tratamiento control. El estrés hídrico disminuyó el contenido de potasio de las semillas, pero el contenido de nitrógeno y fósforo aumentaron. De las dos especies de micorrizas evaluadas, *G. etanicatum* tuvo el mayor efecto en el aumento del rendimiento de grano y contenido de nutrientes del girasol.

Las prácticas agrícolas biológicas que utilizan bioinoculantes y suplementos orgánicos renovables son cada vez más adoptada por los productores de básicos, aunque se sabe poco sobre sus beneficios en comparación con los fertilizantes convencionales. Abobaker *et al.* (2018) realizaron dos ensayos con girasol (*Helianthus annuus* L., "Dwarf Sunsatation") para comparar el Influencia e

interacción de la inoculación de hongos micorrízicos arbusculares (HMA) con la aplicación de fertilizantes sintéticos convencionales y orgánicos para favorecer el crecimiento y desarrollo de las plantas. Las plantas de girasol inoculadas y fertilizante sintético tuvieron mayor altura de planta y diámetro del tallo, lo que hace evidente que el uso de los biofertilizantes se ha convertido en una herramienta útil para mejorar el rendimiento de diversos cultivos con una reducción del uso de fertilizantes químicos, lo cual redundará de manera importante en la conservación de la calidad de los suelos y con ello en la producción sustentable de un importante número de especies entre ellas las ornamentales (Rubí *et al.*, 2017). Además su uso constituye una alternativa económica y ecológicamente viable (Soroa *et al.*, 2003).

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Localización

El estudio de campo se realizó entre abril y diciembre de 2018, en el Campus Experimental El Cerrillo de la Facultad de Ciencias Agrícolas de la Universidad Autónoma del Estado de México (Figura 7), ubicado a 19°24'59" Latitud Norte y 99°41'41" Longitud Oeste a 2 600 msnm, El clima predominante es templado con lluvias en verano y una temperatura media anual de 12.6 °C.



Figura 7. Localización de la Facultad de Ciencias Agrícolas.

5.2. Características generales del suelo

La clase textural del suelo es franco arcillo arenoso, con mayor contenido de arcilla; la densidad aparente es baja, su capacidad de retención de agua es media. En lo que se refiere a las características químicas, su capacidad de intercambio catiónico es media, el contenido de materia orgánica es bajo al igual que el del fósforo. La fertilidad de este suelo es media. En época de lluvias el agua tarda en drenar (Figura 8).



Figura 8. Terreno donde se estableció el cultivo.

5.3 Muestreo y análisis del suelo

Antes del establecimiento del cultivo se realizó un muestreo sistemático, al término del ciclo del cultivo se tomaron 5 muestras por lote experimental, a una profundidad de 0-15 cm. Las muestras de suelo fueron colocadas en bolsas de plástico etiquetadas y transportadas al laboratorio de edafología de la Facultad de Ciencias Agrícolas para su análisis. Las muestras de suelo fueron secadas a la sombra a temperatura ambiente (Figura 9).



Figura 9. Secado de las muestras de suelo.

5.4 Caracterización fisicoquímica del suelo objeto de estudio

Después del secado las muestras de suelo fueron tamizadas y procesadas para realizar los análisis físicos y químicos, en el Cuadro 8 se indican los métodos utilizados.

Cuadro 8. Métodos utilizados para la caracterización fisicoquímica del suelo.

Variable	Método
Contenido de humedad	AS-05 (NOM-021-RECNAT-2000)
Capacidad de retención de agua	Por gravimetría (Forster, 1995)
Clase textural	Bouyoucos (Gee y Bauder, 1986)
Densidad aparente	Probeta
pH en suelo:agua (1:2.5)	Potenciométrico (Thomas, 1996)
Materia orgánica	Walkley y Black modificado (Nelson y Sommers, 1996)
Nitrógeno total	Kjeldahl (Bremner, 1996)
Conductividad eléctrica	AS-18, con un conductímetro (NOM-021-RECNAT-2000)

5.5 Tratamientos de evaluación planteados

Para el trabajo experimental se emplearon dos biofertilizantes que han sido utilizados en el cultivo de Liliis *Glomus fasciculatum* y *Bacillus subtilis* que mejoraron el crecimiento de las plantas y dos fertilizantes uno orgánico y sintético. En el Cuadro 9 se presenta la matriz de tratamientos.

Cuadro 9. Matriz de tratamientos.

Tx	Descripción	Fertilizante químico (g/planta)	Abono orgánico (g/planta)	Inoculante microbiano (m) (g/planta)	Inoculante microbiano (b) (mL/planta)
T1	A ₀ B ₀	0	0	0	0
T2	A ₀ B _v	0	31	0	0
T3	A ₀ B _i	4.24	0	0	0
T4	A _m B ₀	0	0	5	0
T5	A _m B _v	0	31	5	0
T6	A _m B _i	4.24	0	5	0
T7	A _b B ₀	0	0	0	2
T8	A _b B _v	0	31	0	2
T9	A _b B _i	4.24	0	0	2
T10	A _{m+b} B ₀	0	0	5	2
T11	A _{m+b} B _v	0	31	5	2
T12	A _{m+b} B _i	4.24	0	5	2

Tx= Tratamiento; A₀= Sin inoculación; A_m= Inoculación con micorrizas *G. fasciculatum*; A_b= Inoculación con *B. subtilis*; A_{m+b}= Coinoculación (micorrizas *G. fasciculatum* + *B. subtilis*); B₀= Sin fertilización; B_v= Biovital; B_i= Fertilizante químico.

5.6 Diseño experimental

El experimento se estableció bajo un diseño de bloques al azar, con arreglo factorial (4x3). Se evaluaron doce tratamientos con tres repeticiones. La unidad experimental fue de 4 surcos de 5 metros de largo y 0.6 m de ancho, cada parcela útil fue de dos surcos centrales.

5.7 Material vegetativo

Se utilizaron cormos comerciales de gladiolo variedad "Borrega roja" previamente vernalizados calibre 6-8. Los cormos fueron desinfectados un día antes de la plantación con Procloraz (Sportak 45 CE) 0.5 ml L⁻¹ durante 10 minutos, se escurrieron y dejaron secar.

5.7.1 Plantación

La plantación de los cormos de gladiolo se estableció en el predio número uno del Campus experimental El Cerrillo ubicado en las instalaciones de la Facultad de Ciencias Agrícolas de la Universidad Autónoma del Estado de México. El experimento se estableció a cielo abierto en condiciones de temporal, con temperatura media durante el ciclo de cultivo. La distancia entre cormos fue de 20 cm, empleando 125 por unidad experimental.

5.7.2 Inoculación

La inoculación se realizó al plantar el cormo con 5 g por planta de la cepa de micorriza arbuscular (*Glomus fasciculatum*), en el caso de *Bacillus subtilis* se utilizaron 2 mL (1x10⁷ ufc*mL) por planta ambos inóculos fueron proporcionados por el Laboratorio de Bioquímica Ecológica del CINVESTAV, IPN, Unidad Irapuato.

5.7.3 Abono orgánico utilizado

Se utilizó Biovital que es un abono orgánico subproducto de la producción de levaduras, cuyo análisis químico arroja las concentraciones que se presentan en el Cuadro 10. Este producto orgánico fue proporcionado por la empresa SAFMEX.

Cuadro 10. Características físicas y químicas de Biovital

Propiedad	Valor
Materia orgánica	55-60 %
Nitrógeno	3.5-4.5 %
Fósforo	3.5-4.1 %
Potasio	1.7-1.9 %
Calcio	6.0-7.0 %
Magnesio	1.0-1.5 %
pH	8.0-9.0

5.7.4 Evaluación de indicadores físicos y químicos del suelo

Se evaluaron indicadores de calidad físicos y químicos del suelo para determinar el efecto producido por diferentes tratamientos de nutrición en el cultivo de gladiolo (*Gladiolus grandiflorus*): a). Capacidad de retención de agua, b). Densidad aparente, c). pH, d). Materia orgánica y e). Conductividad eléctrica.

5.8 Manejo de los cormos

Posterior a la cosecha del tallo floral, los cormos se recolectaron del campo 50 días después de la cosecha y se realizó la toma de los datos (Figura 10).

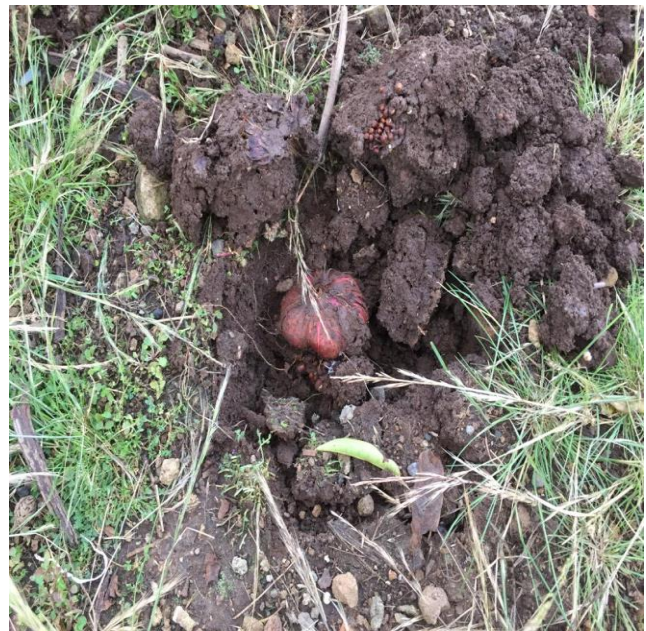


Figura 10. Toma de muestras de los cormos.

5.8.1 Limpieza de los cormos

Los cormos fueron transportados a un lugar seco y fresco para proceder a su limpieza, se dejaron una semana, con ayuda de un tamiz se tamizaron para retirar la tierra y la túnica (Figura 10). Posteriormente se seleccionaron por tamaños, después se desinfectaron con el fungicida Prochloraz (Sportak 45 CE) 0.5 ml L^{-1} durante 10 minutos, se escurrieron y dejaron secar. Se almacenaron en el laboratorio de análisis de suelos a una temperatura de $10 \text{ }^{\circ}\text{C}$ porque es ideal para la conservación del cormo para que estuvieran en estado de dormancia.



Figura 10. Limpieza de cormos

5.9 Análisis Estadístico

Las características del suelo y de los cormos se sometieron a un análisis de varianza y una comparación de medias (DMS) con el programa Statgraphics para Windows, versión 5.0.

VI. RESULTADOS

6.1. Caracterización fisicoquímica del suelo objeto de estudio

Los resultados correspondientes a los análisis físicos del suelo antes del establecimiento del cultivo de gladiola se presentan en el cuadro 11. Los valores de densidad aparente están en un rango de 1.10 a 1.15 g/cm³ (baja) que corresponden a suelos arcillosos, en los que desde una perspectiva agrícola se asocian a una condición general más apropiada para los cultivos. La capacidad de retención de agua es media.

Cuadro 11. Propiedades físicas del suelo antes del establecimiento del cultivo

Muestra	Propiedad					
	Dap g cm ⁻³	CRA	Arena	Limo	Arcilla	Clase textural
1	1.12	31.43	46.16	22.88	23.28	Franco arcillo arenoso
2	1.10	29.49	44.16	20.88	23.28	Franco arcillo arenoso
3	1.13	27.64	46.16	20.88	25.28	Franco arcillo arenoso
4	1.12	28.05	48.16	24.88	23.28	Franco arcillo arenoso
5	1.15	28.42	48.16	22.88	25.28	Franco arcillo arenoso
6	1.10	30.98	47.44	22.16	25.28	Franco arcillo arenoso
7	1.13	29.37	45.44	20.16	25.28	Franco arcillo arenoso
8	1.10	28.08	47.44	24.16	23.28	Franco arcillo arenoso
9	1.12	27.38	51.44	28.16	23.28	Franco arcillo arenoso

La textura del suelo es una propiedad física sencilla de identificar en el laboratorio y de mayor utilidad en su caracterización. La textura influye sobre factores tales como: infiltración, retención de humedad, drenaje, productividad, facilidad para laborear y necesidad de agua. Por lo anterior y considerando que la superficie presento una textura homogénea clasificada; como franco arcillo arenosa, esta influye en que cuente con una fertilidad química media, con superficie específica moderada lo que permite una capacidad de intercambio catiónico suficiente para el abastecimiento

de cationes básicos para el aprovechamiento por parte de la planta. El terreno húmedo tarda en drenar por la permeabilidad muy lenta por la microporosidad y la compacidad que presenta el suelo en la época de lluvia además en el laboreo del terreno no permite las actividades dedicadas al cultivo, en cuanto al desarrollo de los cultivos en estos terrenos existe dificultad a la penetración de las raíces. Los valores altos de densidad aparente se relacionaron con el bajo contenido de materia orgánica

En el Cuadro 12 se aprecian los valores de las características químicas del suelo antes del establecimiento del cultivo, el pH observado fue de neutro a ligeramente alcalino este rango de pH se considera adecuado para el crecimiento del cultivo de gladiola, los nutrientes como N, Ca, Mg y P son asimilables; además la actividad microbiana es buena lo que favorece la descomposición de la materia orgánica. El contenido de materia orgánica fue (medio a alto, considerándose apropiado para el abastecimiento de nutrientes). La conductividad eléctrica es baja, por lo tanto son suelos sin problemas de sales. La CIC, es muy homogénea considerandos como media. El fósforo presentó valores muy bajos, pudiendo ocasionar problemas nutrimentales en el cultivo.

Cuadro 12. Propiedades químicas del suelo antes del establecimiento del cultivo

Propiedades químicas del suelo								
Muestra	pH	CE dS m ⁻¹	Ca cmol (+) kg ⁻¹	Mg cmol (+) kg ⁻¹	CO %	MO %	CIC cmol (+) kg ⁻¹	P mg kg ⁻¹
1	7.36	0.24	5.0	3.3	2.34	4.03	20.05	3.46
2	6.77	0.28	5.3	3.4	1.72	2.96	20.20	3.34
3	7.08	0.20	5.6	3.5	1.56	2.69	21.07	3.53
4	7.22	0.24	5.0	4.2	2.34	4.03	22.10	4.06
5	7.03	0.27	5.2	4.3	1.40	2.42	21.05	3.98
6	6.98	0.22	5.1	3.3	2.49	4.30	21.15	3.56
7	6.92	0.30	5.4	3.1	2.18	3.76	20.07	4.35
8	6.95	0.20	5.9	3.6	1.72	2.96	21.50	4.32
9	6.89	0.22	5.4	4.6	2.65	4.57	22.03	3.87

6.2. Evaluación del efecto de tratamientos sobre indicadores físicos y químicos del suelo al final del ciclo de cultivo de gladiolo (*Gladiolus grandiflorus* L.).

6.2.1. Materia Orgánica del suelo

En la (Gráfica 1) correspondiente al contenido de materia orgánica se observa que el tratamiento A₀B_v aumento significativamente el contenido de materia orgánica con respecto a los demás tratamientos. Dicho aumento de materia orgánica, beneficia al suelo mejorando su calidad, favoreció la disminución de la densidad aparente, permitiendo a la raíz penetrar a mayor profundidad y de poder abastecerse de mayor cantidad de elementos nutritivos. Así mismo favorece la retención de agua. El incremento de la materia orgánica en los suelos arcillosos tiende a reducir la adhesividad disminuyendo la dificultad para realizar las labores agrícolas.

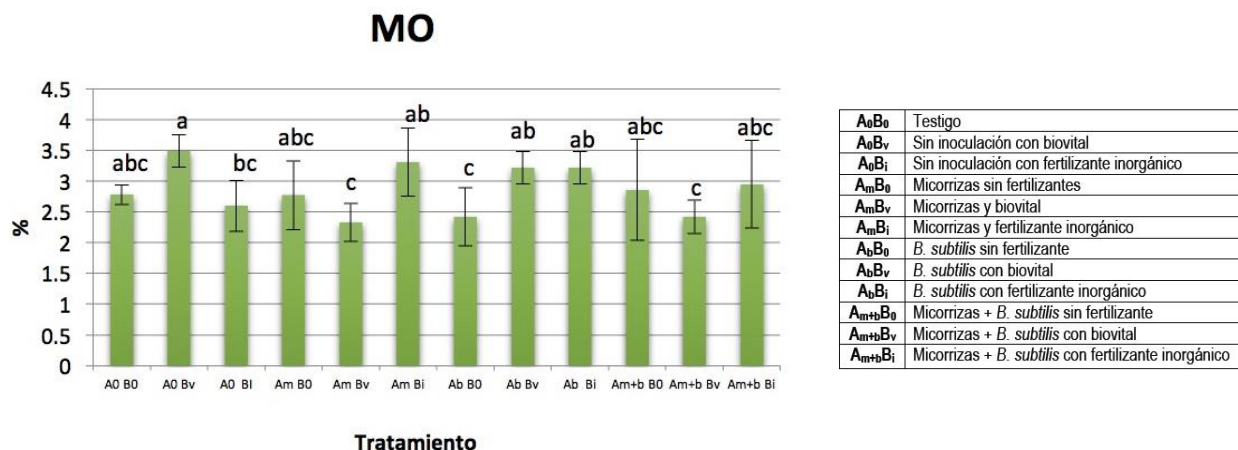
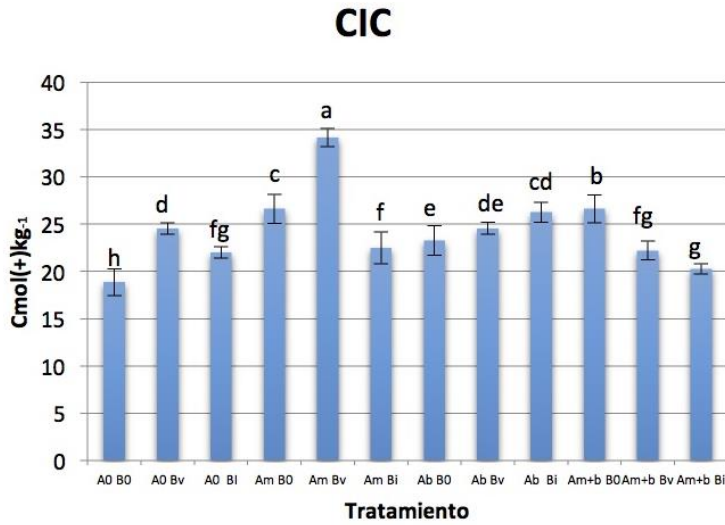


Figura 11. Materia orgánica en suelo cultivado con gladiolo.

6.2.2. Capacidad de intercambio catiónico

En general la CIC en comparación con el primer análisis aumentó al aplicar el abono orgánico y microorganismos benéficos, así el mejor tratamiento resulto la interacción micorrizas-Biovital con un valor de 30 cmol kg⁻¹(Gráfica 2) esto se puede explicar por el alto contenido de materia orgánica del Biovital, que al mineralizarse liberó nutrientes aunados a la acción de las micorrizas sobre la solubilización de nutrimentos presentes en el suelo, por lo tanto esta dinámica del suelo permitió aprovechar los nutrimentos aprovechables por el cultivo de gladiolo lo que repercutió en su mayor crecimiento. El tratamiento de micorrizas con Biovital indicativo de una fertilidad moderada a alta, no requiere de prácticas especiales para su explotación pero si se deben aplicar abonos orgánicos con la finalidad de mantener esa fertilidad.

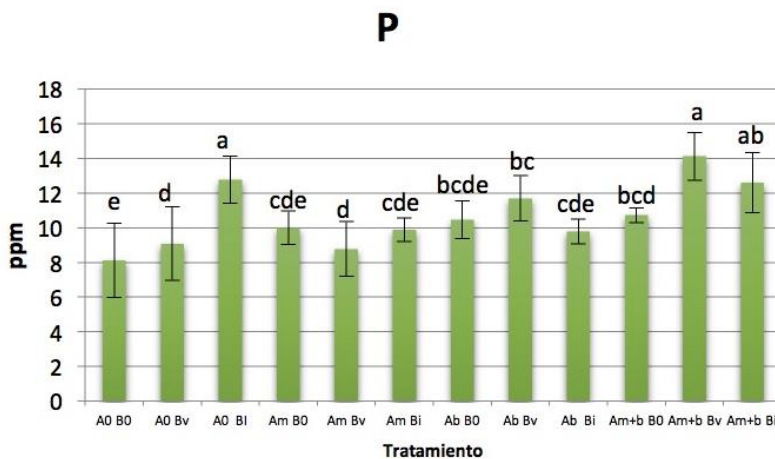


A0B0	Testigo
A0Bv	Sin inoculación con biovital
A0Bi	Sin inoculación con fertilizante inorgánico
AmB0	Micorrizas sin fertilizantes
AmBv	Micorrizas y biovital
AmBi	Micorrizas y fertilizante inorgánico
AbB0	<i>B. subtilis</i> sin fertilizante
AbBv	<i>B. subtilis</i> con biovital
AbBi	<i>B. subtilis</i> con fertilizante inorgánico
Am+bB0	Micorrizas + <i>B. subtilis</i> sin fertilizante
Am+bBv	Micorrizas + <i>B. subtilis</i> con biovital
Am+bBi	Micorrizas + <i>B. subtilis</i> con fertilizante inorgánico

Figura 12. Capacidad de intercambio catiónico (CIC) en suelo cultivado con gladiolo.

6.2.3. Contenido de fósforo

En la (Gráfica 3) se observó que el tratamiento $A_{m+b}B_v$ presentó mayor proporción de fósforo (14.11), así es como las micorrizas al igual que *B. subtilis* ayudaron a la solubilización de fósforo presente en el suelo. El cual está disponible para el cultivo por lo tanto es importante en la madurez de los cultivos, estimula la formación de raíces interviene en la fotosíntesis y en el metabolismo de aminoácidos y grasas. Es importante hacer notar que con la aplicación de micorrizas y microorganismos aumentaron los valores en comparación a los valores antes de establecer el experimento.



A0B0	Testigo
A0Bv	Sin inoculación con biovital
A0Bi	Sin inoculación con fertilizante inorgánico
AmB0	Micorrizas sin fertilizantes
AmBv	Micorrizas y biovital
AmBi	Micorrizas y fertilizante inorgánico
AbB0	<i>B. subtilis</i> sin fertilizante
AbBv	<i>B. subtilis</i> con biovital
AbBi	<i>B. subtilis</i> con fertilizante inorgánico
Am+bB0	Micorrizas + <i>B. subtilis</i> sin fertilizante
Am+bBv	Micorrizas + <i>B. subtilis</i> con biovital
Am+bBi	Micorrizas + <i>B. subtilis</i> con fertilizante inorgánico

Figura 13. Contenido de fósforo en suelo cultivado con gladiolo.

6.2.4. Conductividad eléctrica

En lo referente en la conductividad eléctrica (Gráfica 4) se observó que los tratamientos A_mB_0 y $A_{m+b}B_v$ tuvieron los valores más altos de conductividad eléctrica. Cabe mencionar que los valores exhibidos en los diferentes tratamientos fueron menores a 1, la salinidad no se incrementó con la aplicación del abono orgánico y los biofertilizantes. Por lo tanto estos valores no causan problemas de salinidad en el suelo.

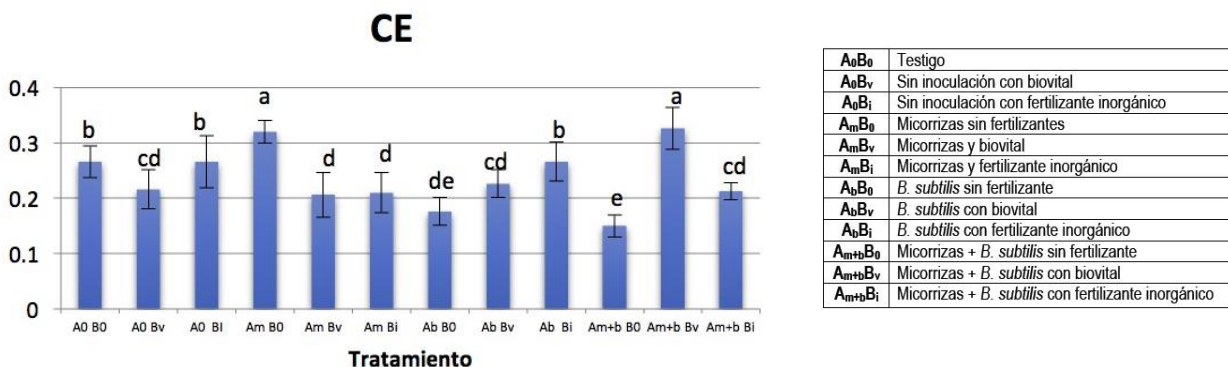


Figura 14. Conductividad eléctrica en suelo cultivado con gladiolo.

6.2.5 pH del suelo después de un ciclo de cultivo

El pH se encuentra en un rango moderadamente ácido a neutro (6.4-7.16) adecuado para el desarrollo de los cultivos (neutro a ligeramente alcalino), en estos suelos la actividad microbiana alcanza su mayor intensidad, lo que favorece la descomposición de la materia orgánica, el potasio, azufre, molibdeno, nitrógeno, calcio, magnesio y fósforo alcanzan el mayor grado de asimilabilidad. El pH medido en los tratamientos fue adecuado para el desarrollo de las plantas de gladiolo, ya que los agentes químicos y biológicos estuvieron en equilibrio. Por otro lado, es importante comentar que esta propiedad química del suelo, varió muy poco entre los valores antes del establecimiento y los valores después del experimento.

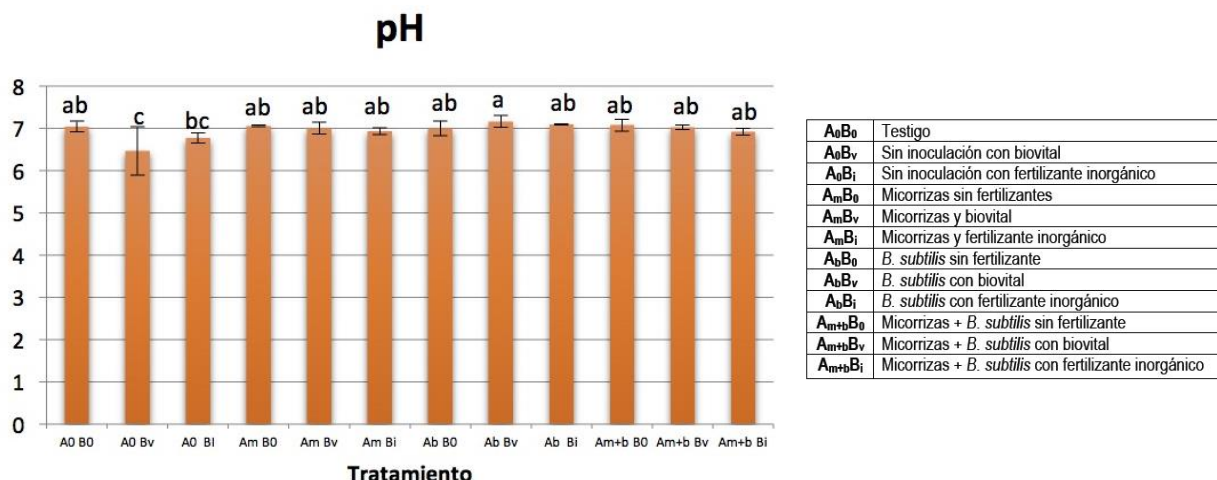


Figura 15. pH en suelo cultivado con gladiolo.

6.2.6. Densidad aparente

La densidad aparente en un suelo es afectada por su textura, su estructura, su contenido de materia orgánica, su humedad y su grado de compactación. La gráfica 6 muestra que la mayor densidad aparente corresponde al tratamiento $A_{m+b}B_0$, (1.3) considerado un valor medio de densidad aparente lo anterior pudo ser efecto de la falta de adición de abono orgánico (Biovital), los tratamientos que presentaron valores inferiores a 1.2 se consideran suelos con densidad aparente baja apropiada para los cultivos. Para mejorar la densidad aparente es recomendable disminuir el laboreo y aplicar materia orgánica para lograr una mayor penetración de las raíces y un incremento en la disponibilidad de aire y agua factores que influyen en los procesos químicos y biológicos que se llevan a cabo en el suelo. Así los valores antes y después del establecimiento del proyecto variaron mínimamente.

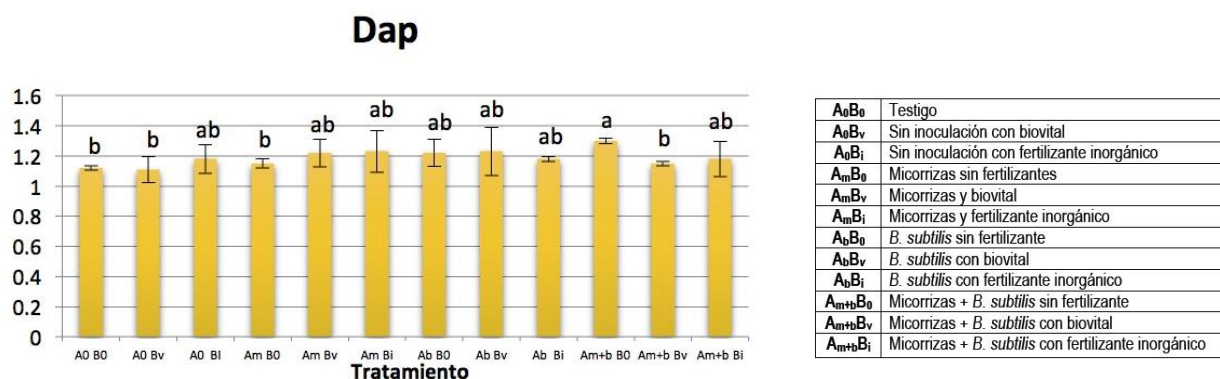


Figura 16. Densidad aparente en suelo cultivado con gladiolo.

6.3. Parámetros de calidad de suelo antes del establecimiento de experimento

El pH del suelo antes del establecimiento del cultivo reporta un valor neutro (7.0) con calificación (en una escala de 0 a 10) de la calidad de 10. Esta calificación es alta lo que refleja que el pH es adecuado para el desarrollo de los cultivos, ya que la dinámica del suelo para la absorción de los nutrientes por las plantas se realiza sin ningún problema, así los nutrientes se encuentran disponibles, y la actividad microbiana es alta. La conductividad eléctrica (CE) del suelo es el parámetro más ampliamente utilizado en la estimación de la salinidad. Se basa en la velocidad con la que la corriente eléctrica atraviesa una solución salina, la cual es proporcional a la concentración de sales en solución. En cuanto al suelo estudiado, la (CE) es muy baja lo que permitió darle una calificación alta; por lo tanto, el desarrollo del cultivo de gladiolo es favorable. Una menor concentración de carbono orgánico tiende a tener influencia en la cantidad de materia orgánica disponible del suelo y el abastecimiento de nutrientes, por tal motivo obtuvo una calificación de 4. La CIC fue media, e importante para el crecimiento del cultivo de gladiolo, ya que las plantas absorben los nutrientes de la solución del suelo, obteniendo una calificación de 5.

Cuadro 13. Evaluación de la calidad del suelo de los indicadores pH, CE, CO y CIC.

Muestra	pH	Apreciación	Rango de calidad	CE	Apreciación	Rango de calidad	CO	Apreciación	Rango de calidad	CIC	Apreciación	Rango de calidad
1	7.36	Neutro (ideal)	10	0.24	Pobre	10	2.43	Medio	4	20.05	Media	5
2	6.77	Neutro (ideal)	10	0.28	Pobre	10	1.72	Medio	4	20.2	Media	5
3	7.08	Neutro (ideal)	10	0.20	Pobre	10	1.56	Medio	4	21.07	Media	5
4	7.22	Neutro (ideal)	10	0.24	Pobre	10	2.34	Alto	5	22.1	Media	5
5	7.03	Neutro (ideal)	10	0.27	Pobre	10	1.4	Medio	4	21.05	Media	5
6	6.98	Neutro (ideal)	10	0.22	Pobre	10	2.49	Alto	5	21.15	Media	5
7	6.92	Neutro (ideal)	10	0.3	Pobre	10	2.18	Medio	4	20.07	Media	5
8	6.95	Neutro (ideal)	10	0.20	Pobre	10	1.17	Medio	4	21.5	Media	5
9	6.89	Neutro (ideal)	10	0.22	Pobre	10	2.65	Alto	5	22.03	Media	5
Total	63.2			2.17			18.4			189.22		
Promedio	7.02			0.24			2.04			21.02		

El fósforo es el indicador que obtuvo la menor clasificación (2), ya que los valores reportados de fósforo fueron bajos lo que repercute principalmente en el crecimiento radicular y los procesos fisiológicos energéticos que se llevan a cabo en el interior de la planta. Es uno de los elementos esenciales para la supervivencia de las plantas forma compuestos de alta energía de unión con los coloides. El contenido de calcio fue medio, el suelo necesita más calcio para que no tenga un menor impacto en la aireación, ya que no permite la vida de la microfauna benéfica aeróbica, logrando así un impacto directo en la rizosfera de la planta. En el suelo del pH presento neutro, ya que la solubilidad de magnesio es indeterminada y el magnesio se hace ambiguo y disponible. Debido al gran radio hidratado de ion magnesio, la fuerza de su retención a los sitios de intercambio en el suelo y es relativamente neutro. En cuanto el indicador de calcio, que obtuvo una clasificación de (5) podría provocar poco abastecimiento para las plantas e influir que los procesos fisiológicos en que interviene el calcio. En cambio, el indicador magnesio su valor supero al doble de calcio, ya que obtuvo una clasificación de 10, excelente para que el proceso fotosintético se lleve adecuadamente.

Cuadro 14. Evaluación de la calidad del suelo de los indicadores Ca, Mg y P.

Muestra	Calcio cmol(+) kg ⁻¹	Apreciación	Rango de calidad	Magnesio cmol (+) kg ⁻¹	Apreciación	Rango de calidad	Fósforo mg kg ⁻¹	Apreciación	Rango de calidad
1	5	Medio	5	3.3	Alto	10	3.46	Muy bajo	2
2	5.3	Medio	5	3.4	Alto	10	3.34	Muy bajo	2
3	5.6	Medio	5	3.5	Alto	10	3.53	Muy bajo	2
4	5	Medio	5	4.2	Alto	10	4.06	Muy bajo	2
5	5.2	Medio	5	4.3	Alto	10	3.98	Muy bajo	2
6	5.1	Medio	5	3.3	Alto	10	3.56	Muy bajo	2
7	5.4	Medio	5	3.1	Alto	10	4.35	Muy bajo	2
8	5.9	Medio	5	3.6	Alto	10	4.32	Muy bajo	2
9	5.4	Medio	5	4.6	Alto	10	3.87	Muy bajo	2
Total	47.9			33.3			34.47		
Promedio	5.322			3.7			3.83		

6.4. Parámetros de calidad de suelo después de la aplicación de los diferentes tratamientos

6.4.1. pH del suelo después de un ciclo de cultivo de gladiola

Después del establecimiento del cultivo de gladiolo los valores de pH se mantuvieron en el rango de neutro, por ello se le designó un valor de 10, al parecer el manejo de cultivo no afectó negativamente el pH del suelo. Con el manejo nutritivo del cultivo propuesto se proporcionaron los nutrimentos necesarios para el crecimiento adecuado de las plantas de gladiolo evitando los efectos negativos del manejo nutricional.

Cuadro 15. pH del suelo

Muestra	pH	Apreciación	Rango de calidad
A ₀ B ₀	7.04	Neutro (ideal)	10
A ₀ B _v	6.46	Neutro (ideal)	10
A ₀ B _i	6.77	Neutro (ideal)	10
A _m B ₀	7.06	Neutro (ideal)	10
A _m B _v	7.00	Neutro (ideal)	10
A _m B _i	6.93	Neutro (ideal)	10
A _b B ₀	7.00	Neutro (ideal)	10
A _b B _v	7.16	Neutro (ideal)	10
A _b B _i	7.09	Neutro (ideal)	10
A _{m+b} B ₀	7.07	Neutro (ideal)	10
A _{m+b} B _v	7.02	Neutro (ideal)	10
A _{m+b} B _i	6.91	Neutro (ideal)	10

A₀B₀=Testigo, A₀B_v= Sin inocular con biovital, A₀B_i= Sin inocular con fertilizante inorgánico, A_mB₀=Micorrizas sin fertilizante, A_mB_v= Micorrizas con biovital, A₀B_i=Micorrizas y fertilizante inorgánico, A_bB₀= *B. subtilis* sin fertilizante, A_bB_v= *B. subtilis* y biovital, A_bB_i= *B. subtilis* y fertilizante inorgánico, A_{m+b}B₀=Micorrizas+*B.subtilis* sin fertilizante, A_{m+b}B_v =Micorrizas+*B.subtilis* y biovital, A_{m+b}B_i=Micorrizas+*B.subtilis* y fertilizante inorgánico.

6.4.2. Densidad aparente, capacidad de retención de agua, capacidad de intercambio catiónico después de un ciclo de cultivo.

En el cuadro 16 se puede apreciar que la CIC del suelo aumento en los tratamientos donde se inoculó con *G. fasciculatum* y *B. subtilis* lo que puede ser indicativo de la actividad de estos microorganismos en la solubilización de nutrimentos presentes en el suelo.

Cuadro 16. Densidad aparente, capacidad de retención de agua, capacidad de intercambio catiónico.

Muestras	Dap g cm ⁻³	CRA %	CIC cmol (+) kg ⁻¹
A ₀ B ₀	1.12	33.28	18.87
A ₀ B _v	1.11	33.05	24.53
A ₀ B _i	1.18	31.33	21.99
A _m B ₀	1.15	30.34	26.62
A _m B _v	1.22	30.64	34.17
A _m B _i	1.23	30.16	22.48
A _b B ₀	1.22	38.74	23.28
A _b B _v	1.23	32.77	24.56
A _b B _i	1.18	34.71	26.26
A _{m+b} B ₀	1.30	31.84	29.65
A _{m+b} B _v	1.15	29.26	22.22
A _{m+b} B _i	1.18	27.72	20.29

A₀B₀=Testigo, A₀B_v= Sin inocular con biovital, A₀B_i= Sin inocular con fertilizante inorgánico, A_mB₀=Micorrizas sin fertilizante, A_mB_v= Micorrizas con biovital, A_mB_i=Micorrizas y fertilizante inorgánico, A_bB₀= *B. subtilis* sin fertilizante, A_bB_v= *B. subtilis* y biovital, A_bB_i=*B. subtilis* y fertilizante inorgánico, A_{m+b}B₀=Micorrizas+*B.subtilis* sin fertilizante, A_{m+b}B_v=Micorrizas+*B.subtilis* y biovital, A_{m+b}B_i=Micorrizas+*B.subtilis* y fertilizante inorgánico.

6.4.3. Materia orgánica

El contenido de materia orgánica aumento en los tratamientos donde se realizó la inoculación con micorrizas y se adicionó fertilizante químico, y en los tratamientos donde se inoculó con *B. subtilis*

y se adicionó una fuente de nutrimentos, es evidente el beneficio de la inoculación con microorganismos en conjunción con la fuente de nutrimentos.

Cuadro 17. Contenido de materia orgánica después de un ciclo de cultivo.

Muestra	MO %	Apreciación	Rango de calidad
A ₀ B ₀	2.78	bueno	3.5
A ₀ B _v	3.49	Muy Bueno	5
A ₀ B _i	2.6	Bueno	3.5
A _m B ₀	2.77	Bueno	3.5
A _m B _v	2.33	Bueno	3.5
A _m B _i	3.31	Muy Bueno	5
A _b B ₀	2.42	Bueno	3.5
A _b B _v	3.22	Muy Bueno	5
A _b B _i	3.22	Muy Bueno	5
A _{m+b} B ₀	2.86	Bueno	3.5
A _{m+b} B _v	2.42	Bueno	3.5
A _{m+b} B _i	2.95	Bueno	3.5

A₀B₀=Testigo, A₀B_v= Sin inocular con biovital, A₀B_i= Sin inocular con fertilizante inorgánico, A_mB₀=Micorrizas sin fertilizante, A_mB_v= Micorrizas con biovital, A₀B_i=Micorrizas y fertilizante inorgánico, A_bB₀= *B. subtilis* sin fertilizante, A_bB_v= *B. subtilis* y biovital, A_bB_i=*B. subtilis* y fertilizante inorgánico, A_{m+b}B₀=Micorrizas+*B.subtilis* sin fertilizante, A_{m+b}B_v=Micorrizas+*B.subtilis* y biovital, A_{m+b}B_i=Micorrizas+*B.subtilis* y fertilizante inorgánico.

6.4.4. Conductividad eléctrica

En él (Cuadro 18) se puede apreciar que el establecimiento del cultivo de gladiolo y su manejo no influyo en el aumento de la CE, lo anterior es favorable para la conservación de la calidad del

suelo, hay evidencia que tras varios ciclos de cultivo con recurrentes aplicaciones de fertilizantes puede aumentar la salinidad de los suelos que altera el equilibrio del suelo.

Cuadro 18. Conductividad eléctrica después de un ciclo de cultivo

Muestras	CE dSm ⁻¹	Apreciación	Rango de calidad
A ₀ B ₀	0.26	Pobre	10
A ₀ B _v	0.21	Pobre	10
A ₀ B _i	0.26	Pobre	10
A _m B ₀	0.32	Pobre	10
A _m B _v	0.20	Pobre	10
A _m B _i	0.21	Pobre	10
A _b B ₀	0.17	Pobre	10
A _b B _v	0.23	Pobre	10
A _b B _i	0.26	Pobre	10
A _{m+b} B ₀	0.15	Pobre	10
A _{m+b} B _v	0.32	Pobre	10
A _{m+b} B _i	0.21	Pobre	10

A₀B₀=Testigo, A₀B_v= Sin inocular con biovital, A₀B_i= Sin inocular con fertilizante inorgánico, A_mB₀=Micorrizas sin fertilizante, A_mB_v= Micorrizas con biovital, A₀B_i=Micorrizas y fertilizante inorgánico, A_bB₀= *B. subtilis* sin fertilizante, A_bB_v= *B. subtilis* y biovital, A_bB_i=*B. subtilis* y fertilizante inorgánico, A_{m+b}B₀=Micorrizas+*B.subtilis* sin fertilizante, A_{m+b}B_v =Micorrizas+*B.subtilis* y biovital, A_{m+b}B_i=Micorrizas+*B.subtilis* y fertilizante inorgánico.

6.4.5. Contenido de fósforo

La concentración de fósforo en suelo es, importante ya que está relacionada con la nutrición vegetal y la absorción de nutrientes. En especial el fósforo tiene cierta relación con la masa radicular. El rango de calidad en este suelo es bajo y muy bajo con un valor de (2) de acuerdo con

el contenido de fósforo. En este sentido el uso de biofertilizantes como *B. subtilis* y *G. fasciculatum* representan una alternativa porque su actividad favorece la solubilización de este nutrimento presente en este suelo pero en forma disponible, es importante establecer que el contenido de fósforo aumento con la aplicación de estos biofertilizantes, al compararlo con el fósforo anterior de aplicar dichos biofertilizantes, a pesar de que aún son valores bajos.

Cuadro 19. Contenido de fósforo

Muestras	P mg kg ⁻¹	Apreciación	Rango de calidad
A ₀ B ₀	8.12	Muy bajo	2
A ₀ B _v	9.08	Muy bajo	2
A ₀ B _i	12.76	Bajo	3
A _m B ₀	10.00	Bajo	3
A _m B _v	8.78	Muy bajo	2
A _m B _i	9.88	Muy bajo	2
A _b B ₀	10.46	Bajo	3
A _b B _v	11.69	Bajo	3
A _b B _i	9.79	Muy bajo	2
A _{m+b} B ₀	10.73	Bajo	3
A _{m+b} B _v	14.11	Bajo	3
A _{m+b} B _i	12.59	Bajo	3

A₀B₀=Testigo, A₀B_v= Sin inocular con biovital, A₀B_i= Sin inocular con fertilizante inorgánico, A_mB₀=Micorrizas sin fertilizante, A_mB_v= Micorrizas con biovital, A₀B_i=Micorrizas y fertilizante inorgánico, A_bB₀= *B. subtilis* sin fertilizante, A_bB_v= *B. subtilis* y biovital, A_bB_i=*B. subtilis* y fertilizante inorgánico, A_{m+b}B₀=Micorrizas+*B.subtilis* sin fertilizante, A_{m+b}B_v=Micorrizas+*B.subtilis* y biovital, A_{m+b}B_i=Micorrizas+*B.subtilis* y fertilizante inorgánico.

6.4.6. Contenido de Calcio

El indicador de calcio no varió ni una cantidad ni una calificación entre los datos antes (cuadro 14) y después del establecimiento del proyecto, por lo tanto la apreciación que el contenido medio y calificación de 5 pero lo importante notar que los tratamientos donde se adicionó Biovital el contenido fue mayor. El suelo se calificó con un rango de calidad bajo. Lo anterior hace necesaria la aplicación de fuentes externas de calcio en este sentido Biovital representa una alternativa.

Cuadro 20. Calcio

Muestras	Ca cmol(+) kg ⁻¹	Apreciación	Rango de calidad
A ₀ B ₀	5.0	Bajo	2
A ₀ B _v	5.6	Bajo	2
A ₀ B _i	5.1	Bajo	2
A _m B ₀	5.0	Bajo	2
A _m B _v	5.9	Bajo	2
A _m B _i	5.3	Bajo	2
A _b B ₀	5.1	Bajo	2
A _b B _v	5.7	Bajo	2
A _b B _i	5.0	Bajo	2
A _{m+b} B ₀	5.1	Bajo	2
A _{m+b} B _v	5.8	Bajo	2
A _{m+b} B _i	5.6	Bajo	2

A₀B₀=Testigo, A₀B_v= Sin inocular con biovital, A₀B_i= Sin inocular con fertilizante inorgánico, A_mB₀=Micorrizas sin fertilizante, A_mB_v= Micorrizas con biovital, A₀B_i=Micorrizas y fertilizante inorgánico, A_bB₀= *B. subtilis* sin fertilizante, A_bB_v= *B. subtilis* y biovital, A_bB_i=*B. subtilis* y fertilizante inorgánico, A_{m+b}B₀=Micorrizas+*B.subtilis* sin fertilizante, A_{m+b}B_v=Micorrizas+*B.subtilis* y biovital, A_{m+b}B_i=Micorrizas+*B.subtilis* y fertilizante inorgánico.

6.4.7. Magnesio

El contenido de magnesio en el suelo fue alto en todos los tratamientos al igual que en los resultados antes del establecimiento del proyecto pero cabe señalar que en el Cuadro 21 se observa que el contenido de Mg fue mayor en los tratamientos clasificación 10 donde se aplicó Biovital lo que representa una ventaja de su aplicación porque además de aportar N, P y K también contiene Ca y Mg, necesarios para el crecimiento adecuado de gladiolo.

Cuadro 21. Magnesio

Muestras	Mg cmol (+) kg ⁻¹	Apreciación	Rango de calidad
A ₀ B ₀	3.0	Alto	10
A ₀ B _v	4.5	Alto	10
A ₀ B _i	3.2	Alto	10
A _m B ₀	3.1	Alto	10
A _m B _v	4.6	Alto	10
A _m B _i	4.2	Alto	10
A _b B ₀	3.5	Alto	10
A _b B _v	4.5	Alto	10
A _b B _i	4.3	Alto	10
A _{m+b} B ₀	3.8	Alto	10
A _{m+b} B _v	4.7	Alto	10
A _{m+b} B _i	4.5	Alto	10

A₀B₀=Testigo, A₀B_v= Sin inocular con biovital, A₀B_i= Sin inocular con fertilizante inorgánico, A_mB₀=Micorrizas sin fertilizante, A_mB_v= Micorrizas con biovital, A₀B_i=Micorrizas y fertilizante inorgánico, A_bB₀= *B. subtilis* sin fertilizante, A_bB_v= *B. subtilis* y biovital, A_bB_i=*B. subtilis* y fertilizante inorgánico, A_{m+b}B₀=Micorrizas+*B.subtilis* sin fertilizante, A_{m+b}B_v=Micorrizas+*B.subtilis* y biovital, A_{m+b}B_i=Micorrizas+*B.subtilis* y fertilizante inorgánico.

6.5. Efecto de la inoculación del cultivo de gladiolo con *B. subtilis* y *G. fasciculatum* sobre la calidad de los cormos.

En él (Cuadro 22) se aprecia que el diámetro significativamente mayor (50.28 mm) del cormo se ubicó en el tratamiento donde se aplicaron micorrizas y se fertilizó con biovital; en este tratamiento el peso del cormo también fue mayor 45.81 g, 24.07 g superior al tratamiento testigo. Lo anterior puede deberse a la mayor cantidad de nutrientes disponibles por efecto de la combinación de biofertilizantes y el abono orgánico. Satapathy *et al.* 2016, estudiaron el impacto del manejo

integrado de nutrientes en la floración y la producción de cormos en gladiolos sus resultados experimentales mostraron que la aplicación combinada de 75% de la dosis recomendada de fertilizantes, vermicomposta 5 t ha⁻¹ y biofertilizantes (*Azospirillum*+bacterias solubilizadoras de fósforo) dio como resultado el peso máximo (75.66 g) y el diámetro (65.9 mm) del cormo hijo, así como el número (58.36) y el peso (32.43 g) de los cormillos por planta.

El aumento del diámetro y peso del cormo podría deberse a la mayor disponibilidad de nutrientes para la planta por la acción de los biofertilizantes y al aporte de materia orgánica por parte de abono orgánico. Al parecer se incrementó la actividad fotosintética de las plantas y un transporte de nutrientes hacia el cormo. Baskaran *et al.* (2014) encontraron que el número máximo de cormos por planta fue producido por *Azospirillum* (2.9) seguido de bacterias solubilizadoras de fósforo. Esto puede deberse a una mayor acumulación de asimilados en los cormos en desarrollo

Cuadro 22. Características de los cormos y cormillos.

Tratamiento	Variable			
	Diámetro del cormo (mm)	Peso del cormo (g)	Cormillos por planta	Peso de los cormillos (g)
A ₀ B ₀	39.28 ^d	21.88 ^e	49.5 ^d	16.05 ^d
A ₀ B _v	48.37 ^{abc}	37.46 ^{bcd}	58 ^c	20.93 ^c
A ₀ B _i	46.11 ^c	38.13 ^{bcd}	45.27 ^b	18.10 ^e
A _m B ₀	45.99 ^c	42.97 ^{abc}	31.41 ^e	15.79 ^d
A _m B _v	50.28 ^a	42.18 ^{abc}	74.5 ^b	28.03 ^b
A _m B _i	47.90 ^{abc}	36.63 ^{bcd}	48.22 ^c	16.15 ^d
A _b B ₀	47.35 ^{bc}	33.98 ^d	69.66 ^b	26.81 ^b
A _m B _v	50.33 ^a	45.81 ^a	35.83 ^d	10.75 ^f
A _m B _i	48.26 ^{abc}	35.82 ^{cd}	70.66 ^c	28.33 ^b
A _{m+b} B ₀	48.15 ^{abc}	43.38 ^{ab}	45.27 ^c	18.10 ^d
A _{m+b} B _v	49.66 ^{ab}	45.53 ^a	87.66 ^a	30.51 ^a
A _{m+b} B _i	45.93 ^c	32.04 ^d	48.27 ^c	13.96 ^e

A₀B₀=Testigo, A₀B_v= Sin inocular con biovital, A₀B_i= Sin inocular con fertilizante inorgánico, A_mB₀=Micorrizas sin fertilizante, A_mB_v= Micorrizas con biovital, A₀B_i=Micorrizas y fertilizante inorgánico, A_bB₀= *B. subtilis* sin fertilizante, A_bB_v= *B. subtilis* y biovital, A_bB_i=*B. subtilis* y fertilizante inorgánico, A_{m+b}B₀=Micorrizas+*B.subtilis* sin fertilizante, A_{m+b}B_v=Micorrizas+*B.subtilis* y biovital, A_{m+b}B_i=Micorrizas+*B.subtilis* y fertilizante inorgánico.

Valores a,b...valores en la misma columna con letras iguales, son estadísticamente semejantes (p≤0.05).

VII. DISCUSIÓN DE RESULTADOS

Caracterización de los suelos estudiados

Los diferentes tratamientos establecidos en el trabajo experimental permitieron mantener la calidad del suelo con respecto al pH, con los beneficios que estos valores significan en cuanto a una buena actividad microbiana, favorece el proceso de mineralización y la ausencia de sustancias que podrían ser tóxicas para las plantas como el aluminio y el manganeso (López, 2005).

Los resultados obtenidos en este trabajo relativos a la clase textural (Cuadro 11) señalan que el manejo del suelo no ha provocado alteración del ecosistema y la alteración significativa de esta variable física que generalmente cambia a través de largos periodos de tiempo (Reyes, 2003; Schoenholtza *et al.*, 2000; Vallejo *et al.*, 2012)

La capacidad para retener agua (CRA) fluctuó entre 27.38 y 31.43 %, al respecto Major, *et al.*, 2010, mencionan que las enmiendas orgánicas generalmente aumentan CRA y tienen una alta capacidad para retener agua debido a la alta cantidad de pequeños poros.

El alto contenido de materia orgánica mostrado por el tratamiento A₀B_v puede explicarse debido a la materia orgánica presente en el Biovital (55-60 %). La materia orgánica juega un papel importante en el suelo, porque proporciona mayor capacidad de retención de agua y CIC (Sparks, 1995), en tanto los tratamientos A_mB_v, A_bB₀ y A_{m+b}B_v fueron los más bajos de todos los tratamientos, lo que se traduce en una menor área superficial específica del suelo, y una menor capacidad para retener de agua (Gupta *et al.*, 1994).

A_mB_v tuvo mayor capacidad de intercambio catiónico la adición del abono orgánico tuvo un efecto positivo. Marinari *et al.* (2006) reconocieron que el uso de enmiendas orgánicas es un medio eficaz para mejorar la fertilidad de suelo con el aumento de la capacidad de retención de humedad y el incremento de la capacidad de intercambio catiónico.

Algawadi y Gaur, 1988, en un estudio realizado encontraron que la inoculación combinada aumento el fósforo disponible del suelo. Suri *et al.*, 2011, por su parte encontraron que la coinoculación de

Glomus Mossae y bacterias solubilizadoras de fósforo tuvo impacto significativo sobre la fertilidad del suelo particularmente fósforo. Mengual *et al.*, (2014a, b) encontraron aumento del fósforo disponible y nitrógeno total con la inoculación de bacterias. , pueden facilitar la adquisición de nutrientes, por ejemplo, movilizandolos en la rizósfera.

Castellanos (1980, 1982) observó que el contenido de humedad aumenta debido a prácticas de aplicación de abonos orgánicos sólidos, ya que disminuye la densidad aparente; se incrementa la porosidad y se modifica la estructura al mejorar la formación de agregados, todo ello influye en un aumento en la retención de humedad.

VIII. CONCLUSIONES

El uso de biofertilizantes en el cultivo de gladiola favoreció el mantenimiento de la calidad del suelo, ya que los valores de los indicadores de la calidad del suelo no se modificaron después de un ciclo de cultivo.

El uso del abono orgánico Biovital favoreció el incremento de materia orgánica en el suelo.

La capacidad de intercambio catiónico se incrementó en los tratamientos donde se emplearon los biofertilizantes *G. fasciculatum* y *B. subtilis*.

La calidad del suelo cultivado con gladiola se afectó positivamente por el uso de biofertilizantes.

Los resultados obtenidos en este trabajo dan evidencia del efecto favorable del uso de biofertilizantes y un abono orgánico (Biovital) en el cultivo de gladiolo.

La evaluación de la calidad del suelo es necesaria en diferentes ciclos de cultivo, para corroborar los resultados obtenidos.

El uso de biofertilizantes *G. fasciculatum* y *B. subtilis* en conjunción con Biovital representa una alternativa de manejo sostenible en el cultivo de gladiola, por sus beneficios económicos y ambientales.

IX. BIBLIOGRAFÍA

1. Abdou M., M. Aly y A. Ahmed. (2013). Effect of compost, biofertilization and some vitamins Addition on *Gladiolus grandiflorus*. J. Plant Production, Mansoura Univ. 4 (12). pp. 1751–1761.
2. Abobaker, A., S.A.Bound, N.D. Swart, K.M.Barry. (2018). Effect Of Fertiliser Type And Mycorrhizal Inoculation On Growth And Development Of Sunflower Acosta-Avalos D, Wajnberg E, Oliveira P, Leal I, Farina M, Esquivel DS (1999). Isolation of magnetic nanoparticles from *Pachycondyla marginata*. J. Exp. Biol, 202, pp.2687-2692.
3. Acosta-Avalos D. Alvarado-Gil. J.J. Varagas H. Frias-Hernandez. J. Olalde-Portugal. V. Miranda. L. C. M. (1996). Photoacoustic Monitoring of the Influence of Arbuscular Mycorrhizal Infection on the Photosynthesis of Corn (*Zea Mays*. L). Plant Science 119, pp.183-190.
4. Aguado (2012) Impacto de los sideróforos microbianos y fitosidéforos en la asimilación de hierro por las plantas: una síntesis. Rev. Fitotec. Mex. 35. pp.1-12
5. Aguilera-Gomez. (1999). Influence of phosphorus and endomycorrhia (*Glomus intraradices*) on gas exchange and plant growth of chile ancho pepper (*Capsicum annuum* L. cv. San Luis). Researchgate, 3, pp.441-448.
6. Aguilera-Gomez. L.I. Ramirez-Moreles. P. Frias-Hernandez. J.T. Chapa-Elizondo. A y Olalde-Portugal V. (1998). Influence *Glomus Fasciculatum* on Physiology and Growth of Three Kinds of Maize. Bot. Experimental. Fiton. 62 (1/2) pp.101-107.
7. An, S., A. Mentler, Acosta-Martinez, V. y W. Blum. (2009). Soil microbial parameters and stability of soil aggregate fractions under different plant communities of grassland soils on the Loess Plateau, China. Biology 64 (3). pp. 424–427.
8. Andrade, Seemann, P. (1999). Cultivo de especies de cormos: gladiolo, fresia, watsonia y crocosmia. In: Seemann, P; Andrade, N. eds Cultivo y manejo de plantas bulbosas ornamentales. Valdivia. Universidad Austral de Chile. Facultad de Ciencias agrarias, pp.45-74.
9. Andrews S., Carroll, C. (2001). Designing A Soil Quality Assessment Tool For Sustainable Agroecosystem Management. Ecological Applications, 11, (6), pp.1573-1585.
10. Bago, B., C. Azcón-Aguilar, and Y. Piché. (1998). Architecture and developmental dynamics of the external mycelium of the arbuscular mycorrhizal fungus *Glomus intraradices* grown under monoxenic conditions. Mycology 90, pp52-62.
11. Bashir, M., I. Khan, R. Waseem, M. Tanveer, M. Zain y I. Ahmad. (2016). Growth and Corm Production of *Gladiolus grandiflorus* L. 'Essential' Under Different NPK Regimes. Journal of Ornamental Plants, 6(1).pp.11-19.
12. Baskaran V., Misra R.L. Singh S. K. y Abirami K. (2014). Response of bio-fertilizer and commercial formulations on growth, yield and corm production of gladiolus. Indian J. Hort. 71(2), 237-241.
13. Bolos, O.y Vigo, J. (2001). Flora del Països Catalans IV.Barcelona. En: López, J. A.; Sánchez, P.; Carrión, M. A.; Hernández, A.; González, A. 2003. Revisión taxonómica y aportaciones para el género *Gladiolus* L. (Iridaceae) en la región de Murcia. Anales de Biología 25, pp.29-36.
14. Boraste A, Vamsi K, Jhadav A, Khairnar Y, Gupta N, Trivedi S, Patil P, Gupta G, Gupta M, Mujapara AK, et al. 2009. Biofertilizers: a novel tool for Agriculture. Int J Microbiol. 1(2), pp.23-31.
15. Bowen. G.D. And Rovira. A.D. (1999) The Rizhosphere and Its Management to Improve Plant Growth. Adv. Agron. 66, pp.1-102.
16. Bringhurst, R.M., Cardon, Z.G. And Gage, D.J. (2001). Galactosides In The Rhizosphere: Utilization By *Sinorhizobium Meliloti* And Development Of A Biosensor. Natl Acad La Ciencia, 10, pp.4540-4545.

17. Castellanos R. J.Z. (1982). La importancia de las condiciones físicas del suelo y su mejoramiento mediante la aplicación de estiércoles. Seminarios técnicos 7, p.32. INIFAP-SARH. Torreón, Coahuila, México.
18. Castellanos R, J. Z. (1980). El estiércol como fuente de nitrógeno. Seminarios técnicos. INIFAP-SARH. Torreón, Coahuila, México, 5, pp.1-27.
19. Chaudhary, S.V.S. (2010). Biofertilizers and Their Application In Floriculture—A Review. *Ann Hortic*, 3, pp.29-33.
20. Chauhan P., S. Singh, R. Singh y M.H. Ibrahim (2012). A. Environmental impacts of organic fertilizers usage in agriculture. *In: Organic Fertilizers* Rajeev Pratap
21. Cohat, J.(1993). "Gladiolus". In: Le Nard M, De Hertog AA (eds). ("The physiology of flower bulbs." Elsevier, Amsterdam, Netherlands.
22. Cruz, V., V. C. de Almeida, I. Francisco de Andrade, A. Inácio, V. do Nascimento y F. Villa. (2003). Produção de minhocas e composição mineral do vermicomposto e das fezes procedentes de bubalinos e bovinos. *Ciênc. Agrotec.* 27. pp. 1409-141
23. Cuevas Flores Hilario. (2005). Monografía "El Cultivo De La Gladiola En México. Coahuila: Tesis De Licenciatura: UAAAN.
24. Doran, J., Parkin, T., (1994). Defining and assessing soil quality. In: Doran, J.W., *et al.* (Eds.), *Defining Soil Quality for a Sustainable Environment* 35. Soil Science Society of America Special Publications, Madison, USA, pp.3-21.
25. Duxbury, J.M. (1994). The Significance of Agricultural Sources of Greenhouse Gases. *Fret. Res.* 38, pp.871-879.
26. Elmer, W.H. (2006). Efficacy Of Preplant Treatment Of Gladiolus Corms With Combinations.
27. Etchevers B., J. D. (1999). Indicadores De Calidad De Suelos. In: Conservación Y Restauración De Suelos. Siebe C., H. Rodarte, G. Toledo, J. D. Etchevers Y K. Oleschko (Eds.). Universidad Nacional Autónoma De México Y Programa Universitario Del Medio Ambiente: México, D.F.
28. FAO. (1999). Los Fertilizantes Y Su Uso. FAO: Asocacion Internacional De La Industria De Los Fertilizantes.
29. FAO. (2007). Base Referencial Mundial del Suelo. *World Soil Information*, 103. pp.96-97.
30. García-Mendívil, Helio A, Castro-Espinoza, Luciano, Guzmán-Fierros, Eunice , Mungarro-Ibarra, Catalina , Arellano-Gil, Maritza , Martínez-Carrillo, José L. , Gutiérrez-Coronado,, Marco A. 2014. Aplicación de compost, a base de champiñón enriquecida con silicio, en trigo (*Triticum* spp.). *Agrociencia.* 48: 691-702.
31. Garrigues E., Corson M.S., Angers D.A., Van Der Werf H.M. Y Walter C. (2012). Soil Quality In Life Cycle Assessment: Towards Development Of An Indicator. *Ecol. Indicat.* 18, pp.434-442.
32. Gómez Pérez. (2018). Curvas De Extraccion Nutritional En Geofitas Ornamentales En Funcion Del Tamaño Del Bulbo. Saltillo, Coahuila: Tesis
33. González-Pérez, E.; M. J. Yañez-Morales; H. M. Ortega-Escobar, J. Velázquez-Mendoza (2009). Comparative analysis among pathogenic fungal species that cause gladiolus (*Gladiolus grandiflorus* Hort.) corm rot in Mexico. *Rev.Mex. Fitopat:* 27:45-52.
34. González Pérez, E. (2011). Fenologia, Propagacion In Vitro Y Enfermedades Del Gladiolo. En San Martin Texmelucan Puebla: Tesis De Doctorado. Colpos.
35. Grey Y Mathew. (1982). *The European Garden Flora Flowering Plants.* New Yourk: Cambridge.
36. Guo, J.H., Qi, H.Y., Guo, Y.H., Ge, H.I., Gong, I.Y., Zhang, I.X. And Sun, P.H. (2004). Biocontrol Of Tomato Wilt By Plant Growth Promoting Rhizobacteria. *Biol. Control.* 29, pp.66-72.
37. Gupta, V. V. S. R., P. R. Grace, and M. M. Roper. (1994). Carbon and nitrogen mineralization as influenced by long term soil and crop residue management systems in Australia. pp. 193-200. In: J.W. Doran, Coleman D.C., Bezdicek D.F., and A. Stewart (eds.). *Defining soil quality for a*

- sustainable environment. Special Publication No. 35. Soil Science Society of America. Madison, WI, USA.
38. Hernández, T., C. Chocano, J. Moreno, y C. García. (2014). Towards a more sustainable fertilization: Combined use of compost and inorganic fertilization for tomato cultivation. *Agric. Ecosyst. Environ.* 196. pp.178-184
 39. INIFAP. (2003). *Tecnologías Ornamentales En el Estado de Morelos*. INIFAP, 39, pp. 17-21.
 40. Karlen, D.L. (2001). Soil Quality. *Current Concepts And Applications. Advances In Agronomy.* 74, Pp.1-40
 41. Knoepp, J. D., J. M. Vose, and W. T. Swank. 2004. Long-term soil response to site preparation burning in the southern Appalachians. *For. Sci.* 50, pp.540-550.
 42. Lecomte. (2016). Expresión De Proteína Diferencial En El Copepod Estuarine *Eurytemora Affinis* Después De Diuron Y Exposiciones De Alquilfenol. *Toxicologia Ambiental Yquímica*, 35, pp.1860-1870.
 43. Lee E.H., Eo J.K., Ka K.H. y Eom A.H. (2013). Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi and their roles in ecosystems. *Mycobiology* 41(3), 121-125.
 44. Liu, Jie; Lichao Wu; Dong Chen; Ming Li; Changjiang Wel. (2017). Soil Quality Assessment Of Different *Camelia Oleifera* Stands In Subtropical China. *Applied Soil Ecology*, 113, pp.29-35.
 45. Lodovica. (2015). *Fusarium Wilts Of Greenhouse Vegetable And Ornamental Crops*. EE.UU : Amer Phytopathological Society.
 46. Loredó, C. (2005). *Prácticas para la conservación del suelo y agua en zonas áridas y semiáridas*, Libro Técnico número 1. México: Sagarpa/INIFAP-CIRNE Campo Experimental San Luis, 187 pp.1-182
 47. Lugtenberg, B. And Kamilova. (2009). Plant-Growth-Promoting Rhizobacteria. *Annu. Rev. Microbiol*, 63, pp.541-556.
 48. Major J., Rondon M., Molina D., Riha S.J., Lehmann J. (2010): Maize yield and nutrition during 4 years after biochar application to a Colombian savanna oxisol. *Plant and Soil*, 333. pp.117-128.
 49. Manjula, K. And Podile, A.R. (2001). Chitin-Supplemented Formulations Improve Biocontrol And Plant Growth Promoting Efficiency Of *Bacillus Subtilis* Af 1. *Can. J*, 47, pp.618-625.
 50. Marinari, S., Mancinelli, R., Campiglia, E., Grego, S. (2006). Chemical and biological indicators of soil quality in organic and conventional farming systems in Central Italy. *Ecological Indicators*, pp.701-711.
 51. Mengual, C., Schoebitz, M., Azcón, R., Roldán, A., (2014). Microbial inoculants and organic amendment improves plant establishment and soil rehabilitation under semiarid conditions. *Journal of Environmental Management* 134, pp.1-7.
 52. Nagananda Gs, Das A, Bhattacharya S, Kalpana T. (2010). In Vitro Studies On The Effects Of Biofertilizers (*Azotobacter* And *Rhizobium*) On Seed Germination And Development Of *Trigonella Foenum-Graecum* L. Using A Novel Glass Marble Containing Liquid Medium. *Int. J. Botany*, 4, pp.394-403.
 53. Prasanna, R., A. Kanchan, S. Kaur, B. Ramakrishnan , K. Ranjan, M. C. Singh , M. Hasan, A. K. Saxena, y Y. S. S.(2016). *Chrysanthemum* Growth Gains from Beneficial Microbial Interactions and Fertility Improvements in Soil Under Protected Cultivation. *Horticultural Plant Journal.* 2 (4). pp.229-239.
 54. Ram, D., Kodandaramaiah, J., M.P., R., & Katiyar, R. Y. (2007). Effect Of Vam Fungi And Bacterial Biofertilizers On Mulberry Leaf Quality And Silkworm Cocoon Characters Under Semiarid Conditions. *Caspian Journal Of Environmental Sciences*, 39. pp.111-117.

55. Raupauch, G.S And Klipper, J.W. (2000). Biocontrol Of Cucumber Diseases In The Field By Plant Growth-Promoting Rhizobacteria With And Without Methyl Bromide Fumigation. *Plant Dis*, 84, pp.1073-1075.
56. Reyes. (2003). Estudio de la macrofauna edáfica en una asociación de *Morus alba* y leguminosas arbóreas. *Pastos y Forrajes*. 26. p.315.
57. Riaz, T., S. Nawaz y A. Javaid. (2007). Scenario of gladiolus production in Punjab, Pakistan *Pak. J. Bot.*, 39(7), pp. 2389-2393. RNova Science Publishers, Inc
58. SAGARPA Estado De México. (2017). La Floricultura, Actividad Con Gran Potencial En Edomex. 2018, De SAGARPA Sitio Web: <https://www.gob.mx/sagarpa/7Cedomex/Articulos/La-Floricultura-Actividad-Con-Gran-Potencial-En-Edomex>
59. Samaniego G. J. (1987). Prueba De Adaptación De Siete Variedades De Gladiola (*Gadiolus Spp*) En La Región De Saltillo Coahuila. Tesis Licenciatura: UAAAN. Buenavista, Saltillo, Coahuila, Mexico.
60. Sánchez F. (2017). Fertilización biológica con algas, bacterias y hongos. 2019, de Cienciamx Noticias Sitio web: <http://cienciamx.com/index.php/tecnologia/biotecnologia/18108-fertilizacion-biologica-algas-bacterias-hongos>
61. Santoyo-Pizano G., J. L. Ignacio-Cruz, M. E. Vargas-Hernández Martha, G. Gallegos-Morales y J. M. Sánchez-Yáñez. 2018. Respuesta de *Glycine max* a *Azospirillum lipoferum* y *Rhizobium etli* a dosis 50 % de fertilizante nitrogenado. *Journal of the Selva Andina Research Society* 9: 96-103.
62. Satapathy S. P., Topp R., Dishri M. y Mohanty C. R. (2016). Impact of Integrated Nutrient Management (INM) on Flowering and Corm Production in Gladiolus. *Biom Biostat Int. J.* 4(7): 00119.
63. Schoenholtza, S.H., Van Miegroet, H., & Burger, J.A. (2000). A review of chemical and physical properties as indicators of forest soil quality: challenges and opportunities. *Forest Ecology and Management*, 138. pp.335-356.
64. Scott, N.; Chen. H. (2013). Nanoscale Science and Engineering For Agriculture And Food Systems. *Industrial Biotechnology*, 9. pp.17-18
65. Sharma, R. Padbhushan and U. Kumar. 2019. Integrated Nutrient Management in Rice–Whe Cropping System: An Evidence on Sustainability in the Indian Subcontinent through Meta-Analysis. *Agronomy* 2019, 9, 71-85.
66. SIAP. (2007). Estadísticas De La Producción Pecuaria. 2018, De Siap Sitio Web: <http://infosiap.siap.gob.mx/gobmx/datosabiertos.php>
67. Silva S., Francisco y Correa F. (2009,). Análisis de la Contaminación del Suelo: Revisión de la Normativa y Posibilidades de Regulación Económica. *Semestre Económico*, 12(23):13-32.
68. Simarmata T., Hersanti, T. Turmuktini, B. N. Fitriatin, M. R. Setiawati.y Purwanto. 2016. Application of Bioameliorant and Biofertilizers to Increase the Soil Health and Rice Productivity *HAYATI Journal of Biosciences* 23 (4) 181-184.
69. Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo. (2016). Cultivando el Porvenir de México. *Sociedad Mexicana de la Ciencia del Suelo*, 9, pp. 11-30.
70. Solis-Charcopa, K.(2017). Biofertilizantes una alternativa ecológica para la agricultura frente al cambio climático en el Ecuador. *Dominio de la Ciencias*. 3, pp.76-85.
71. Sotelo-Ruiz, E., Ma. del C. Gutiérrez-Castorena, C. A. Ortiz Solorio, G. Cruz Botello y M. A. Segura-Castruita. (2008). Historia y desarrollo de la clasificación de Vertisoles en el sistema FAO y taxonomía de suelos. *Terra Latinoamericana* 26. pp.325-332.
72. Sparks, D. L. (1995). *Environmental soil chemistry*. Academic Press. San Diego, CA, USA.
73. Stewart, WM; DW Dibb; AE Johnston & TJ Smyth. (2005). The Contribution Of Commercial Fertilizer Nutrients To Food Production. *Review. Agronomy Journal*, 97. pp.1-6.

74. Trasar-Cepeda, C., C. Leiros, F. Gil-Sotres, and S. Seoane. (1998). Towards a biochemical quality index for soils: an expression relating several biological and biochemical properties. *Biology Fertility Soils* 26. pp. 100-106.
75. Tualar Simarmata, Hersanti, Tien Turmuktini, Betty N. (2014). Water Saving And Organic Fertilizers Based Technology To Remediate The Health Of Paddy Soils And To Increase Rice Productivity In Indonesia. *Researchgate*, pp.1-4.
76. Vallejo, VE; Averly, Z; Terán, W; Lorenz, N; Dick, RP; Roldán, F. 2012. Effect of land management and *Prosopis juliflora* (Sw.) DC trees on soil microbial community and enzymatic activities in intensive silvopastoral systems in Colombia. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 150. pp. 139-148.
77. Verdeguer, A. (1981). *Manejo De Los Cormos De Gladiolos*. Ministro De Agricultura Y Pesca pp.1-20. Cohat J. (1993). *Wild Crop Relatives: Genomic And Breeding Resources: Plantation And Ornamental Crops*. Elsevier, Amsterdam: Springer.
78. Vezzani, FM & J Mielniczuk. (2009). An overview of soil quality. *Rev. Bras. Cienc. Solo* 33. pp. 743-755.
79. Vidalie H. (2001). *Producción De Flores Y Plantas Ornamentales*. 3ra Ed. Mundi-Prensa: Madrid, España
80. VWS. (1972). Export- Import of flowerbulbs. 2018, de VWS Sitio web: <https://www.vws-flowerbulbs.nl/information-es/>
81. Wu Y. y L.Yang. (2012). Prospectus for bio-organic fertilizer based on microorganisms: recent and future research in agricultural ecosystem In: *Organic Fertilizers* Pratap ed. Nova Science Publishers

ANEXOS

Muestreo de suelos

El muestreo de suelos es un procedimiento para la obtención de una o más muestras representativas del terreno. El muestreo se realizará con base en los parámetros evaluados.

Equipo y material

- Barrena de cilindro cerrado o para recta. La herramienta de muestreo debe garantizar que la muestra obtenida tenga el mismo volumen en espesor y profundidad, de un tamaño suficiente y permita la formación de las muestras compuestas, que sea fácil de limpiar, resistentes al desgaste, útil en cualquier tipo de suelo y que no contamine las muestras con impurezas.
- La barreta debe ser fácil de manejar y permitir rapidez en el muestro
- Bosas de plástico transparentes con capacidad para dos kilogramos de suelo
- Marcador de tinta indeleble
- Libreta de notas y bolígrafo
- Plano, mapa o fotografías aéreo de la zona de muestro

Determinación de la fertilidad del suelo

Determinar la fertilidad del suelo, es necesario en primera instancia realizar el procedimiento de muestreo en campo recomendado, además de la realización de la interpretación respectiva en los análisis. Las principales determinaciones analíticas para evaluar la fertilidad se considerarán la siguiente:

- Preparación de la muestra.
- pH: medido en agua.
- Densidad aparente.
- Densidad real.
- Contenido de humedad del suelo.
- Retención de humedad.
- Contenido de materia orgánica.
- Nitrógeno inorgánico.

- Determinación de textura de suelo.
- Fósforo extraíble en los suelos alcalinos.
- Fósforo extraíble, en suelos de ácidos a neutros.
- Capacidad de intercambio catiónico y cationes intercambiables (calcio, magnesio, sodio y potasio) en suelos neutros.
- Capacidad de intercambio catiónico y cationes intercambiables (calcio, magnesio, sodio y potasio) en suelos ácidos y calcáreos.
- Contenido de micronutrientes disponibles (hierro, magnesio, zinc y cobre) y metales contaminantes (plomo, cadmio y níquel)
- Determinación del contenido de boro.

Determinación de la salinidad del suelo

Para realizar la evaluación de la salinidad de los suelos, es necesario realizar el procedimiento de muestro en campo recomendado. Las principales determinaciones analíticas para evaluar la salinidad son las siguientes:

- Preparación de la muestra.
- Determinación de pH medio en el extracto de saturación.
- Humedad de suelo.
- Obtención de extracto de saturación.
- Determinación del porcentaje de saturación.
- Medición de la conductividad eléctrica
- Determinación de cationes solubles (sodio, y potasio) en el extracto de saturación.
- Determinación de aniones solubles (carbonatos, bicarbonatos, cloruros y sulfatos) en el extracto de saturación.
- Determinación del porcentaje de saturación de bases (PSB), relación de absorción de sodio (RAS y por ciento de sodio intercambiable (PSI)

Determinación para calificar el suelo

Para realizar la clasificación del suelo, es necesario realizar un muestro en el campo respectivo, además de conducir una serie de determinaciones analíticas. Las principales determinaciones analíticas para evaluar la clasificación del suelo son las siguientes:

- Humedad del suelo.
- Curva de retención.
- Materia orgánica.
- Capacidad de intercambio catiónico y cationes intercambiables (calcio, magnesio, sodio y potasio) en suelos neutros.
- Capacidad de intercambio catiónico y cationes intercambiables (calcio, magnesio, sodio y potasio) en suelos ácidos y calcáreos.
- Medición de la conductividad eléctrica
- Determinación de cationes solubles (calcio, magnesio, sodio y potasio) en el extracto de saturación
- Determinación de aniones solubles (carbonatos, bicarbonatos, cloruros y sulfatos) en el extracto de saturación.
- Determinación del porcentaje de saturación de bases (PSB), relación de adsorción de sodio (RAS) y por ciento de sodio intercambiable (PSI).
- Determinación de color de suelo.
- Determinación de fósforo soluble en ácido cítrico.
- Retención de fósforo.
- Determinación de tamaño de partículas elementales.
- Determinación de carbonatos en el suelo.
- Determinación de carbonatos de calcio.
- Determinación de yeso.
- Medición de la acidez extraíble.
- Medición de la acidez y aluminio intercambiables.
- Determinación de hierro, aluminio, manganeso y silicio extraíbles con ditionito-citrato: método de Merha y Jackson.
- Determinación de hierro, aluminio, magnesio y silicio extraíble con ditionito-citrato: método de Holmgren
- Determinación de hierro, aluminio y silicio extraíbles con oxalato de amonio ácido.
- Determinación de hierro, aluminio y silicio extraíbles con pirofosfato de sodio.
- Análisis elementales de arcilla.

Análisis para evaluar la fertilidad del suelo

Método de preparación de las muestras de suelo con el propósito de caracterizar y/o almacenarlo para posteriormente utilizarlo para el mismo propósito. Una vez obtenida la muestra de suelo debe ser llevada al laboratorio en donde deberá ser preparada, para posteriormente someterla a los procesos de análisis correspondientes. La preparación de la muestra es tan importante como el muestreo y análisis de la misma, ya que los errores cometidos en este proceso pueden invalidar el resultado del análisis químico. La preparación de la muestra de suelo incluye el traslado, recepción, registro, secado, molienda, tamizado, homogeneizado, y el almacenado para su conservación.

Material y equipo

- Etiquetas
- Hojas de plástico de 40 x 70 cm
- Mazo de madera
- Cilindro de madera
- Libreta de registro
- Tamices de aceros inoxidable de malla < 2 mm
- Frascos de plásticos de 1L o caja de cartón de 2.0

Procedimiento

- Una vez obtenidas las muestras en el campo, esta debe ser cuidadosamente mezclada y reducidas de tamaño las partículas más grandes.
- Cada muestra debe ir acompañada de una identificación, donde se indique claramente su procedencia nombre, profundidad de colecta relieve, cultivo, historia de fertilización, aplicación de mejoradores, etc., así como las determinaciones requeridas, según el propósito de estudio.
- Durante el traslado es necesario evitar el efecto de factores como la humedad exterior, O₂, CO₂, luz, calor y otros materiales que puedan cambiar la naturaleza de la muestra.

- Se debe evitar manejar la muestra con materiales que puedan contaminarla, como, por ejemplo: recipientes que se oxiden, cintas adhesivas, etc.

Secado

- El secado se realizará con el propósito de facilitar el manejo de la muestra, mejorar la homogeneización y disminuir los cambios químicos indeseables.
- Las muestras de suelo se secarán al ambiente.
- El secado debe realizarse extendiendo la muestra de suelo sobre una superficie que no contamine. Puede secarse sobre charolas de plásticos, vidrio, aluminio, fibra de vidrio o sobre una superficie de polietileno o papel.
- La muestra debe extenderse logrando una profundidad inferior de 2.5 cm, colocarse a la sombra a una temperatura no mayor a 35°C y una humedad relativa entre 30 y 70%.

Molienda

- Para realizar la molienda, deben retirarse con anticipación de la muestra, las rocas y el material orgánico visible.
- La molienda se realiza con un mazo de madera.

Tamizado

- El suelo molido se hace pasar por un tamiz con aberturas de dos mm de diámetro (malla 10) de acero inoxidable. Este grado de fineza es conveniente para la mayoría de los análisis requeridos con el propósito de diagnosticar la fertilidad de un suelo.
- Una vez tamizado el material se separa 1.5 kg de suelo, la cantidad suficiente para realizar las determinaciones químicas y físicas que permitan caracterizar el suelo desde el punto de vista de su fertilidad

Homogeneizado

- Este paso es necesario para evitar sesgo en la selección de la submuestra que va a ser destinada para las determinaciones analíticas.
- El homogeneizado puede lograrse utilizando bolsas de plástico (pueden ser las mismas donde estaban originalmente las muestras), haciendo girar la muestra en todas direcciones.

Pesado

- Tamizada y debidamente homogeneizada la muestra de suelo se extrae la submuestra que va a ser utilizada para cada una de las determinaciones analíticas. Esto debe realizarse con espátulas y con la ayuda de pinceles de pelo de camello para limpiar completamente la espátula. La submuestra extraída debe ser pesada con balanza de precisión, de preferencia con aproximación de 0.1%, con respecto a la magnitud de la pesada que se desea realizar.

Almacenamiento

- Una vez que las determinaciones analíticas han sido realizadas, las muestras deben almacenarse para posteriores comprobaciones u otros usos. Para esto pueden ser utilizados los frascos de vidrio o de plásticos preferentemente cerrados, para disminuir los cambios químicos.
- Estos recipientes deben permanecer herméticamente cerrados y debidamente clasificados. Para esto se recomienda conservar el número de registro del laboratorio, junto con la fineza del material.
- La muestra almacenada puede sufrir cambios lo cual debe tenerse presente para posteriores usos. En todo caso, es conveniente especificar si los resultados analíticos provienen de muestras recientes o con cierto grado de almacenamiento.

Determinación de pH del suelo a través del método AS-02

El pH es una de las mediciones mas comunes e importantes en los análisis químicos rutinarios de suelos, ya que controla reacciones químicas y biológicas en el suelo. La determinación del pH es afectada por varios factores tales como: el tipo y cantidad de constituyentes orgánicos e inorgánicos que contribuyen a la acidez del suelo, la concentración de sales en la solución, la relación suelo: solución, la presión parcial de bióxido de carbono y el efecto de la suspensión asociado con el potencial de unión, etc.

Reactivo

Los reactivos utilizados en esta determinación deben ser grado analítico y el agua utilizada en la preparación de las soluciones debe ser destilada o desionizada.

- Agua destilada o desionizada.
- Soluciones reguladoras de referencia, pH 4.00, 7.00 y 10.00, las cuales se adquieren preparadas o concentradas para diluirse de acuerdo a la instrucción. Estas soluciones deben estar a temperaturas ambiente al momento de calibrar el medidor de pH.

Material y equipo

- Potenciométrico o medidor de pH equipado con electrodo de vidrio en combinación con electrodo de referencia.
- Balanza con 0.1 g de sensibilidad.
- Frascos de vidrio o plásticos transparentes de boca ancha con capacidad de 50 a 100ml.
- Pipeta volumétrica de 20ml.
- Varilla de vidrio que sirva como agitador manual.
- Piceta.
- Cinta métrica

Procedimiento

- Pesar 10 g de suelo en un frasco de vidrio o plástico de boca ancha.
- Adicionar 20ml. De agua destilada al frasco contenido de suelo.
- Con una varilla de vidrio, agitar manualmente la mezcla de suelo: agua a intervalos de 5 minutos, durante 30 minutos.
- Dejar reposar durante 15 minutos.
- Calibrar el medidor de pH con las soluciones reguladoras pH 4.00 y 7.00 o 7.00 y 10.00 según el suelo, enjuagado con agua destilada los electrodos antes de iniciar las lecturas de las muestras.
- Agite nuevamente la suspensión e introduzcan el electrodo en la suspensión.
- Registrar el pH al momento en que la lectura se haya establecido.

Cuadro 23. Interpretación de resultados de pH

Para la clasificación del suelo en cuanto su valor de pH se presenta el cuadro siguiente

Clasificación	pH
Fuertemente ácido	< 5.0
Moderadamente ácido	5.1 – 6.5
Neutro	6.6 – 7.3
Medianamente alcalino	7.4 – 8.5
Fuertemente alcalino	>8.5

Determinación de la densidad aparente del suelo

Método del terrón parafinado para la determinación de la densidad aparente de los suelos. La densidad aparente de una muestra de suelo es calculada a partir del conocimiento de dos parámetros: la masa del suelo y el volumen total, es decir el volumen de los sólidos y el volumen ocupado por el espacio poroso.

Materiales y equipos

- Terrones de suelo con un diámetro máximo de 2 cm.
- Hilo de algodón para cocer ropa.
- Parafina apunto de fusión (56-60°C).
- Vaso de precipitados de 500 ml.
- Terremoto.
- Balanza analítica.

Procedimiento

- Secar dos o tres terrones de aproximadamente de dos cm a la estufa a 150°C hasta peso constante.
- A uno de estos terrenos atarle un hilo procurando que quede bien sujetado y en el otro extremo del hilo hacer una lanzada para sujetarla al brazo del platillo de la balanza.
- Pesar el terrón sujetando la lanzada del platillo de la balanza, este será el peso del terrón al aire (Pt) a.

- Sumergir el terrón rápidamente en la parafina derretida a 60°C cuidando que quede totalmente cubierto por una capa delgada y uniforme.
- Pesar el terrón parafinado al aire que será: (P_{tp})_a.
- Pesar el terrón parafinado sumergido en el agua adecuado al interior de la balanza para que se registre únicamente el peso del terrón sumergido en el agua, que será: (P_{tp})_w.

Cuadro 24. Interpretación de resultados de densidad aparente

Tipos de suelos	g/cm ³
Orgánicos y volcánicos	Menor de 1.00
Minerales	
Arcillosos	1.0 1.19
Francosos	1.20 1.32
Arenosos	Mayor a 1.32

Determinación de nitrógeno inorgánico del suelo

Método para determinación de nitrógeno inorgánico extraíble con el procedimiento micro-Kjeldahl.

Se utiliza como índice de disponibilidad de nitrógeno en el suelo.

Reactivos

- Oxidación de magnesio (MgO). Se calcina en una mufla a 600-700°C durante dos horas y se almacena en frascos con tapa hermética, después de enfriarlo en desecador provisto de gránulos de KOH.
- Solución de ácido bórico con indicador. Disolver 20 g de H₃BO₃ puro en 700 ml de agua caliente y transferir la solución fría a un matraz de 1 litro que contenga 200 ml de etanol (96%) y 20 ml de la solución indicadora descrita mas abajo. Ajustar a pH de 5.0 con NaOH 0.05 N. complete el volumen de 1 litro.
- Mezclar de indicadores. Disolventes 0.300 g de verde de bromocresol y 0.165 g de rojo de metilo en 500 ml de etanol (96%).
- Aleación de devarda. En (Al: Zn: Cu 10:9:1). Moler si es necesario en un molino de bolas o mortero hasta que el 75% pase un tamiz de 300 mallas.

- Ácido sulfúrico 0.005 N. estandarizarlo con THAN (trihidroximetilaminometano).
- Solución patrón de 50 ppm de N-NH₄ y N-NO₃. Pesar 0.336 g de (NH₄)⁺SO₄ y 0.361 g de KNO₃ desecados y diluirlos a 1 litro con agua destilada. Guardar en refrigerador.
- Solución de cloruro de potasio 2 N. disolver 1490.8 g de KCl grado reactivo en 8 litros de agua y diluir la solución a 10 litros.

Material y equipo

- Blanca analítica.
- Matraces de destilación.
- Destilador con arrastre de vapor.
- Micro buretas de 5 ml, graduadas a intervalos de 0.01 ml.
- Matraces Erlenmeyer de 125 ml.
- Agitador de vaiven regulado a 180 oscilaciones por minuto.

Procedimiento

- Pesar 5 g de suelo y colocar en un bote de polietileno de 100 ml de capacidad o en un matraz Erlenmeyer de 125 ml.
- Agregar 50 ml de solución de KCl 2 N y agitar por 60 minutos en agitador de acción reciproca regulado a 180 rpm y centrifugar 5 minutos. Decantar o filtrar si es necesario.
- Colocar 10 ml de solución H₃BO₃ con indicador en un matraz Erlenmeyer de 125 ml y conectarlo en un tubo de salida del refrigerante, de modo que este quede en contacto con el líquido.
- Pipetear una alícuota de 10 a 20 ml del extracto de suelo y colocar en un matraz de destilación y agregar 0.2 g de MgO calcinado y 0.2 g de aleación de devarda.
- Conectar el aparato de destilación y destilar hasta completar aproximadamente 30 ml en 3-4 minutos (6-7 ml min⁻¹).
- Titular la muestra y los blancos (se preparan de forma similar a las muestras) con ácido sulfúrico 0.005 N. en el punto final el color cambia de verde rosa tenue.

Cuadro 25. Interpretación de resultados de nitrógeno inorgánico

Los resultados de los análisis de nitrógeno inorgánico pueden interpretarse conforme al siguiente cuadro.

Clase	N inorgánico en el suelo
	mg kg ⁻¹
Muy bajo	0-10
Bajo	10-20
Medio	20-40
Alto	40-60
Muy alto	>60

Determinación de la textura del suelo

El método para la determinación de la textura del suelo por el procedimiento de Bouyoucos. La textura del suelo define como la proporción relativa de grupos dimensionales de partículas. Proporciona una idea general de las propiedades físicas del suelo.

Reactivos

- Agua oxigenada al 30%.
- Oxalato de sodio saturado. Disolver 30 g de oxalato de sodio en 1 litro de agua.
- Meta silicato de sodio con 3g L⁻¹ de lectura con hidrómetro. Disolver 50 g de meta silicato de sodio en 1 litro de agua ajustar la solución hasta que se obtenga una lectura de 36 con el hidrómetro.
- Hexametáfosfato de sodio (calgon). Disolver 50 g de (Na₃PO₃)₆ en agua destilada y aforar a un litro.

Materiales y equipo

- Hidrómetro de Bouyoucos con la escala de 0-60.
- Probetas de 1000cc.
- Cilindro de Bouyoucos.
- Agitador con motor para dispersión.
- Agitador de mano.

- Termómetro de -10 a 110°C.

Procedimiento

- Pesar 60 g de suelo de textura fino o 120 g de suelo de textura gruesa en un vaso de precipitados de 500 ml agregar 40 ml de agua oxigenada y poner a evaporar hasta sequedad, agregar otros 40 mL y observar la reacción. Evaporar nuevamente hasta sequedad, agregar otros 40 mL y observar la reacción. Evaporar nuevamente a sequedad. Repetir hasta que no haya efervescencia al agua oxigenada.
- En general dos ataques son suficientes para la mayoría de suelos. Después de eliminar la materia orgánica y llevar a sequedad el suelo, pesar 50 g de suelo de textura arcillosa o 100 g de suelo de textura arenosa y ponerlos en un vaso de precipitados de 250 mL. Adicionar agua hasta cubrir la superficie con una lamina de 2 cm. Agregar 5 mL de oxalato de sodio y 5 mL de meta silicato de sodio y dejar reposar durante 15 minutos. Si el suelo tiene mucha arcilla puede prolongarse el tiempo hasta media hora.
- Pesar la muestra de los vasos de precipitado a las copas del agitador mecánico, pasando todo el material con la ayuda de una piceta. Activar los agitadores y proceder a dispersar cinco minutos. Al finalizar el tiempo de agitación, bajar la copa del dispersor y pasar el contenido a una probeta de 1000 mL o al cilindro de Bouyoucos enjuagando la copa con ayuda de una piceta.
- Agregar agua destilada hasta completar un litro con el hidrómetro dentro de la suspensión en el caso de la probeta y si utiliza el cilindro de Bouyoucos llevar a la marca inferior (1113 mL) con el hidrómetro dentro de la suspensión. Sacar el hidrómetro y suspender el suelo con un agitador de mano operando durante un minuto.
- Tomar las lecturas del hidrómetro a los 40 segundos y después de 2 horas de terminada la dispersión con el agitador de mano.
- Para hacer lectura, colocar el hidrómetro dentro de la probeta 20 segundos antes del momento de la determinación, cuidando de alterar lo menos posible la suspensión. Después de hacer la lectura de sacar el hidrómetro, se lava, se seca y se toma la temperatura. Si por alguna razón al hacer la lectura se acumula espuma alrededor del hidrómetro, agregar una gota de alcohol etílico.

Cuadro 26. Interpretación de resultados en la clase de texturas

Interpretación de resultados	
Clave	Clase de textura
R	Arcillosa
Rl	Arcillo limosa
Ra	Arcillo arenosa
Cr	Franco arcillosa
CrI	Franco arcillo limosa
Cra	Franco arcillo arenosa
C	Francosas
Cl	Franco limosa
L	Limosa
Ca	Franco arenosa
Ac	Areno francosa
A	Arenosa

Determinación del fósforo aprovechable para el suelo neutros y alcalinos

Este método, es ampliamente utilizado en estudios de fertilidad de suelo para la determinación de fósforos disponibles tanto en suelo neutros como alcalinos. El fósforo determinado con este procedimiento ha mostrado una estrecha relación con la respuesta de los cultivos.

Reactivos

- Hidróxido de sodio 1M. disolver 4 g de NaOH en 100 ml de agua.
- Bicarbonato de sodio (NaHCO₃) 0.5 M. disolver 42 g de NaHCO₃ en aproximadamente 1 litro de agua. Ajustar el pH de esta solución a 8.5 mediante la adición de solución de NaOH 1 M. llevar a volumen con agua destilada. Algunos autores recomiendan adicionar aceite mineral para evitar la exposición de la solución al aire. Guarda la solución en un recipiente de polietileno y revisar el pH de la solución antes de usarse, de requerirse, volver ajustar a 8.5.
- Solución de tratado de antimonio y potasio al 0.5%. pese 0.5 g de K(SbO) C₄H₄O₆.1/2 H₂O, transfíralo a un matraz volumétrico de 100 ml disuélvalo y afore con agua destilada.

- Solución de molibdato de amonio $[(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}]$. disolver 20 g de molibdato de amonio $[(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}]$ en 300 ml de agua destilada. Agregue lentamente bajo constante agitación y con cuidado 450 mL H_2SO_4 (14 N) (194.4 mL H_2SO_4 concentrado diluido a 500 mL con agua de una concentración de aproximadamente 14 N). agregue 100mL de una solución al 0.5% (p/v) de tartrato de antimonio y potasio. Diluya las mezclas 1 L con agua destilada. Este frasco se debe tapar y con papel aluminio, proteger de la luz.
- Solución reductora con ácido ascórbico. Disolver 0.50 g de ácido ascórbico con un poco de solución de molibdato de amonio y aforar a 100ml con la misma solución. Esta solución es preparada cada vez que se vaya a formar color.
- Solución patrón de fosforo (200 mg L^{-1}). Pesar exactamente 0.8786 g de fosfato de potasio monobásico (KH_2PO_4) seco al horno a 105°C , disolver en agua y aforarla a 1 litro. Guardar en envase de plástico o vidrio y conservar en refrigeración. Algunos autores recomiendan adicionar 25 mL de H_2SO_4 7 N antes de aforar para conservar la solución libre de contaminantes biológicos.
- Solución patrón de 5 mg L^{-1} de P diluir 5 ml de la solución de 200 mg L^{-1} de P a 200 mL con agua destilada. Preparar fresca cada 5 días.

Materiales y equipo

- Tubos de polietileno de 100 ml.
- Papel Whatman No. 42 o equivalente.
- Agitador mecánico reciproco, ajustando a 180 oscilaciones por un minuto
- Balaza analítica
- Matraces volumétricos de 50 mL.
- Bureta de 10mL.
- Espectrofotómetro para leer a 880 nm y celdas de vidrio

Procedimiento

- Pesar 2.5 g de suelo previamente tamizado por malla de 2 mm y colocarlos en los tubos de polietileno.

- Adicionar 50 ml de la solución extractora tapar y agitar la suspensión en agitador de acción reciproca durante 30 min a 180 oscilaciones por minuto.
- Filtrar inmediatamente a través de papel filtro Whatman No. 42 u otro de calidad similar.
- Preparar blancos a partir de alícuotas de solución extractora y adicionando todos los reactivos como en las muestras
- Tomar una alícuota de 5.0 mL (o 10 ml si la concentración de P es muy baja) de 30 min. Pero antes de una hora a una longitud de onda 882 nm (leer previamente la curva de calibración).
- Preparar una curva de calibración con patrones de 0, 0.1, 0.2, 0.4, 0.6, 0.8 y 1.0 mg L⁻¹ de P.
- Pipetear 0, 1, 2, 4, 6 y 10 ml de una solución de 5 mg L⁻¹ de P a matraces aforados de 50 ml.
- Adicionar un volumen de solución extractante de NaHCO₃ 0.5 M igual a la alícuota empleada para medir en las muestras desconocidas.
- Llevar a aproximadamente 40 mL con agua y adicionar 5 mL de la solución reductora con ácido ascórbico, aferrar
- Agitar nuevamente. Leer después de 30 minutos, pero antes de una hora a 882 nm. Leer las muestras y los patrones al mismo tiempo de reacción, contado el tiempo desde que se agrega el reactivo que genera el complejo hasta el momento de la lectura.

Interpretación de resultados fósforo

Los resultados de los análisis pueden interpretarse de forma aproximada con el siguiente.

Cuadro 27. Interpretación de fósforo

Clase	mg kg ⁻¹ de P
Bajo	< 5.5
Medio	5.5 – 11
Alto	>11

Debe recordarse que para cada condición climática y cultivo se genere un nivel diferente de aprovechamiento del fósforo del suelo.

Determinación del fósforo extraíble en suelos neutros

Este método, es ampliamente utilizado en estudios de fertilidad de suelos para la determinación de fósforos disponibles en suelos ácidos. El fósforo determinado con este procedimiento ha mostrado una estrecha relación con la respuesta de los cultivos.

Reactivo

- Soluciones de fluoruro de amonio 1N. disolver 37 g de NH_4F en agua destilada y diluir hasta un litro. Conservar esta solución en botella de polietileno.
- Ácido clorhídrico 0.5 N. diluir 20.4 mL de HCl concentrado hasta 500mL con agua destilada.
- Solución extractora Bray-Kurtz 1. Mezclada 30 mL de solución de fluoruro de amonio 1 N con 50 ml de la solución de ácido clorhídrico 0.5 N y diluir a un litro con agua destilada. La solución resultante es de 0.03 N en NH_4F y 0.025 N en HCl y es estable por mas de un año si se conserva en frasco de polietileno.
- Solución de tartrato de antimonio y potasio al 0.5%. pese 0.5 de $\text{K}(\text{SbO})\text{C}_4\text{H}_4\text{O}_6 \cdot 1/2 \text{H}_2\text{O}$, transféralo a un matraz volumétrico de 100 ml disuélvalo y afore con agua destilada.
- Solución de molibdato de amonio $[(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}]$. Disolver 20 g de molibdato de amonio $[(\text{NH}_4)_6\text{Mo}_7\text{O}_{24} \cdot 4\text{H}_2\text{O}]$ en 300 mL de agua destilada. Agregue lentamente bajo constante agitación y con cuidado, 450 ml de H_2SO_4 (14 N) (194.4 ml H_2SO_4) concentrado diluido a 500ml con agua da una concentración de aproximadamente 14 N). Agregue 100ml de una solución al 0.5% (p/v) de tartrato de antimonio y potasio. Diluya la mezcla a 1 litro con agua destilada. Este frasco se debe mantener tapado y con papel aluminio y protegido de la luz.
- Solución reductora con ácido ascórbico. Disolver 0.50 g de ácido ascórbico con un poco de solución patrón de molibdato de amonio y aforar a 100 mL con la misma solución. Esta solución es preparada cada vez que se vaya a formar color.
- Solución patrón de 200 mg L^{-1} de P. Disolver 0.8786 g de fosfato dihidrógeno de potasio (KH_2PO_4), seco al horno, en agua y diluirla a un litro. Esta solución contiene 200 mg L^{-1} y debe guardarse refrigerada en frasco de plástico o de vidrio blanco (no Pyrex) para evitar

contaminación con arsénico. Algunos autores recomiendan agregar antes de enrasar 25 ml de H_2SO_4 7 N, lo cual ayudara a su conservación indefinida.

- Solución patrón de 10 mg L^{-1} de P. Diluir 10 ml (medidos con bureta) de la solución de 200 mg L^{-1} P en 200 ml con agua destilada.

Materia y equipo

- Tubos de polietileno de 50 ml.
- Papel Whatman No. 42.
- Balanza analítica
- Espectrofotómetro para hacer lecturas a 880 nm y celdas.
- Agitador mecánico reciproco ajustado a 180 oscilaciones por minuto.
- Bureta de 10 mL
- Matraces volumétricos de 50 mL

Procedimiento

- Pesar 2.5 g de suelo previamente tamizado por malla de 2 mm y colocarlo en un tubo de polietileno de 50 mL
- Adicionar 25mL de la solución extracto taparlo.
- Agitar la suspensión en agitador de acción reciproca regulado a 180 oscilaciones por minuto, por 5 min.
- El extracto se filtra a través de papel Whatman No. 42 u otro de calidad similar. Debe recordarse que algunos papeles filtro puede contener cantidades altas de fosforo.
- Tomar una alícuota de 2 a 40 mL del extracto, dependiendo de la concentración de P en solución (alícuotas de 5 a 10 mL son en general adecuadas para suelos bajos y medios en P) y colocarla en un matraz aforado de 50 mL
- Adicionar agua hasta completar aproximadamente 40 mL. Si es que se usa una alícuota inferior a este volumen.
- Agregar 5 mL de la solución reductora, agitar y completar a volumen.
- Esperar 30 minutos y leer la intensidad de la absorción de luz a 882 nm (nanómetros).
- Preparar blancos siguiendo el mismo procedimiento que en las muestras.

- Preparar una curva de calibración que contenga puntos correspondientes a 0, 1.0, 2.0, 3.0, 4.0 y 5 mg L⁻¹ de P. Para ello colocar en matraces aforados de 50 ml 0, 5, 10, 15, 20 y 25 mL de la solución de 10 mg L⁻¹ de P y proseguir en la forma descrita para las muestras.
- Adicionar un volumen de solución extractante igual a la alícuota empleada para medir en las muestras conocidas.
- Llevar a aproximadamente 40 mL con agua y adicionar 5 mL de la solución reductora, agitar y complementar a volumen.
- Esperar 30 minutos y leer la intensidad de la absorción de luz a 862 nm (nanómetros).

Interpretación de resultados de fósforo

Los resultados de los análisis de suelos pueden ser interpretados de manera aproximada con el siguiente.

Cuadro 28. Interpretación de resultados de fósforo extraíble.

Clase	Mg Kg-1 de P
Bajo	<15
Medio	15 – 30
Alto	>30

Es necesario considerar que para cada condición climático y cultivo existente un nivel diferente de aprovechamiento del fosforo del suelo.

Determinación de la capacidad de intercambio catiónico

Método para la determinación de la capacidad de intercambio catiónico (CIC) y bases intercambiables (Ca²⁺, Mg²⁺, Na⁺ y K⁺) de los suelos, empleado acetato de amonio 1N, pH 7.0, como solución saturante, el método para la determinación consiste en la saturación de la superficie de intercambio con un catión índice, el ion amonio. El amonio se emplea como catión índice debido a su fácil determinación, poca presencia en los suelos porque no precipita al entrar en contacto con el suelo.

Reactivos

Los reactivos que a continuación se mencionan deben ser grado analítico a menos que se indique otra cosa, cuando se habla de agua se debe entender agua desionizada o destilada. Las soluciones para este análisis deben almacenarse en recipientes de polietileno.

- Solución de acetato de amonio 1.0N, pH 7.0. Diluir 57 mL de ácido acético glacial (99.5%) con agua a un volumen de aproximadamente 500 mL de ácido acético glacial (99.5%) con agua a un volumen de aproximadamente 500 mL. Agregar 60 mL de hidróxido de amonio concentrado, diluir con agua a un volumen de 990 mL, mezclar completamente, ajustar a pH 7.0 y diluir a un volumen final de 1 litro con agua.
- Una alternativa en el punto anterior consiste en pesar y disolver 77 g de acetato de amonio ($\text{NH}_4\text{C}_2\text{H}_3\text{O}_2$) en 900 mL de agua y de ser necesario ajustar a pH 7.0 y entonces completar a un litro con agua.
- Alcohol etílico, usar $\text{CH}_3\text{CH}_2\text{OH}$ grado industrial.
- Solución de cloruro de amonio 1N. pesar 53.50 g de NH_4Cl y disolver en agua. Ajustar a pH 7.0 con hidróxido de amonio y diluir a 1 litro empleando un matraz aforado.
- Solución de cloruro de amonio 0.25N. Pesar 13.38 g de NH_4Cl y disolverlo en agua. Ajustar a pH 7.0 con hidróxido de amonio y diluir a 1 litro empleando un matraz aforado.
- Indicador mixto. Mezclar volúmenes iguales de rojo de metilo al 0.66% y de verde de bromocresol al 0.99%. ambos disueltos en etanol al 95%.
- Solución de ácido bórico. Usar H_3BO_3 al 2% m en agua destilada que contenga 10 mL del indicador por litro.
- Ácido clorhídrico diluido valorado. Usar HCl 0.01N.
- Hidróxido de sodio al 40%. Disolver 400 g. de NaOH en agua destilada y llevar a 1000 ml.
- Nitrato de plata 0.1 N. Disolver 16.98 g de $\text{La}(\text{NO}_3)_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ en un matraz volumétrico de 250 mL con agua destilada añadir 17,5 mL de HNO_3 concentrado y aforar.
- Solución de lantano acidificada. Pesar 7.742 g de $\text{La}(\text{NO}_3)_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ en un matraz volumétrico de 250 ml con agua destilada añadir 17.5 ml de HNO_3 concentrado y aforar.
- Solución diluida de lantano acidificada. Tomar 50 mL de la solución de lantano acidificada en un matraz volumétrico de 500 mL y aforar con agua destilada.

- Solución de cloruro de cesio acidificada. Disolver 11.12 g de CsCl y 250 mL de $\text{Al}(\text{NO}_3)_3 \cdot 9\text{H}_2\text{O}$ en 500 ml de agua en un matraz volumétrico de 1000 mL, añadir 20 mL de HNO_3 2 M y aforar con agua.
- Solución de ácido nítrico 2 M. Diluir 7 ml de HNO_3 concentrado en agua, aforar a 100 ml en un matraz volumétrico.

Material

- Tubos de centrifugado de 50 mL con fondo redondo
- Agitador mecánico
- Centrifuga con capacidad para 8 o 16 tubos.
- Matraces volumétricos de 100 mL
- Matraces Erlenmeyer de 125 mL
- Aparato de destilación

Procedimiento

- Pesar 5 g de suelo secado al aire y tamizado por malla de abertura de 2 mm y transferirlo a un tubo de centrifuga de 50 mL. Agregar 33 mL de solución de acetato de amonio. Tapar y agitar en posición horizontal durante 10 minutos. Luego, centrifugar hasta que el líquido sobrenadante este claro. Esto se logra fácilmente centrifugado a 2500 rpm. Decantar el líquido en un matraz de 100 mL y repetir la extracción otras dos veces, aforar con acetato de amonio y guardarlo para la posterior determinación de las bases intercambiables (solución A).
- Agregar 30 mL de la solución de cloruro de amonio 1N; agitar durante 10 minutos y luego centrifugar hasta que el líquido sobrenadante este claro y desecharlo. Adicionar 30 mL de la solución de cloruro de amonio 0.25N, agitar durante 10 minutos, centrifugar y desechar el sobrenadante. Lavar la muestra con proporciones de alcohol de 30 mL agitándolo durante 10 minutos, centrifugar y eliminar el sobrenadante cada vez. El lavado termina cuando la prueba de cloruros en el decantado sea mínima.
- Prueba de cloruros. Pipetear 10 mL del sobrenadante alcohólico en un tubo de ensayo y agregar 4 o 5 gotas de nitrato de plata, si se observa un ligero precipitado blanco, la

reacción es positiva y se debe continuar el lavado hasta que la prueba de cloruro sea negativa.

- Reemplazar el amonio adsorbido con tres porciones de 33mL de cloruro de sodio al 10%, agitando durante 10 minutos y centrifugado cada vez. Decantar cada reemplazo en un matraz volumétrico de 100 mL y completar al volumen. Determinar el amonio a partir de una alícuota de 10 mL. La cual se transfiere a un matraz Kjeldahl de 300 mL, se le agregan aproximadamente 8 ml de NaOH al 40% y se conecta al aparato de destilación microkjeldahl. Recoger el producto de la destilación en un matraz Erlenmeyer que contenga 10 mL de mezcla de indicador y ácido bórico. Determinar por titulación con HCl 0,01N.

Determinación de Na y K intercambiables

- Pipetear 1.0 mL de la solución A en un tubo de ensaye.
- Añadir 1.0 mL de la solución de cloruro de cesio acidificada.
- Añadir 8 mL de agua y mezclar.
- Medir la concentración de Na y K en las muestras el blanco y las series estándar por espectrofotometría de emisión de flama.

Cuadro 29. Interpretación de resultados de la capacidad de intercambio catiónico (CIC)

Grupo	CIC (Cmol(+) Kg⁻¹)
Caolinitas	3 - 15
Esmectitas	80 - 150
Micas hidratadas	10 - 40
Vermiculitas	100 - 150
Cloritas	10 - 40