

COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCION DE ENSEÑANZA E INVESTIGACION EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS CÓRDOBA

POSTGRADO EN INNOVACIÓN AGROALIMENTARIA SUSTENTABLE

DINÁMICA DE MATERIA ORGÁNICA Y NITRÓGENO EN SUELOS CAÑEROS

FÉLIX MANUEL LÓPEZ LOYO

TESIS

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE**

MAESTRO EN CIENCIAS

AMATLÁN DE LOS REYES, VERACRUZ, MÉXICO

2021

La presente tesis, titulada: **Dinámica de materia orgánica y nitrógeno en suelos cañeros**, realizada por el alumno: **Félix Manuel López Loyo**, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS

INNOVACIÓN AGROALIMENTARIA SUSTENTABLE


CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO:




Dr. Joel Velasco Velasco

ASESOR:



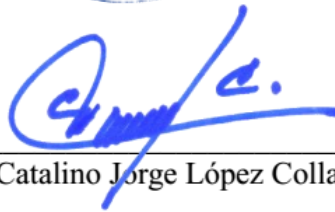
Dr. Josafhat Salinas Ruíz

ASESOR:



Dr. Armando Guerrero Peña

ASESOR:



Dr. Catalino Jorge López Collado

Amatlán de los Reyes, Veracruz, México, febrero de 2021

DINÁMICA DE MATERIA ORGÁNICA Y NITRÓGENO EN SUELOS CAÑEROS

Félix Manuel López Loyo, M. C.

Colegio de Postgraduados, 2021

La quema antes de la cosecha de la caña de azúcar está dando como resultado la disminución del contenido de materia orgánica (MO) en el suelo, el aumento de las emisiones de gases de efecto invernadero (GEI) y la disminución en el rendimiento del cultivo. Se evaluaron seis tratamientos los cuales consistieron en dos cultivares de caña de azúcar (COLPOSCTMEX 05-204 y CP 72-2086) y tres tipos de manejo en la cosecha ((1) con quema CQ; (2) sin quema con residuos de cosecha ahilados (SQ+RH); (3) sin quema con residuos de cosecha compostados (SQ+RC)) en parcelas experimentales con dimensiones de 6 x 6 m de largo por ancho durante tres cosechas consecutivas (2017-2020). El contenido de MO, Nt, presencia de microorganismos celulolíticos, bacterias y hongos totales presentaron diferencias estadísticas significativas entre tratamientos (*LSD*, $\alpha = 0.05$). En cuanto al contenido de MO (7.7%) y Nt (0.3%) se observó que COLPOSCTMEX SQ+RH fue estadísticamente diferente a los tratamientos CP CQ y CP SQ+RC. Los tratamientos COLPOSCTMEX SQ+RH y CP SQ+RH presentaron mayor presencia de unidades formadoras de colonias (UFC) de bacterias totales (1.9×10^5 UFC g⁻¹ s. s), hongos totales (0.69×10^3 UFC g⁻¹ s. s) y microorganismos celulolíticos (1.8 y 2.2×10^4 UFC g⁻¹ s. s). Por lo que, la cosecha de caña de azúcar sin quema con los residuos de cosecha ahilados tiene efectos positivos en el porcentaje de MO, Nt y en la presencia de microorganismos del suelo.

Palabras clave: *Microorganismos; Carbono orgánico; Quema de caña de azúcar.*

DYNAMIC OF ORGANIC MATTER AND NITROGEN IN SUGARCANE SOILS

Félix Manuel López Loyo, M. C.

Colegio de Postgraduados, 2021

The burning before harvest of sugarcane are resulting in a decrease in organic matter (OM) content in the soil, an increase in greenhouse gases (GHG) emissions and a decrease in the yield of the culture. Six treatments were evaluated which consisted of two varieties of sugarcane (COLPOSCTMEX 05-204 and CP 72-2086) and three types of management at harvest ((1) with burning CQ; (2) without burning with harvest residues spun (SQ + RH); (3) without burning with composted crop residues (SQ + RC)) in experimental plots with dimensions of 6 x 6 m long by width during three consecutive harvests (2017-2020). The content of OM, Nt, presence of cellulolytic microorganisms, bacteria and total fungi showed significant statistical differences between treatments (LSD, $\alpha = 0.05$). Regarding the OM (7.7%) content and Nt (0.3) it was observed that COLPOSCTMEX SQ+RH was statistically different from the CP CQ y CP SQ+RC treatments. Treatments COLPOSCTMEX SQ+RH y CP SQ+RH showed a higher presence of colony forming units (CFU) of total bacteria (1.9×10^5 UFC g^{-1} s. s), total fungi (0.69×10^3 UFC g^{-1} s. s) and cellulolytic microorganisms (1.8 y 2.2×10^4 UFC g^{-1} s. s). Therefore, the harvest of sugarcane without burning with the spun harvest residues has positive effects on the percentage of OM, Nt and on the presence of soil microorganisms.

Key words: *Microorganism, Organic carbon, Burning of sugarcane.*

DEDICATORIA

A mis padres.

AGRADECIMIENTOS

Al Colegio de Postgraduados Campus Córdoba, por el apoyo para concluir mis estudios de maestría y contribuir en mi desarrollo profesional.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por el apoyo económico otorgado durante mis estudios de maestría.

A mi país, por todas las oportunidades que ofrece para continuar con nuestra formación académica a través de CONACyT y centros de investigación en el sector agrícola y desarrollo rural.

Al laboratorio de Microbiología del Suelo del Colegio de Postgraduados Campus Montecillo.

Al Laboratorio Agroindustrial de Suelo, Planta y Agua (LASPA) del Colegio de Postgraduados Campus Tabasco.

Al doctor Joel Velasco Velasco, por brindarme su apoyo y tiempo en mis estudios de licenciatura y maestría.

Al doctor Josafhat Salinas Ruíz, por apoyarme en el diseño y análisis de la parte estadística de esta investigación.

Al doctor Armando Guerrero Peña, apoyarme en los análisis de fertilidad de suelo de esta investigación, por formar parte de mi consejo particular y apoyarme en la revisión de la tesis y artículo científico.

Al doctor Catalino Jorge López Collado, por compartirme sus conocimientos y por formar parte de mi consejo particular, apoyarme en la revisión de la tesis y artículo científico.

Al doctor Hipólito Ortiz Laurel, por las observaciones y sugerencias realizadas a este trabajo.

CONTENIDO

1.	INTRODUCCIÓN	1
2.	REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1	El cultivo de la caña de azúcar	3
2.1	Materia orgánica y nitrógeno en suelos cañeros	5
2.2	El carbono del suelo	10
2.2	Antecedentes de la investigación	13
2.3	Impacto del cultivo de caña de azúcar en las comunidades microbianas del suelo	15
3.	OBJETIVOS E HIPÓTESIS	18
3.1	Objetivo general	19
3.2	Objetivos específicos.....	19
3.3	Hipótesis.....	19
4.	MATERIALES Y MÉTODOS	19
4.1	Ubicación del experimento.....	19
4.2	Preparación del terreno.....	20
4.3	Material biológico	20
4.4	Tratamientos de estudio	20
4.5	Diseño topológico del experimento.....	21
4.6	Establecimiento y manejo de las unidades experimentales.....	21
4.7	Determinación de variables en campo	22
4.7.1	Conteo de tallos molederos	22
4.7.2	Determinación de grados Brix (°Brix).....	22
4.7.3	Cosecha de las unidades experimentales	22
4.7.4	Pesaje de tallos molederos y residuos de cosecha	23
4.7.5	Compostaje de residuos de cosecha.....	23
4.8	Análisis físicos y químicos del suelo	24
4.8.1	Determinación de pH en H ₂ O	24
4.8.2	Determinación de materia orgánica	24
4.8.3	Determinación de nitrógeno inorgánico extraíble.....	24
4.8.4	Determinación de textura.....	25

4.8.5	Determinación de fosforo Olsen	25
4.8.6	Determinación de la capacidad de intercambio catiónico (CIC) y bases intercambiables (Ca^{2+} , Mg^{2+} , Na^+ y K^+) con acetato de amonio	25
4.8.7	Determinación de microelementos (hierro, manganeso, zinc y cobre).....	25
4.9	Análisis microbiológico del suelo	26
4.9.1	Preparación de medios de cultivo	26
4.9.2	Preparación de las muestras de suelo.....	28
4.9.3	Siembra de microorganismos.....	29
4.9.4	Conteo de microorganismo	30
	32
4.10	Análisis estadístico	32
5.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	33
5.1	Conteo de matas y tallos molederos.....	33
5.2	Determinación de °Brix.....	34
5.3	Peso de tallos molederos y residuos de cosecha	35
5.4	pH, conductividad eléctrica y contenido de MO del suelo	38
5.5	Fosforo Olsen y Nitrógeno total.....	39
5.6	CIC y bases intercambiables	41
5.7	Contenido de micronutrientes	44
5.8	Bacterias totales.....	47
5.9	Hongos totales	48
5.10	Microorganismos celulolíticos	49
5.11	Microorganismos solubilizadores de fosfatos	51
6.	CONCLUSIÓN.....	53
7.	RECOMENDACIONES.....	53
8.	LITERATURA CITADA	54

LISTA DE CUADROS Y FIGURAS

CUADROS

Cuadro 1. Composición elemental de los residuos de cosecha.	6
Cuadro 2. Propiedades físicas y químicas de los residuos de caña	7
Cuadro 3. Residuos de caña de azúcar producida	8
Cuadro 4. Propiedades de diferentes suelos (Dai et al. 2017).	12
Cuadro 5. Valores de respiración edáfica nocturna.....	13
Cuadro 6. Efecto de los tratamientos.....	17
Cuadro 7. Porcentaje de filotipos pertenecientes.....	18
Cuadro 8. Tratamientos de estudio.	21
Cuadro 10. Capacidad de intercambio catiónico.....	43
Cuadro 11. Contenido de micronutrientes (hierro, cobre, zinc y manganeso).	46

FIGURAS

Figura 1. Relación de la biomasa microbiana en la relación C:P	12
Figura 2. Interacción de los microorganismos del suelo.	16
Figura 3. Diseño topológico y ubicación espacial de los tratamientos.....	21
Figura 4. Procedimiento para realizar las diluciones en serie de muestras de suelo.	29
Figura 5. Procedimiento de siembra de microorganismos.....	30
Figura 6. Conteo de bacterias totales en agar nutritivo.....	31

Figura 7. Identificación de microorganismos celulolíticos.....	32
Figura 8. Identificación de microorganismos ligninolíticos.....	32
Figura 9. a) Número de matas por m ² , b) Número de tallos.....	34
Figura 10. Grados brix en la zafra 2 y la zafra 3	35
Figura 11. a) Rendimiento (t ha ⁻¹) de tallos molederos	37
Figura 12. a) pH del suelo, b) conductividad eléctrica	39
Figura 13. a) Nitrógeno total y b) Fosforo Olsen.....	41
Figura 14. Bacterias totales (BT).....	48
Figura 15. Hongos totales (HT).....	49
Figura 16. Microorganismos celulolíticos (CL)	51
Figura 17. Microorganismos solubilizadores de fosfatos (SF).....	52

1. INTRODUCCIÓN

México ocupa actualmente el sexto lugar en producción mundial de caña de azúcar, en el año 2017 se cosecharon más de 56 millones de toneladas de caña de azúcar (SAGARPA, 2018). Lo cual generó alrededor de 2.5 millones de empleos (González-Muñoz *et al.* 2018). Para la zafra (temporada de cosecha) 2019 - 2020 el área total cosechada en el país fue de 783 mil hectáreas, de las cuales el estado de Veracruz aportó una superficie de 325,405 hectáreas, representó más del 40% de la superficie cosechada y el 38.1% del total de la caña molida en todo el país (SIAP 2019).

La cosecha tradicional consiste en eliminar la hojarasca adherida al tallo mediante la quema del cultivo para facilitar el corte manual de los tallos, para posteriormente ser trasladados del campo al ingenio azucarero y a otras industrias. Respecto a la quema del cultivo, la norma mexicana NOM-015-SEMARNAT/SAGARPA-2007 justifica esta práctica, por que ayuda a facilitar el corte, permite el acceso, elimina material vegetal no utilizable, roedores y serpientes del terreno antes de la cosecha. Sin embargo, esta practica tiene efectos negativos en la calidad del ambiente, la degradación del suelo y la productividad del cultivo (Pessim de Oliveira *et al.* 2014).

De acuerdo con Villazón-Gómez *et al.* (2017) durante la quema, la mayor compactación del suelo se encuentra entre los 0.1 y 0.2 m de profundidad, dicha compactación puede estar relacionada con la perdida de humedad por evaporación debido a las altas temperaturas alcanzadas durante la quema y a la perdida de la materia orgánica (MO) del suelo. Durante la quema del cultivo se elimina el 70 y 95% de materia seca, se libera carbono (C) a la atmósfera y el nitrógeno (N) se pierden principalmente en el sistema con pérdidas menores de otros nutrientes (Marín *et al.* 2014; Ginebra-Aguilar *et al.* 2015). Atendiendo a estas consideraciones es necesario implementar técnicas que ayuden a reducir la quema del cultivo para su cosecha y practicar métodos de manejo sustentables de los residuos de este cultivo.

Los residuos de cosecha de la caña de azúcar tienen beneficios agronómicos para el cultivo, como protección contra factores externos como, el impacto de las gotas de lluvia, disminución de la erosión del suelo causada por el riego del cultivo, reducción del calentamiento natural del suelo por acción de los rayos solares, mayor retención de humedad, aumento de la reserva de carbono y del ciclo de nutrientes (Quassi de Castro *et al.* 2018).

El mejoramiento de la calidad del suelo en función de las prácticas de manejo de los residuos de cosecha de caña de azúcar es fundamental para el desenvolvimiento sustentable del sistema de producción (Pessim de Oliveira *et al.* 2014). En consecuencia, modificar las prácticas de cosecha o generar nuevas tecnologías son de vital importancia para reducir el impacto en el suelo y el ambiente, adoptar sistemas de producción sustentables podría ser una opción para mejorar la calidad del sistema suelo-planta, producto de la interacción de las propiedades básicas e intrínsecas del suelo; las características básicas incluyen el material parental y la topografía; las propiedades intrínsecas incluyen el carbón orgánico, pH, densidad aparente y las actividades biológicas (Roy *et al.* 2018). Las practicas sustentables junto con un correcto manejo de fertilización podría conducirse en una actividad más confortable con el medio ambiente y una posible reducción significativa de los costos de producción (Wagner de Oliveira *et al.* 2018). De igual manera los microorganismos del suelo son importantes para la calidad y fertilidad del suelo, mismos que tienen un papel importante en la descomposición de la MO, degradación de sustancias contaminantes y la mineralización del suelo (Kaur *et al.* 2018).

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 El cultivo de la caña de azúcar

La caña de azúcar (*Saccharum officinarum*), es una planta perenne en forma de tallo que es cultivada en las regiones tropicales y subtropicales del mundo. Fisiológicamente es del tipo C4, se caracteriza por ser de las plantas que fijan grandes cantidades de dióxido de carbono (CO₂) de la atmosfera para realizar su función fotosintética; Aunque este cultivo puede representar una reserva importante de C, dicha retención puede ser transitoria por la quema que se realiza anualmente para su cosecha (Zermeño-González, *et al.* 2012; Aguilar-Rivera, *et al.* 2014; Cabrera y Zuaznábar, 2010).

La agroindustria azucarera de México, es un sector productivo, del cual dependen directa e indirectamente alrededor de 3 millones de personas que realizan diversas actividades, como las labores culturales, la cosecha, la industrialización, el transporte y la comercialización del azúcar y otros productos (Aguilar-Rivera, 2014). Sin embargo, esta agroindustria tiene un impacto social, económico y ecológico negativo debido al proceso más común de cosecha (Zermeño-Gonzales *et al.* 2012).

La caña de azúcar es el único cultivo en el cual se usa el fuego para su cosecha, tanto en países desarrollados como en países en desarrollo (Mugica-Álvarez *et al.* 2018). Cuando se aplica la quema y requema de los residuos del cultivo o la cosecha se realiza de forma mecanizada, ocurren modificaciones en el suelo, manifestadas en la disminución de la MO y el aumento de la compactación, lo cual según Cabrera y Zuaznábar, (2010) contribuye a lo que se le conoce como cambios globales en el suelo.

Los restos de cosecha de caña de azúcar contiene cantidades considerables de materia seca, se compone de aproximadamente de 50% celulosa, 40% hemicelulosa, 10% lignina, con una relación C:N de 100:1 y nutrientes, particularmente nitrógeno (N), fosforo (P), potasio (K), calcio (Ca), magnesio (Mg) y azufre (S) que durante la quema se pierden mediante volatilización, lo cual contribuye a la degradación paulatina del suelo (Graham *et al.* 2002; Cabrera y Zuaznábar, 2010; Marín *et al.* 2014; Pimentel *et al.* 2019; Cherubin *et al.* 2019). Además de tener un efecto negativo en la calidad del ambiente y la productividad del cultivo (Pessim de Oliveira *et al.* 2014).

Este método específico de quema de biomasa agrícola es responsable de las emisiones de gases de efecto invernadero (GEI), óxidos de nitrógeno y compuesto orgánicos volátiles distintos al metano y partículas menores a 5 y 10 micrómetros (PM 5 y PM 10) conocidos como tizne u hollín (Prado *et al.* 2012). A este respecto, en Colombia se estimó la huella de carbono del cultivo y se mostró que se emiten aproximadamente 947 a 1,381 kilogramos de dióxido de carbono equivalente por hectárea ($\text{kg CO}_2^{\text{-eq}} \text{ha}^{-1}$) por ciclo (Andrade *et al.* 2015).

De la misma manera se ha demostrado que en la cosecha mecanizada donde no se utiliza el fuego para la cosecha del cultivo, los requerimientos de fertilizantes son diferentes, además de que se conservan de 10 a 20 t ha^{-1} de MO al año, modificando así la retención de humedad, el crecimiento del cultivo y en efecto los requerimientos de fertilizantes (Almeida-Assunção *et al.* 2018; Cherubin *et al.* 2019).

Los residuos de cosecha de caña de azúcar acompañados de prácticas de conservación como la labranza reducida, la simple retención de residuos de cultivos en el suelo y la rotación de cultivos, mejoran la estructura del suelo, disminuyen la erosión, aumentan la retención de humedad, reducen el rango térmico del suelo y disminuyen las emisiones de (GEI) hacia la atmosfera (Quassi de Castro *et al.* 2018).

Sin embargo, las emisiones de (GEI) debidas a la quema de residuos de cultivo podrían aumentar en el futuro, ya que las proyecciones muestran que alimentar a más de 9 mil millones de personas en 2050 requeriría un aumento de la producción de alimentos del 70% (Santiago de la Rosa *et al.* 2018).

2.1 Materia orgánica y nitrógeno en suelos cañeros

Las actividades antropogénicas se han identificado como las principales responsables de la emisión de GEI, como el dióxido de carbono (CO₂), óxido nitroso (N₂O) y metano (CH₄) a la atmosfera, lo cual ha contribuido al aumento de la temperatura media del planeta (Moitinho *et al.* 2018). En conjunto con los factores ambientales tienen mayor influencia sobre las propiedades intrínsecas y actividades biológicas del suelo (Roy *et al.* 2018).

Los residuos de la caña de azúcar forman parte del proceso de producción e interfieren en el mantenimiento de las propiedades físicas, químicas, biológicas del suelo y del cultivo. La transformación de residuos verdes que llegan al suelo y su descomposición hasta formas inorgánicas son consecuencia de la actividad de los macro y microorganismos del ecosistema (Dos Santos-Benazzi *et al.* 2013); de no ser por el uso del fuego, el intercambio neto de CO₂ podría ser igual o mayor al que se observa en bosques, pastizales y otros cultivos (Zermeño-Gonzales *et al.* 2012).

Las coberturas de MO contienen cantidades considerables de materia seca y nutrientes, particularmente N y K, cuando se realiza la quema del cultivo el 70 al 95% de la materia seca y N se pierden en el sistema, con menores pérdidas de otros nutrientes (Marín *et al.*, 2014). Al respecto Almeida-Assunção *et al.*, (2018) realizaron una evaluación de los cambios que se presentan en el carbono orgánico total (COT), nitrógeno total (Nt) y fracciones de MO en el suelo con diferentes

aplicaciones de N en residuos de caña cosechada en verde (sin quema), encontrando un aumento en el contenido de COT, Nt y en las fracciones químicas, físicas y oxidables de la MO del suelo a una profundidad de 0.5 m.

Los residuos del cultivo de caña de azúcar contienen cantidades considerables de macro y micronutrientes que pueden ser aprovechados por el cultivo o volatilizados al medio, dependiendo del manejo que se aplique a este tipo de residuos (**Cuadro 1**).

Cuadro 1. Composición elemental de los residuos de cosecha de caña de azúcar por tamaño de partícula (White Jr. y Webber III, 2017).

Tamaño de partícula (mm)	Total C (g kg ⁻¹)	Total N (g kg ⁻¹)	Relación C:N	Mineralizado con ácido nítrico (mg kg ⁻¹)										
				P	K	S	Ca	Mg	B	Fe	Mn	Cu	Zn	Al
<1.0	396	4.2	95	3	24	7	46	14	8	2910	187	6	26	3440
>2.0	485	3.1	459	2	40	4	20	6	3	379	57	5	14	428
0.25-2.0	421	5.2	81	2	28	6	37	10	7	983	108	5	25	1110
<0.25	233	3.1	75	3	28	4	33	20	9	6620	209	7	62	6810

Algunas prácticas conocidas por sus métodos sustentables de manejo del suelo en diferentes cultivos son denominadas prácticas de conservación, como la labranza reducida, la retención de residuos de cultivos en el suelo y la rotación de cultivos, se ha demostrado que mejoran la estructura del suelo y aumentan el contenido de MO y nutrientes del suelo (Navarro-Noya *et al.* 2013). Lehman *et al.* (2014) mencionan que los residuos de cultivos brindan servicios valiosos al suelo, como la fertilidad y el control de la erosión, es por ello que se debe valorar a estos residuos como parte fundamental para el mantenimiento del sistema (cultivo).

En el (**Cuadro 2**) se muestran algunas propiedades físicas y químicas de los residuos de caña de azúcar de dos variedades en diferente ubicación del país. De acuerdo con Mugica-Álvarez *et al.* (2018) los residuos de caña de azúcar contienen algunas propiedades físicas y químicas que pueden

proveer de energía y nutrientes al suelo para ser aprovechados por los microorganismos y el cultivo.

Cuadro 2. Propiedades físicas y químicas de los residuos de caña de azúcar (Múgica-Álvarez *et al.* 2018).

Ubicación	Variedad de caña de azúcar			
	Mex 69-290 Chiapas	Mex 69-290 Jalisco	CP 72-2086 Veracruz	CP 72-2086 Morelos
Carbón %	44.88 ± 0.42	45.19 ± 0.58	45.55 ± 0.28	43.69 ± 0.51
Hidrogeno %	5.94 ± 0.18	6.03 ± 0.40	5.93 ± 0.05	5.85 ± 0.13
Nitrógeno %	0.43 ± 0.12	1.19 ± 0.03	0.43 ± 0.05	0.38 ± 0.08
Sulfuro %	0.16 ± 0.13	0.29 ± 0.10	0.27 ± 0.07	0.25 ± 0.04
Oxígeno %	48.60 ± 0.70	47.30 ± 0.31	48.34 ± 0.22	49.83 ± 0.26
Humedad %	10.59 ± 0.39	9.50 ± 0.36	11.21 ± 0.68	10.40 ± 0.47
Celulosa %	44.08 ± 0.90			
Hemicelolosa %	34.16 ± 0.84			
Lignina %	11.15 ± 1.25			

En el (**Cuadro 3**) tomado de Salgado-García *et al.* (2014) se muestran la producción de residuos del cultivo de caña de las variedades MEX69-290, RD75-11, ITV, MEX79-431 y MEX68-P-23 en diferente ciclo del cultivo teniendo como promedio un total de 18.2 t ha⁻¹.

Cuadro 3. Residuos de caña de azúcar producida en parcelas de abasto del ingenio Presidente Benito Juárez durante el ciclo de zafra 2009-2010, Tabasco México (Salgado-García *et al.* 2014).

Parcela	Localidad Coordenadas UTM	Ciclo	Variedad	Subunidad de suelo	Paja seca (t ha ⁻¹)
01	Poblado C-31 452234-1987948.883	Planta	MEX68-P-23	VRst (Éutrico)	12.7 a
02	Poblado C-31 451325.00-1985765.00	Soca	MEX69-290	VRst (Éutrico)	21.2 a
03	Poblado C-31 451601.811-1987883.837	Resoca 6	MEX69-290	VRst (Éutrico)	22.3 a
04	Poblado C-31 450523.736-1986762.660	Resoca	MEX69-290	VRst (Éutrico)	19.9 a
05	Poblado C-32 445133.00-1988851.00	Resoca 8	RD75-11	CMfl (Éutrico arcilloso)	19.5 a
06	Poblado C-32 445248.237-1989607.457	Resoca 8	MEX68-P-23	VRlst (Éutrico)	21.5 a
07	Poblado C-15 441238.450-2005992.061	Resoca 4	MEX79-431	GLha (Éutrico arcilloso)	20.9 a
08	Poblado C-15 442335.00-2005067.00	Planta	MEX69-290	VRst (Éutrico)	14.1 a
09	Poblado C-14 428311.00-2000272.00	Resoca	MEX69-290	VRst (Éutrico)	19.4 a
10	Poblado C-14 429753.00-2000261.00	Resoca	MEX69-290	VRst (Éutrico)	18.9 a
11	Poblado C-15 438629.00-2002781.00	Planta	MEX 68-P23	GLha (Éutrico arcilloso)	16.6 a
12	Poblado C-15 434117.23-1987702.44	Resoca 2	MEX69-290	CMst (Arcilloso éutrico)	15.0 a
13	Poblado C-15 440027.519-2000394.800	Resoc 3	MEX79-431	CMngst (Éutrico férico)	15.0 a
14	Poblado C-15 441026.929-2001072.801	Resoca 3	ITV	GLha (Éutrico arcilloso)	17.6 a
15	Poblado C-16 44165.00-2000232.00	Resoca 8	MEX68-P-23	CMng (Arcílico éutrico)	17.7 a
Promedio (t ha ⁻¹)					18.2

Teniendo en consideración la cantidad de residuos del cultivo y las cantidades de nutrientes que estos aportan de acuerdo con White Jr. y Webber III (2017) (**Cuadro 2**) se puede considerar el manejo de estos residuos mediante el compostaje para su posterior aplicación o deposición al suelo; mediante la mineralización, la MO proveerá de nutrientes al suelo que pueden ser

aprovechados por el cultivo, sin embargo, el tiempo en que esto ocurra y la calidad de los residuos son algunos factores que se deben considerar para dar un manejo responsable para este tipo de residuos, además de tomar en cuenta los factores ambientales, tales como la precipitación y la temperatura ambiente.

Urra *et al.* (2018) mencionan que la incorporación de residuos de cosecha proporciona beneficios al suelo, debido a que suministran energía para las actividades biológicas y destacan la importancia de los microorganismos en el buen funcionamiento del suelo. Aunado a ello White Jr. y Webber III (2017) mencionan que cuando los residuos de cosecha de caña de azúcar son incorporados al suelo contribuyen al aumento del carbono y nutrientes minerales en el suelo, además de disminuir la erosión por la escorrentía, funcionan como una capa de protección contra arvenses y factores climáticos como la radiación solar, lo cual ayuda a conservar la humedad por más tiempo.

Aunque los cambios en el suelo dependen de muchos factores en los cuales se incluyen, el tipo de suelo y clima. En climas templados la aplicación de estos residuos al suelo puede ocasionar problemas en el rendimiento del cultivo, debido a plagas y enfermedades por exceso de humedad o la lenta descomposición de los residuos (White Jr. y Webber III 2017). El exceso de humedad puede ocasionar modificaciones en la descomposición de la MO debido a la ausencia de oxígeno en el suelo y la disponibilidad de la MO para los microorganismos (Tang *et al.* 2016).

En un estudio realizado por Xu *et al.* (2019) en suelos forestales de *Quercus Mongolica*, China, encontraron que las bajas temperaturas del suelo (-13 °C) disminuyeron la descomposición del carbono orgánico, mientras que temperaturas cercanas a 33 °C aceleraron su descomposición. Estos resultados coinciden con el trabajo realizado por White Jr. y Webber III (2017) donde evaluaron la tasa de descomposición de residuos de cultivos a diferentes temperaturas, tipo de

suelo y tamaño de partícula de los residuos, encontrando que los residuos del cultivo de caña de azúcar se descomponen más fácilmente a una temperatura de superiores a 23 °C.

De la misma manera en un trabajo realizado por Navarro-Noya *et al.* (2013) donde utilizaron análisis taxonómicos y filogenéticos para determinar los efectos de diferentes prácticas agrícolas en las comunidades bacterianas, encontraron que el manejo con labranza y la aplicación de residuos orgánicos al suelo tiene efectos positivos en las comunidades bacterianas. Estos beneficios pueden verse reflejados en diferentes cultivos donde se puedan adoptar las mismas prácticas de manejo de residuos, por ejemplo, Urra *et al.* (2018) estudiaron los beneficios de la aplicación de residuos de la cosecha de maíz sobre la calidad del suelo, encontrando que la aplicación de estos residuos estimula la actividad microbiana y concluyen que la incorporación de los residuos del cultivo al suelo es una práctica agronómica benéfica para el suelo.

2.2 El carbono del suelo

El carbono se encuentra en todos los seres vivos del planeta, se puede encontrar en la biomasa vegetal, en la MO del suelo, en la atmosfera y disuelto en el fondo de los océanos (Shukla *et al.* 2016). Los suelos funcionan como reservorios de carbono, en México en promedio se tiene 1.8% de carbón orgánico y 3.1% de MO en el suelo, almacenan gran cantidad del carbono global, funcionando como una reserva de carbono terrestre, varias veces más que el C atmosférico y tres a cuatro veces más que las reservas en la vegetación (Tang *et al.* 2016; Dai *et al.* 2017; Rojas-García *et al.* 2017; Öquist *et al.* 2017; Hicks *et al.* 2019).

La descomposición del carbono orgánico del suelo es uno de los procesos que ayudan a la regulación del ciclo del carbono global, mediante los procesos catabólicos y anabólicos de los microorganismos (Mellado-Vázquez *et al.* 2019). Un método para la reducción de emisiones de CO₂ a la atmosfera es mediante el almacenamiento de carbono en los suelos, el cual funciona como

reserva y ayuda a la disponibilidad de nutrientes por medio de la mineralización (Shukla *et al.* 2016).

Xu *et al.* (2019) mencionan que una temperatura de 23 a 33 °C en el suelo aumenta la descomposición de carbono orgánico por los microorganismos, pero la captación del carbono por los microorganismos depende de la liberación del mismo (es decir, la asimilación del carbono orgánico por los microorganismos depende de la fuente del mismo y la forma en que este es asimilado). Sin embargo, Allison *et al.* (2010) indican que las altas temperaturas afectan directamente la actividad de las enzimas y la fisiología microbiana, lo cual disminuye la eficiencia del uso del carbono por los microorganismos. De igual manera Dai *et al.* (2017) apuntan que estas afectaciones son consecuencia de las alteraciones en las actividades metabólicas microbianas.

Para el buen funcionamiento de las comunidades microbianas del suelo se requiere de un equilibrio entre el carbono y otros nutrientes útiles en los procesos de degradación de MO por los microorganismos, sin este equilibrio es probable que exista una disminución en la biomasa microbiana del suelo y un aumento en las emisiones de CO₂, por lo que Öquis *et al.* (2017) mencionan que este equilibrio podría ser un factor determinante en cuando a la eficiencia del uso de carbono por las poblaciones microbianas. Spohn (2015) señala que en caso de no cumplirse este equilibrio y que exista una relación C:N alta, podría disminuir la actividad microbiana y como consecuencia una disminución en la eficiencia de uso del carbono por los microorganismos. Sin embargo, los microorganismos tienen la capacidad de adquirir N de la MO depositada en el suelo en el momento de ser requerido durante la mineralización (Meyer *et al.* 2017). En contraste Spohn (2015) concluye que la respiración microbiana aumenta proporcionalmente con la relación de C:N. Fujita *et al.* (2019) ilustran una gráfica donde señalan que la cantidad de biomasa microbiana en relación C:P disminuye cuando los niveles de P aumentan, lo que reafirma lo mencionado por

Spohn (2015) que, en caso de no existir un equilibrio entre nutrientes las poblaciones microbianas disminuyen (**Figura 1**).

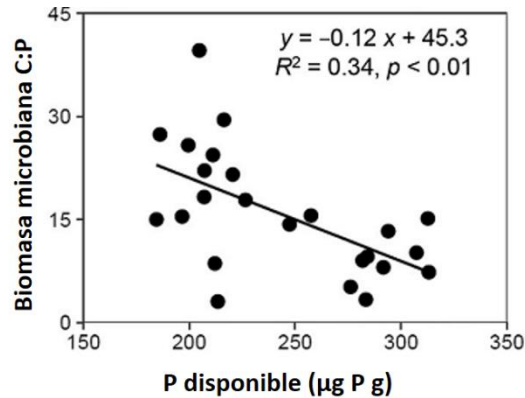


Figura 1. Relación de la biomasa microbiana en la relación C:P en proporción del P disponible (Fujita *et al.* 2019).

Cada tipo de suelo contiene cantidades diferentes de C, N y otros nutrientes, dependiendo del manejo y de la calidad del mismo, Dai *et al.* (2017) determinaron las propiedades de tres tipos de suelos con diferente contenido de carbón orgánico encontrando que con el aumento del carbón orgánico existe diferente contenido de nutrientes a un pH similar (**Cuadro 4**). Sin embargo, la sensibilidad a la temperatura aumenta cuando la calidad del carbono orgánico disminuye, por lo que en suelos con baja calidad del carbono de la MO aplicada al suelo tienden a ser más susceptibles a la temperatura y a su degradación (Erhagen *et al.* 2015).

Cuadro 4. Propiedades de diferentes suelos (Dai *et al.* 2017).

Suelo	pH del suelo	C orgánico	N total (g kg)	P total	K total	Granulometría del suelo %		
						arcilla	limo	arena
2.9% Carbón orgánico en el suelo	6.21	28.8	1.95	1.06	42.86	33.1	29.0	37.9
4.0% Carbón orgánico en el suelo	6.09	40.0	3.01	0.95	39.01	37.0	32.8	30.2
6.8% Carbón orgánico en el suelo	6.52	68.3	5.49	1.26	36.12	39.0	32.9	28.1

Cualquier cambio en el suelo ya sea antropogénico o naturalmente, puede cambiar la respiración del suelo, las modificaciones en la respiración del suelo intensifican o mitigan las emisiones de CO₂ y otros gases a la atmosfera (Tang *et al.* 2016).

Por ejemplo, Hernández *et al.* (1995) mencionan que la quema cultivo de caña de azúcar para su cosecha provoca cambios en el suelo que afectan la respiración (**Cuadro 5**).

Cuadro 5. Valores de respiración edáfica nocturna en parcelas de caña de azúcar antes y después de la quema (Hernández *et al.* 1995).

Condición	Diferencia significativa (%)	mg CO ₂ m ² h ± error estándar	Humedad del suelo (%)
Sin quemar	5	191 ± 13 a	12.5
Quemada y cortada	5	129 ± 12 b	12.2

2.2 Antecedentes de la investigación

Las investigaciones en torno al cultivo de caña de azúcar están relacionadas con la disposición de nutrientes y materia orgánica del suelo, relación carbono/nitrógeno C/N, compactación del suelo, emisión de GEI y la práctica de cosecha de caña en verde, así lo demuestran los trabajos de Villazón-Gómez *et al.* (2017); Almeida-Assunção *et al.* (2018); Pessim de Oliveira *et al.* (2014); Pessim de Oliveira *et al.* (2016); Costa-Potrich *et al.* (2014); Dos Santos-Benazzi *et al.* (2013) entre otros. Sin embargo, Pessim de Oliveira *et al.* (2016); Marín *et al.* (2014); Moitinho *et al.* (2018), han realizado estudios con el uso de software de simulación para predecir el comportamiento de la MO y nutrientes en el suelo simulando condiciones de campo a largo plazo, ya que los trabajos realizados en campo podrían presentar diferentes escenarios como factores ambientales y físicos propios de cada área de estudio.

A este respecto, cabe destacar que los trabajos coinciden en eliminar el uso del fuego para la cosecha del cultivo. La cosecha mecanizada está cada vez más presente en los principales países productores de este cultivo, práctica que contribuye a la acumulación de residuos vegetales en la superficie, lo cual mantiene al suelo siempre cubierto, promoviendo el aumento de los niveles totales de carbono orgánico y N (Costa-Potrich *et al.* 2014).

Los avances tecnológicos en la cosecha y el procesamiento de la caña, están produciendo cambios rápidos en los sistemas de producción que afectan las condiciones físicas del suelo (Blair, N. 2000). La producción de caña de azúcar donde se utiliza la quema para su cosecha y se eliminan los residuos, disminuye el contenido de MO del suelo, es por ello que se deben promover prácticas sustentables, tales como la cosecha de caña en verde (sin quema), labranza cero y el uso de cultivos verdes, para ayudar a mejorar las condiciones del suelo y mitigar las emisiones de GEI (Dominy *et al.* 2002). Por ejemplo, Galdos *et al.* (2009) encontraron que el área con periodo más largo de adopción de manejo de no quema, presentó mayores contenidos de carbono total (+30%). Zermeno-Gonzales *et al.* (2012), realizaron mediciones de intercambio neto de CO₂ de caña de azúcar y compararon los valores reportados con otras especies, demostraron que la caña de azúcar tiene un alto potencial de asimilación de CO₂, sin embargo, consideran esta asimilación como transitoria, debido a la quema en la cosecha del cultivo. A este respecto, Moitinho *et al.* (2018) sugieren realizar otros estudios con el objetivo de aislar el efecto de la raíz de los cultivares estudiados para determinar la contribución efectiva de la planta como un organismo vivo activo en el proceso de emisión de CO₂ del suelo a la atmosfera.

2.3 Impacto del cultivo de caña de azúcar en las comunidades microbianas del suelo

Los microorganismos juegan un papel decisivo en la transformación de la MO mediante la mineralización de sus componentes, intervienen en el crecimiento y la salud de las plantas (Hicks *et al.* 2019). Habitan el suelo en interacción directa e indirecta con la meso-fauna y macro-fauna, conducen diversas reacciones metabólicas, principalmente reacciones químicas como la transformación de nutrientes a formas menos complejas, mediante la secreción de enzimas como la celulasa, xilanasas y enzimas fosfatadas, degradan moléculas grandes a monómeros, que posteriormente pueden estar disponibles para las plantas, ayudan a la absorción de agua y nutrientes, aumentan la biomasa y diversidad microbiana mediante la liberación de sustancias que funcionan como mecanismos de defensa y comunicación entre microorganismos - planta (Reis-Valpassos *et al.* 2001; Zheng *et al.* 2018; Xu *et al.* 2019).

Las plantas pueden beneficiarse por los microorganismos contra patógenos mediante las poblaciones de hongos, bacterias de vida libre y fijación simbiótica, incluidos los procesos asociados a la fijación de micorrizas (Mickan *et al.* 2019). También porque están estrechamente relacionados con las propiedades físicas y químicas del suelo, como la degradación de sustancias contaminantes, el ciclo de nutrientes y la estabilización estructural del suelo, debido a que de esto dependen las demandas metabólicas microbianas (Wallis *et al.* 2010; Hicks *et al.* 2019). Por lo que Urra *et al.* (2018) mencionan que las comunidades microbianas suelen utilizarse como indicadores de la calidad del suelo, debido a su estrecha relación con las actividades biológicas y la sensible respuesta a las modificaciones de su hábitad (suelo).

Los impactos generados al suelo ocasionados por el manejo de los cultivos afectan principalmente a las comunidades microbianas, estas afectaciones se ven reflejadas en la disminución de la calidad

del cultivo, de ahí la importancia de entender los factores que afectan positivamente la actividad microbiana, por ejemplo, Zhang *et al.* (2018) mencionan que en los agroecosistemas, la práctica de labranza del suelo genera impactos significativos en la sostenibilidad de la producción de los cultivos, principalmente por las modificaciones en las comunidades microbianas.

Por otro lado, los cambios en la temperatura del suelo también podrían afectar de manera directa la eficiencia del uso del carbono, debido a que los microorganismos responden a estos cambios disminuyendo su capacidad de degradación de la MO y aumentando las emisiones de CO₂ (Öquist *et al.* 2017). Sin embargo, cuando se mejora la estructura del suelo mediante la aplicación de enmiendas orgánicas como los residuos de cosechas, se aumenta el número de poblaciones microbianas (**Figura 2**), lo cual se traduce en mayor disponibilidad de nutrientes para las plantas (Navarro Noya *et al.* 2013).

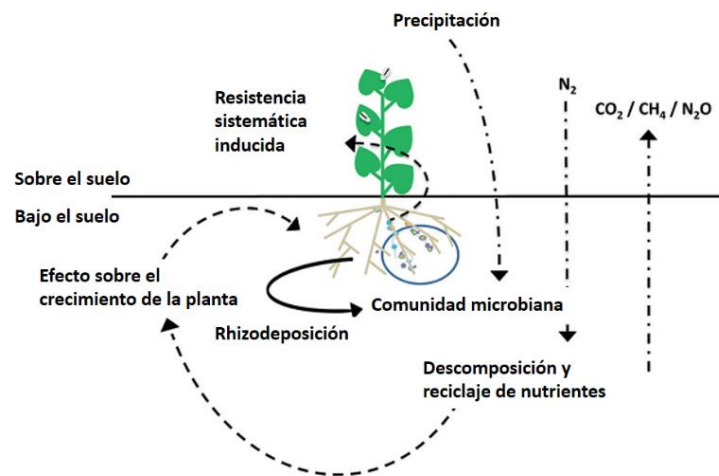


Figura 2. Interacción de los microorganismos del suelo con las plantas (Martínez-Hidalgo *et al.* 2019).

Las perturbaciones del suelo generan cambios a corto plazo, alteran los procesos metabólicos, biogeoquímicos y flujos gaseosos, como consecuencia se disminuye la disponibilidad de nutrientes, pueden ser a causa de la eliminación de la MO, la labranza y el manejo del cultivo en

general (Jackson *et al.* 2003). La comprensión de las afectaciones del suelo en una comunidad microbiana se basa en interpretar los cambios que ocurren en grupos microbianos similares que respondan a las alteraciones en su entorno, desencadenando una serie de reacciones en el suelo (Nunes *et al.* 2018).

Devolver los residuos de los cultivos a los suelos agrícolas es una práctica que puede tener beneficios ecológicos estrechamente relacionados con la biología del suelo (Zheng *et al.* 2018). Es el equivalente a la práctica agroecológica del uso de coberturas vegetales, donde se utiliza material vegetal como residuos de podas o pastizales, con el objetivo de proteger, mejorar biológica y nutricionalmente el suelo (Martínez-Díaz 2019).

Cuadro 6. Efecto de los tratamientos (RM: remoción de residuos de cosecha, RI: residuos de cosecha incorporados al suelo) Urra *et al.* 2018).

	Enzima	unidad	RM	RI
	Arilsulfatasa	mg p-nitrofenol kg peso seco h	84.7 ± 7.8	104.1 ± 17.8
	Alcalino fosfatasa	mg p-nitrofenol kg peso seco h	136 ± 19	174 ± 39
Actividad	β-glucosidasa	mg p-nitrofenol kg peso seco h	140 ± 13	168 ± 24
	Ureasa	mg N-NH ₄ kg peso seco	33.2 ± 1.4	46.3 ± 13.8
	Potencial de mineralización de N	mg N-NH ₄ kg peso seco	1.3 ± 1.0	2.5 ± 1.3
	Respiración basal	μg C g peso seco suelo h	0.74 ± 0.0	0.83 ± 0.10
Biomasa	Respiración inducida por el sustrato	μg C g peso seco suelo h	2.5 ± 0.2	3.1 ± 0.2
	Abundancia de genes bacterianos	x 10 ¹⁰ g peso seco de suelo	1.05 ± 0.2	1.55 ± 0.11
	Abundancia de genes de hongos	x 10 ⁸ peso seco de suelo	1.18 ± 0.6	1.67 ± 0.2

El mantenimiento de la productividad del ecosistema depende principalmente de la degradación de la MO y de la biomasa microbiana, considerando a los microorganismos como una red compleja

con enlaces a los ecosistemas superficiales (Reis-Valpassos *et al.* 2001). Se ha demostrado que la aplicación de materiales ricos en C, N y MO, mejoran la actividad enzimática que a su vez provocan el aumento en el crecimiento de las plantas debido a la liberación de nutrientes por la descomposición microbiana de los sustratos (Otto *et al.* 2019; Urra *et al.* 2018) (**Cuadro 6**).

La labranza cero y la incorporación de los residuos de cultivo provocan modificaciones en las poblaciones microbianas del suelo de acuerdo con los estudios filogenéticos (**Cuadro 7**) (Navarro-Noya *et al.* 2013). De la misma manera la calidad de la MO en el suelo puede influir en la biomasa microbiana, siendo este un parámetro importante que se debe tomar en cuenta al realizar un estudio (Fujita *et al.* 2019).

Cuadro 7. Porcentaje de filotipos pertenecientes a los géneros que fueron afectados por los tratamientos. (MM: monocultivo de maíz) (MT: monocultivo de trigo) (LC: labranza convencional) (CL: cero labranza) (-R: remoción de residuos) (+R: incorporación de residuos) (Navarro-Noya *et al.* 2013).

Grupo	MMLC-R	MTLC+R	MTLC-R	MTCL+R	MTCL-R	Valor de <i>p</i>
Bacillariophyta	0.008 b	0.009 b	0.022 b	0.013 b	0.082 a	0.0015
Castellatospora	0 b	0.004 a	0 b	0 b	0 b	0.0060
Devosia	0.004 b	0.035 a	0.017 ab	0.033 a	0.006 b	0.0060
Flavobacterium	0.015 b	0.019 b	0.023 b	0.087 a	0.005 b	0.0073
Herbaspirillum	0.761 a	0.660 ab	0.753 a	0.149 bc	0.110 c	0.0095
Kitasatospora	0.047 ab	0.067	0.056 a	0.022 bc	0.016 c	0.0033
Larkinella	0 b	0 b	0 b	0.014 a	0 b	0.0025
Naxibacter	0 b	0 b	0.002 b	0.008 a	0 b	0.0038
Neisseria	0 b	0.0024 a	0 b	0 b	0 b	0.0094
Rhizobium	0.038 ab	0.063 a	0.029 b	0.035 b	0.014 b	0.0066
Rhodofera	0.001 b	0 b	0.001 b	0.007 a	0 b	0.0001
Singulispaera	0.025 b	0.020 b	0.040 a	0.042 a	0.021 b	0.0005
Streptomyces	0.549 a	0.611 a	0.500 a	0.149 b	0.381 ab	0.0050
Streptomycetaceae	1.198 a	0.222 a	0.170 ab	0.047 bc	0.090 bc	0.0017

Los valores con la misma letra no son significativamente diferentes.

3. OBJETIVOS E HIPÓTESIS

3.1 Objetivo general

Evaluar la dinámica de materia orgánica y nitrógeno en parcelas experimentales de caña de azúcar con quema y sin quema en la cosecha y su efecto en el suelo

3.2 Objetivos específicos

- Determinar la dinámica de carbono orgánico y variables de calidad del suelo en parcelas experimentales con quema y sin quema en la cosecha de caña de azúcar.
- Evaluar la dinámica microbiana en suelos cañeros con quema y sin quema de residuos de la cosecha.

3.3 Hipótesis

La aplicación de diferentes técnicas de manejo de residuos de cosecha de caña de azúcar contribuye al incremento de la calidad del suelo, además de proveer nutrientes y humedad.

4. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Ubicación del experimento

El presente trabajo se realizó en el Colegio de Postgraduados Campus Córdoba, ubicado en las coordenadas 18° 51' 35.6" LN y 96° 51' 36.9" LW a una altitud de 635 msnm. Con clima Am (f) que corresponde a cálido húmedo con abundantes lluvias en verano (88%), con una temperatura media anual de 22°C (García, 2004; INEGI, 2009).

4.2 Preparación del terreno

El terreno donde se estableció el experimento fue un área destinada para potrero durante 8 años sin ningún cultivo previo. La preparación del terreno se realizó de acuerdo con el paquete tecnológico de la región Córdoba – Golfo (2016-2017) (CONADESUCA, 2017). Se realizó un paso de subsuelo para roturar el suelo (0.4 – 0.5 m de profundidad), dos pasos de arado, un paso de rastra pesada y finalmente se realizó el surcado con separación de 1.2 m entre surco.

4.3 Material biológico

Se utilizaron dos cultivares de caña de azúcar (*Saccharum spp*) proporcionados por el banco de selección varietal del Colegio de Postgraduados Campus Córdoba, el cultivar CP 72-2086 y COLPOSCTMEX 05-204. El cultivar CP 72-2086 se caracteriza por presentar tallos molederos de alrededor de 2 m de altura y un hábito de crecimiento semi-recto, sus entrenudos presentan débil zigzagueo, tallos color verde amarillento y con abundante cera, corteza lisa y hojas con un lamina foliar de 164 m de largo y 6 cm de ancho (Gómez-Merino y Sentíes-Herrera, 2015).

El cultivar COLPOSCTMEX 05-204 se caracteriza por mayor rendimiento en el número de tallos molederos, sin embargo, presenta baja cantidad de azúcares totales. De acuerdo con Sentíes-Herrera y Gómez-Merino (2014) COLPOSCTMEX 05-204 es considerada como una variedad con alto potencial productivo.

4.4 Tratamientos de estudio

Los tratamientos consistieron en la utilización de dos variedades de caña de azúcar (COLPOSCTMEX 05-204 y CP 72-2086) y tres manejos de cosecha como se muestra en el (**Cuadro 8**).

Cuadro 8. Tratamientos de estudio.

Tratamiento	Descripción	Clave
T1	COLPOSCTMEX 05-204 + Cosecha con quema	COLPOSCTMEX CQ
T2	COLPOSCTMEX 05-204 + Cosecha sin quema y residuos ahilados	COLPOSCTMEX SQ+RH
T3	COLPOSCTMEX 05-204 + Cosecha sin quema y residuos compostados	COLPOSCTMEX SQ+RC
T4	CP 72-2086 + Cosecha con quema	CP CQ
T5	CP 72-2086 + Cosecha sin quema y residuos ahilados	CP SQ+RH
T6	CP 72-2086 + Cosecha sin quema y residuos compostados	CP SQ+RC

4.5 Diseño topológico del experimento

Se establecieron cuatro bloques, cada uno de ellos conformados por seis parcelas experimentales correspondientes a los seis tratamientos como se muestra en (**Figura 3**). Las dimensiones de las parcelas fueron de 6 m de largo por 6 m de ancho, con una separación de 1.2 m entre surcos y calles de 4 m de ancho.

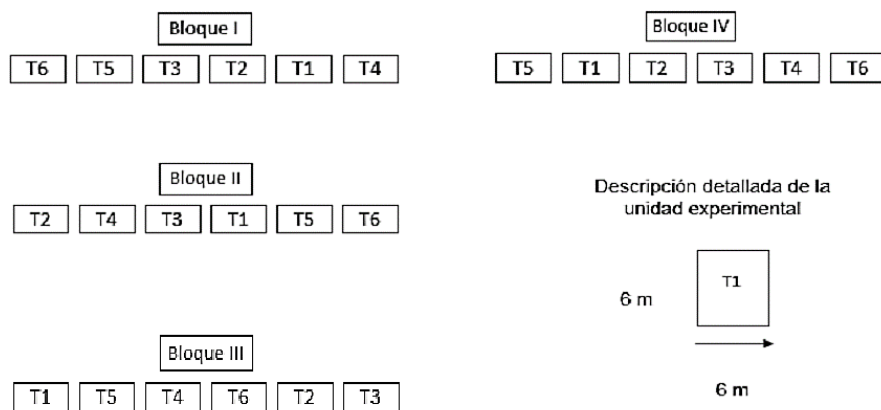


Figura 3. Diseño topológico y ubicación espacial de los tratamientos.

4.6 Establecimiento y manejo de las unidades experimentales

El experimento se estableció en condiciones de secano, en el mes de diciembre de 2016, se utilizó el método de propagación vegetativa (9 meses de edad) a partir de esqueje (trozos de tallos). Se

aplicaron 150 kg de composta de estiércol bovino por parcela experimental sobre los esquejes, posteriormente se taparon manualmente con suelo. El manejo de las parcelas experimentales se realizó de acuerdo con el paquete tecnológico de la región Córdoba-Golfo (CONADESUCA, 2017), para el control de arvenses se utilizó la mezcla de herbicida (Diuron[®] + Ametrina + adherente Multiader - B[®]) con la dosis 1 + 1 + 0.03 L respectivamente, diluidos en 200 L de agua, se utilizaron bombas de aspersion de mochila para su aplicación. Para la fertilización de las parcelas experimentales se aplicó la mezcla física de N-P-K (10-20-20 kg ha⁻¹) utilizando la fertilizadora CP-36[®], a 90 días después de la siembra y 15 días después de cada cosecha.

4.7 Determinación de variables en campo

4.7.1 conteo de tallos molederos

El conteo de matas (plantas) y tallos molederos (tallos con fines industriales), de tres surcos seleccionados al azar, se realizó durante dos zafras (zafra 2 (2018-2019) y zafra 3 (2019-2020)), 8 días antes de cada cosecha.

4.7.2 Determinación de grados Brix (°Brix)

Se realizó la determinación de °Brix en campo durante dos zafras (zafra 2 2018-2019 y zafra 3 2019-2020). Se utilizó un punzón de acero inoxidable para extraer dos gotas de jugo en dos entrenudos diferentes, justo a la mitad del tallo por cada planta y se colocaron sobre el refractómetro manual portátil para tomar la lectura (NMX-F-436-SCFI-2011).

4.7.3 Cosecha de las unidades experimentales

Las unidades experimentales fueron cosechadas entre los meses de diciembre y enero durante la zafra 2017-2018, zafra 2018-2019 y durante la zafra 2019-2020. Cada unidad experimental fue cosechada de acuerdo con los tratamientos establecidos, esto es bajo manejo convencional (con el

uso de la quema antes de la cosecha) y cosecha sin quema. Se realizó la quema controlada de las unidades experimentales correspondientes, se abrió un perímetro (guarda raya) de 1.5 m de cada lado de la unidad experimental retirando todo el material vegetal seco, para evitar que se extendiera el fuego, además de utilizar bombas aspersores de mochila con agua para controlar el fuego en caso de ser necesario.

4.7.4 Pesaje de tallos molederos y residuos de cosecha

Se utilizó una báscula colgante portátil (Noval[®]) con capacidad para 300 kg para el pesaje de los tallos y residuos de cosecha. Para pesar los residuos de la cosecha (tlazole) se utilizaron mallas de nylon de 2 x 2 m. El tlazole se colocó dentro de la malla, se ataron cuerdas en sus extremos y fue colgada de la báscula para determinar el peso. Únicamente se pesó el tlazole de los tratamientos COLPOSCTMEX SQ+RH, COLPOSCTMEX SQ+RC y CP SQ+RH, CP SQ+RC. Para los tratamientos COLPOSCTMEX CQ y CP CQ se realizó la requema de los residuos de la cosecha (tlazole y puntas).

4.7.5 Compostaje de residuos de cosecha

El compostaje de los residuos de cosecha en verde se realizó para los tratamientos COLPOSCTMEX SQ+RC y CP SQ+RC. Después de pesar, se formó una pila de paja y puntas de los tallos sobre piso de concreto y bajo techo. Se hidrató la pila y se realizaron volteos periódicos cada 15 días manualmente. Una mezcla de estiércol ovino (50 kg) y agua (150 L) se aplicó (proporción 1:3 v:v) como aditivo para acelerar el proceso de compostaje. Esta mezcla fue aplicada sobre el material tres veces cada 15 días después de realizar los volteos. Desde el inicio del compostaje el material permaneció cubierto con plástico transparente, únicamente se retiró el plástico al realizar los volteos durante seis meses. La aplicación de composta se realizó

manualmente de acuerdo a la cantidad relacionada con el peso seco inicial del material colectado (FAO 2013).

4.8 Análisis físicos y químicos del suelo

Los análisis físicos y químicos del suelo se realizaron de acuerdo a norma mexicana NOM-021-RECNAT-2000 la cual establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos en México (SEMARNAT 2002).

4.8.1 Determinación de pH en H₂O

Para la determinación de pH (relación suelo:agua 1:2 v:v), se utilizó agua destilada y un potenciómetro de la marca Thermo Scientific® modelo Orion 4 star. La evaluación del pH se basa en la determinación de la actividad del ion H⁺ mediante el uso de un electrodo cuya membrana es sensitiva al H.

4.8.2 Determinación de materia orgánica

La determinación de materia orgánica se realizó mediante el método de Walkley y Black, el cual se basa en la oxidación del carbono orgánico del suelo por medio de una disolución de dicromato de potasio y el calor que se genera al mezclar con ácido sulfúrico concentrado.

Los reactivos utilizados fueron: dicromato de potasio 0.166 M o 1 N (K₂Cr₂O₇), ácido sulfúrico concentrado (H₂SO₄), ácido fosfórico concentrado (H₃PO₄), indicador de difenilamina y sulfato ferroso 1.0 M (aproximadamente).

4.8.3 Determinación de nitrógeno inorgánico extraíble

La determinación de N total por este procedimiento involucra dos pasos: a) digestión de la muestra para convertir el nitrógeno en NH₄ y b) la determinación de NH₄ en el digestado.

4.8.4 Determinación de textura

De acuerdo a la NOM-021-RECNAT-200, la textura del suelo se define como la proporción relativa de grupos dimensionales de partículas. Para dicha determinación se utilizó el procedimiento de Bouyoucos, el cual consiste en separar los agregados y analizar sólo las partículas. En el presente método se eliminan la agregación debida a materia orgánica y la floculación debida a cationes calcio y magnesio.

4.8.5 Determinación de fósforo Olsen

El método Olsen es útil para estudios de fertilidad de suelos, se utiliza para la determinación de fósforo disponible en suelos neutros y alcalinos. Para dicha determinación fueron necesarios los siguientes reactivos: hidróxido de sodio 1 M, solución extractora de bicarbonato de sodio 0.5 M, ácido sulfúrico 14 N, ácido sulfúrico 7 N, solución de tartrato de antimonio y potasio al 0.5%, solución de molibdato de amonio, solución reductora de ácido ascórbico, solución patrón de fósforo (200 mg L⁻¹), solución patrón de fósforo (5 mg L⁻¹).

4.8.6 Determinación de la capacidad de intercambio catiónico (CIC) y bases intercambiables (Ca²⁺, Mg²⁺, Na⁺ y K⁺) con acetato de amonio

Este método se basa en la saturación de los sitios de intercambio de amonio 1N pH 7 y cuantificación de espectrofotometría de emisión. Para llevar a cabo las determinaciones correspondientes se utilizaron los siguientes reactivos: acetato de amonio 1.0 N, alcohol etílico (CH₃CH₂OH grado industrial), cloruro de sodio, cloruro de amonio 1 N, cloruro de amonio 0.25 N, indicador mixto, ácido bórico, hidróxido de sodio.

4.8.7 Determinación de microelementos (hierro, manganeso, zinc y cobre)

Los procedimientos analíticos tendientes a evaluar la disponibilidad de algún metal se asocian a su capacidad para extraer o disolver alguna forma química del metal presente en el suelo. Para esta

determinación se utilizó DTPA (ácido del dietilen-triamino-pentaacético), ácido clorhídrico HCl 1:1 (un volumen de ácido + un volumen de agua), trietanolamina, cloruro de calcio hidratado ($\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$), ácido nítrico 1:1 (HNO_3), ácido clorhídrico 1:1 (HCl) (1 ml de ácido en 1 ml de agua) y soluciones amortiguadas a pH 4, 7 y 10.

4.9 Análisis microbiológico del suelo

4.9.1 Preparación de medios de cultivo

4.9.1.1 Preparación de agar nutritivo para el cultivo bacterias totales

Se utilizó agar nutritivo de la marca MCD-LAB, el cual únicamente se diluyó con agua destilada, en un matraz Erlenmeyer se agregaron 23 g de agar nutritivo en polvo, posteriormente se agregaron 1000 ml de agua destilada y se disolvió perfectamente, finalmente se esterilizó en autoclave a 120 °C por 18 min.

4.9.1.2 Preparación de medio PDA + Rosa de bengala para el cultivo de hongos totales

Se utilizó papa dextrosa y agar (PDA) de la marca MERK[®], se utilizaron 19 g de PDA, se diluyeron en un matraz Erlenmeyer con 1000 ml de agua destilada, posteriormente se agregaron 3.3 ml del colorante rosa de bengala, se diluyo perfectamente y se esterilizó en la autoclave a 120 °C por 18 min.

4.9.1.3 Medio Picovskaya para el cultivo de microorganismos solubilizadores de fosfatos

Para la preparación del medio Picovskaya se utilizaron 10 g de glucosa, 0.5 g de sulfato de amonio (NH_4) SO_4 , 0.2 g de cloruro de potasio KCl, 0.1 g de sulfato de magnesio $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$, trazas de sulfato de manganeso MnSO_4 , trazas de sulfato de hierro $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$, 0.5 g de extracto de levadura, 5 g de fosfato de calcio $\text{Ca}(\text{PO}_4)_2$ y 15 g de agar-agar.

En un vaso de precipitado con 500 ml de agua destilada, se agregaron todos los reactivos en el orden anterior con excepción del fosfato de calcio y el agar-agar, se diluyeron perfectamente (solución 1). En un matraz Erlenmeyer de 1000 ml se colocaron 500 ml de agua restantes y se disolvió el agar-agar y el fosfato de calcio perfectamente (solución 2), una vez homogeneizadas ambas soluciones, la solución del vaso de precipitado se vació en el matraz, finalmente se esterilizó en autoclave a 120 °C por 18 min. Una vez enfriado el medio se vació a cajas de Petri congeladas previamente, para que el medio solidifique rápidamente y evitar que el fosfato de calcio precipite.

4.9.1.4 Preparación del medio para el cultivo de microorganismos celulolíticos (Modificado de Pochon y Tardieux, 1962; Siyama et al., 1993)

Se utilizaron 5 ml de solución salina de Winogradski, 1.0 g de nitrato de amonio (NH_4NO_3), 20 ml de extracto de suelo, 1.0 ml de solución de micronutrientes, 1000 ml de agua destilada, 10 g de carboximetilcelulosa (viscosidad media) y 15 g de agar-agar.

En un vaso de precipitado se agregaron 1000 ml de agua destilada y se mezclaron todos los reactivos en el orden anterior con excepción de la carboximetilcelulosa y el agar. Una vez homogénea la mezcla, se ajustó el pH a 6.5. Posteriormente el 40 % de la solución se colocó en una licuadora y se mezcló la carboximetilcelulosa agregándola en la licuadora poco a poco, una vez homogénea, se transfirió a un matraz, con el 60 % de la solución preparada al inicio, se limpió la licuadora retirando toda la mezcla de carboximetilcelulosa por completo. Finalmente se agregó el agar y se homogenizó, se esterilizó en la autoclave a 120 °C por 18 min.

4.9.1.5 Medio para el cultivo de microorganismos ligninolíticos (Subba Rao, 1992)

Se utilizaron 15 g de extracto de malta, 5 g de ácido tánico, 20 g de agar-agar y 1000 ml de agua destilada. La preparación de este medio se realizó en dos partes, la primera solución se obtuvo disolviendo 15 g de extracto de malta en 750 ml de agua destilada en un matraz, se homogenizó la

mezcla y se ajustó el pH a 7, posteriormente se agregó el agar y se disolvió perfectamente. La segunda solución se obtuvo disolviendo en una botella de vidrio 5 g de ácido tánico en 250 ml de agua destilada, se disolvió perfectamente y se ajustó el pH a 7, se esterilizaron por separado en la autoclave a 120 °C por 18 minutos. Una vez estéril las dos soluciones, en una campana de flujo laminar y con mechero encendido la solución de ácido tánico se pasó a la primera solución y se homogenizó, la mezcla de las dos soluciones se realizó cuando la temperatura de ambas era aún alta, pero no lo suficiente como para quemarse, una vez juntas las dos soluciones se dejó enfriar y se vació en cajas de Petri estériles.

4.9.2 Preparación de las muestras de suelo

Se pesaron 10 g de cada muestra, se colocaron en un horno a 110 °C por 24 horas y se volvió a pesar, hasta obtener un peso constante (el peso seco se utiliza para realizar los cálculos en la transformación a unidades formadoras de colonias (UFC)). Posteriormente se pesaron 10 g de cada muestra sin secar, se colocaron dentro de frascos de vidrio y se agregaron 90 ml de agua destilada estéril, se agitó vigorosamente durante 18 minutos, de esta manera se obtiene una dilución de 10^{-1} , estos pasos se realizaron bajo campana de flujo laminar para disminuir los riesgos de contaminación de las muestras.

Se prepararon seis tubos de ensaye con 9 ml de agua destilada estéril, a cada tubo se le agregó 1 ml de la dilución correspondiente con una micropipeta y se agitó perfectamente con un vortex, obteniendo una dilución 10^{-2} , este proceso se repitió hasta llegar a la dilución 10^{-7} (**Figura 4**).

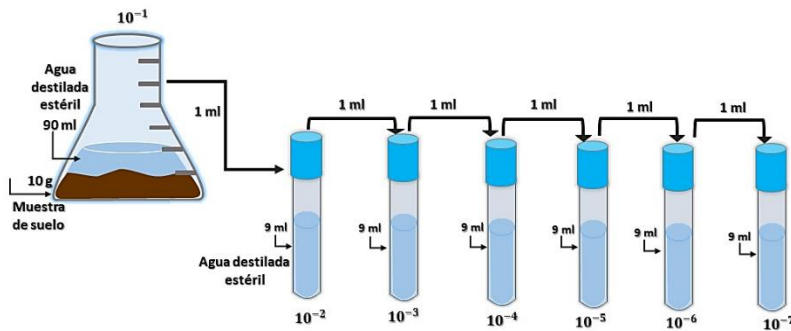


Figura 4. Procedimiento para realizar las diluciones en serie de muestras de suelo.

4.9.3 Siembra de microorganismos

Se realizó la siembra de los microorganismos colocando 100 μ l de la dilución de suelo correspondiente en el centro de la caja Petri posteriormente se rastrillo con la espátula drigalsky con movimiento rectilíneo uniforme mientras se giró la caja de Petri con la otra mano en dirección contraria a las manecillas del reloj hasta secar la gota, esto se realizó dentro de la campana de flujo laminar, finalmente se tapó la caja y se incubó a 28 °C el tiempo necesario para el desarrollo de cada microorganismo (**Figura 5**) (Parkinson y Coleman 1991).

Para el caso de bacterias totales se utilizó el medio de agar nutritivo (AN) con las diluciones 10^{-4} , 10^{-5} y 10^{-6} , para el caso de hongos totales se utilizó el medio de PDA + rosa de bengala con las diluciones 10^{-2} , 10^{-3} y 10^{-4} , para microorganismos celulolíticos, ligninolíticos y solubilizadores de fosfatos se utilizaron las diluciones de 10^{-3} , 10^{-4} y 10^{-5} , con tres repeticiones cada dilución.

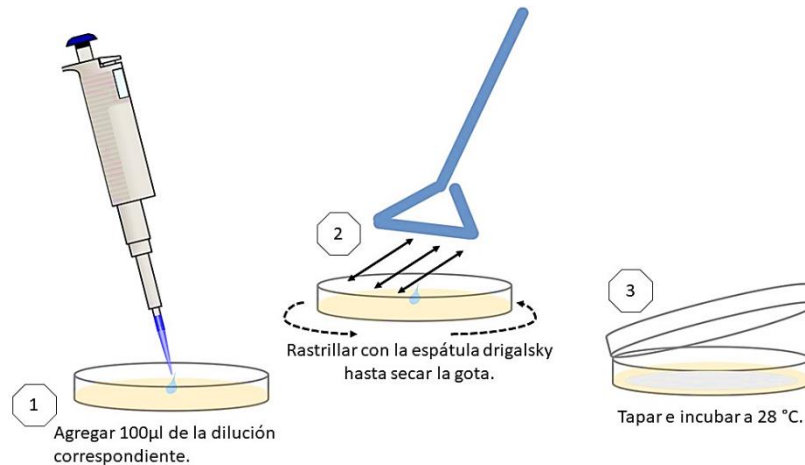


Figura 5. Procedimiento de siembra de microorganismos.

4.9.4 Conteo de microorganismo

Se determinó la presencia de bacterias y hongos totales, microorganismos celulolíticos, ligninolíticos y microorganismos solubilizadores de fosfatos mediante la cuantificación directa en placas (Parkinson y Coleman 1991).

Los conteos se realizaron tres días después de haber realizado la siembra de bacterias totales, para hongos totales se realizó el conteo en placa de tres a cinco días, para microorganismos celulolíticos y solubilizadores de fosfatos el conteo se realizó de cinco a siete días posteriores a la siembra y para el conteo de microorganismos ligninolíticos se realizó de 10 a 13 días posteriores.

El conteo de bacterias totales en el medio de cultivo de agar nutritivo se realizó en la dilución 10^{-5} principalmente, marcando cada bacteria presente en el medio. El conteo de hongos totales se realizó en la dilución 10^{-3} marcando las UFC hasta completar el total de la caja de Petri. El conteo de los microorganismos solubilizadores de fosfatos se realizó principalmente en la dilución 10^{-3} , para la identificación de estos microorganismos se contabilizó únicamente aquellos que degradan

el color blanco del medio de cultivo formando un halo translucido, esto se observó poniendo la placa a contra luz como se observa en la **(Figura 6)**.



Figura 6. Conteo de bacterias totales en agar nutritivo (izquierda), hongos totales en PDA + rosa de bengala (centro), conteo de microorganismos solubilizadores de fosfatos en medio de cultivo Picovskaya (derecha).

En el conteo de los microorganismos ligninolíticos únicamente se contabilizaron los microorganismos que forman un halo oscuro en el medio, el color del medio para estos microorganismos es color café rojizo, color que obtiene el medio al agregar el ácido tánico, los microorganismos ligninolíticos cambian el color del medio tornándose negro con un halo café oscuro **(Figura 7)**.

Para contabilizar los microorganismos celulolíticos se realizó la tinción del medio de cultivo, para ello se utilizó rojo Congo al 0.1%, se agregaron 10 ml aproximadamente del colorante directamente sobre el medio y se dejó reposar durante 15 minutos, posteriormente se retiró decantando el colorante sobrante en un frasco y posteriormente se agregó la misma cantidad de cloruro de sodio 1M (NaCl 1.0 M) directo sobre el medio y se dejó reposar 15 minutos, los microorganismos celulolíticos forman un halo como se muestra en la **(Figura 8)**.

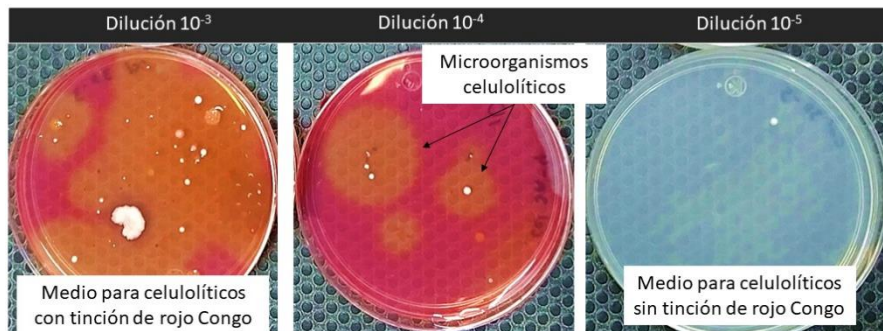


Figura 7. Identificación de microorganismos celulolíticos mediante tinción con rojo Congo.

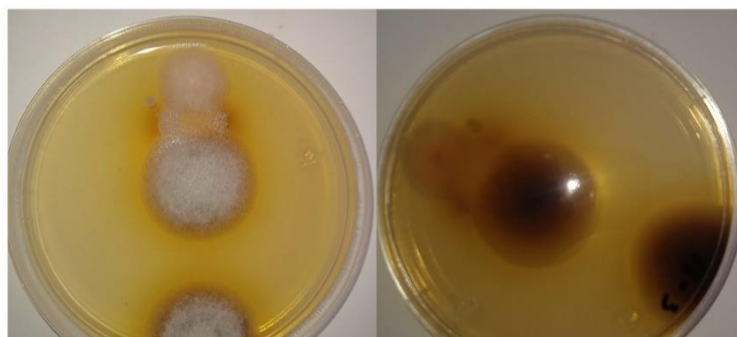


Figura 8. Identificación de microorganismos ligninolíticos.

4.10 Análisis estadístico

Los datos de las variables evaluadas se analizaron bajo el modelo en bloques completos al azar, se utilizó el procedimiento GLIMMIX de SAS (Statistical Analysis System® versión 9.4). El análisis de varianza (ANOVA) y la comparación de medias se realizó por el método LSD (Least significant difference) de Fisher a un nivel de significancia del 5% con ajuste de los grados de libertad con el método de Kenward-Rogers. El modelo lineal utilizado se describe a continuación:

$$Y_{ij} = \mu + t_i + \beta_j + \varepsilon_{ij}$$

Donde, Y_{ij} es la variable evaluada (puede ser °Brix, peso de tlazole, peso de tallos, pH, CE, MO, Nt, P Olsen, CIC y bases intercambiables, micronutrientes, hongos y bacterias totales, microorganismos celulolíticos, ligninolíticos o solubilizadores de fosfatos) del i -ésimo tratamiento ($i = 1, \dots, 6$) en el j -ésimo bloque ($j = 1, \dots, 4$); μ es la media general; t_i es el efecto fijo debido al i -ésimo tratamiento; β_j es el efecto aleatorio del j -ésimo bloque, asumiendo $\beta_j \sim N(0, \sigma_{\text{bloque}}^2)$ y e_{ij} es el error aleatorio asociado a la ij -ésima observación con media 0 y varianza σ^2 constante $\{\varepsilon_{ij} \sim \text{NIID}(0, \sigma^2)\}$.

5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1 Conteo de matas y tallos molederos

El análisis estadístico mostró diferencia significativa en el número de tallos molederos entre zafras y entre tratamientos ($p = 0.03$). Sin embargo, en el número de matas no se encontraron diferencias estadísticas entre tratamientos ($p = 0.71$), en promedio los tratamientos presentaron 1.5 matas m^2 (**Figura 9a**).

El tratamiento COLPOSCTMEX SQ+RC mostró el promedio más alto con 12.6 tallos molederos m^2 el cual fue estadísticamente diferente a los tratamientos CP CQ, CP SQ+RH y CP SQ+RC con valores de 9.3, 9.2 y 9.1 tallos m^2 respectivamente. Se observó un decremento del 50% en el número de tallos molederos en los tratamientos CP CQ y CP SQ+RC durante la zafra 3 con respecto a la zafra 2, sin embargo, esta disminución no fue significativa (**Figura 9b**). En contraste, Ferreira-Castioni *et al.* (2019) encontraron que la nula remoción de residuos de cosecha sobre el suelo aumento el rendimiento de los tallos en 14 t ha^{-1} en comparación con la eliminación total de los residuos en cuatro temporadas de cosecha. De la misma manera, Oliveira-Bordonal *et al.*

(2018) atribuyen la disminución del rendimiento de los tallos de caña de azúcar a la remoción de paja en dos temporadas de cosecha en comparación con tratamientos con cobertura sobre el suelo. En general durante la zafra 2 el número de matas y tallos molederos fue 33.5 y 80.8% superior con respecto a la zafra 3. Se obtuvieron valores promedios de 1.7 matas con 11.5 tallos m^2 , estos valores fueron superiores y estadísticamente diferentes a la zafra 3 que presentó en promedio 1.3 matas con 9.3 tallos molederos m^2 .

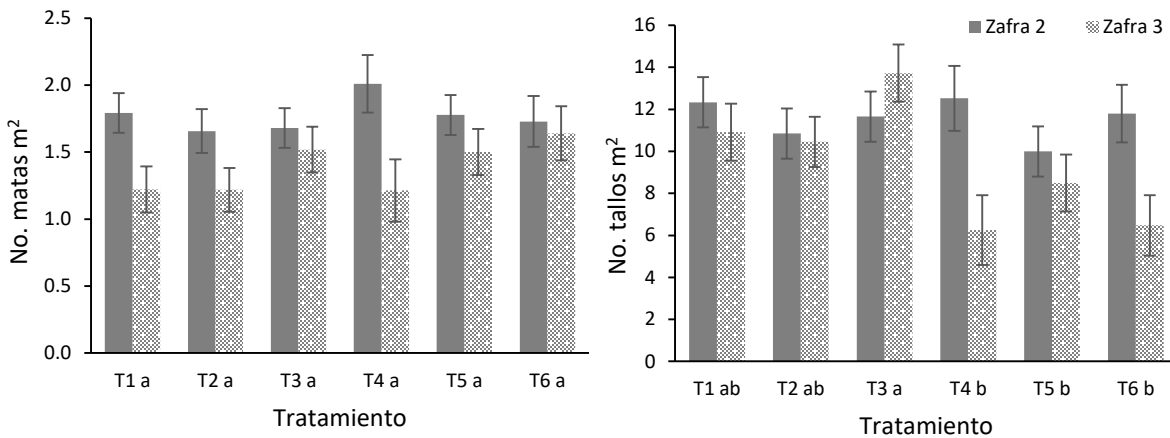


Figura 9. a) Número de matas por m^2 , b) Número de tallos molederos por m^2 , letras diferentes en tratamiento indican diferencia estadística significativa (barras del error correspondientes al error estándar SE) (*LSD*, $\alpha = 0.05$).

5.2 Determinación de $^{\circ}$ Brix

Los $^{\circ}$ Brix mostraron diferencias altamente significativas entre zafras y tratamientos ($p \leq 0.002$).

Con base en la comparación de medias, los tratamientos COLPOSCTMEX CQ, COLPOSCTMEX SQ+RH y COLPOSCTMEX SQ+RC con valores promedios de 14.1, 14.2, 13.4 $^{\circ}$ Brix respectivamente, fueron significativamente diferentes a los tratamientos CP CQ, CP SQ+RH y CP SQ+RC con valores promedios de 16.8, 18.6 y 17.4 $^{\circ}$ Brix. Salgado-García *et al.* (2014) mencionan que la madurez de la caña de azúcar con fines industriales está indicada por 23 $^{\circ}$ Brix. Este valor

no fue alcanzado en el presente experimento; sin embargo, se encontraron valores cercanos durante la zafra 2 en los tratamientos CP CQ, CP SQ+RH y CP SQ+RC, mismos que a su vez fueron superiores en ambas zafras (**Figura 10**), por tal motivo los °Brix pueden ser atribuido a la variedad y no a los tratamientos aplicados. Estos resultados coinciden con los encontrados por Silva de Aquino *et al.* (2018) quienes evaluaron seis tratamientos, cinco de ellos con diferente porcentaje de remoción de residuos de cosecha de caña de azúcar (0, 25, 50, 75 y 100%) y un tratamiento con quema total de los residuos, encontraron que los diferentes manejos de residuos del cultivo no alteran la calidad industrial de la caña de azúcar (°Brix, °Pol y azúcares totales).

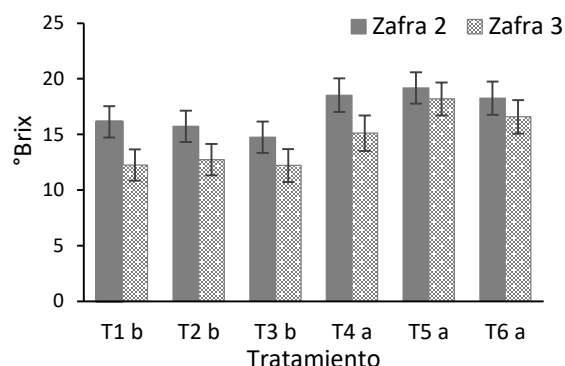


Figura 10. Grados brix en la zafra 2 y la zafra 3; letras diferentes en tratamientos indican diferencia estadística significativa (*LSD*, $\alpha = 0.05$); barras del error correspondientes al error estándar (SE).

5.3 Peso de tallos molederos y residuos de cosecha

La zafra 2 con un rendimiento promedio de 128 t ha⁻¹ de tallos molederos, mostró diferencias significativas en comparación con la zafra 1 con 83 t ha⁻¹ y la zafra 3 con 79 t ha⁻¹ ($p \leq 0.001$). Se observó un aumento en el rendimiento de 45 t ha⁻¹ en la zafra 2 comparado con la zafra 1, y una disminución en la zafra 3 de 49 t ha⁻¹. Los tratamientos COLPOSCTMEX CQ y COLPOSCTMEX SQ+RC con un promedio de 127 t ha⁻¹ mostraron diferencia significativa con respecto a los tratamientos CP CQ y CP SQ+RC con un promedio de 72 y 63 t ha⁻¹ respectivamente. Los

tratamientos COLPOSCTMEX SQ+RH y CP SQ+RH correspondientes a la cosecha sin quema y residuos de cosecha ahilados, no presentaron diferencia estadística en comparación con los demás tratamientos con valores promedios de 104.1 y 87.8 t ha⁻¹ respectivamente (**Figura 11a**).

En el presente trabajo se observó el mismo patrón de comportamiento en ambas variedades durante las tres zafra evaluadas. Es decir, las diferencias encontradas fueron entre tratamientos con manejos similares en la cosecha, con la variedad como única variante. En contraste, estos resultados difieren con los reportados por Ferreira-Castioni *et al.* (2019) cuyos tratamientos con nula y baja remoción de residuos de cosecha de caña de azúcar aumentaron el rendimiento después de cuatro años de ciclo de cultivo. Silva de Aquino *et al.* (2018) reportaron un aumento de 47%, mientras que Liao *et al.* (2014) reportaron un aumento de 12.17% en rendimiento del cultivo con el mismo manejo en la cosecha en comparación con el manejo convencional con la eliminación total de residuos.

En cuanto a los residuos de cosecha no se encontró diferencia estadística entre tratamientos ($p=0.47$). En cambio, la comparación de medias entre zafra sí mostro diferencias estadísticas significativas ($p\leq 0.0001$). La zafra 2 presentó el promedio más alto durante el experimento con 223.61 kg por unidad experimental (49.6 t ha⁻¹); mientras que para la zafra 1 y 3 los promedios fueron significativamente menores con valores de 92.88 y 130.72 kg por parcela experimental o 20.6 y 29.0 t ha⁻¹ respectivamente (**Figura 11b**).

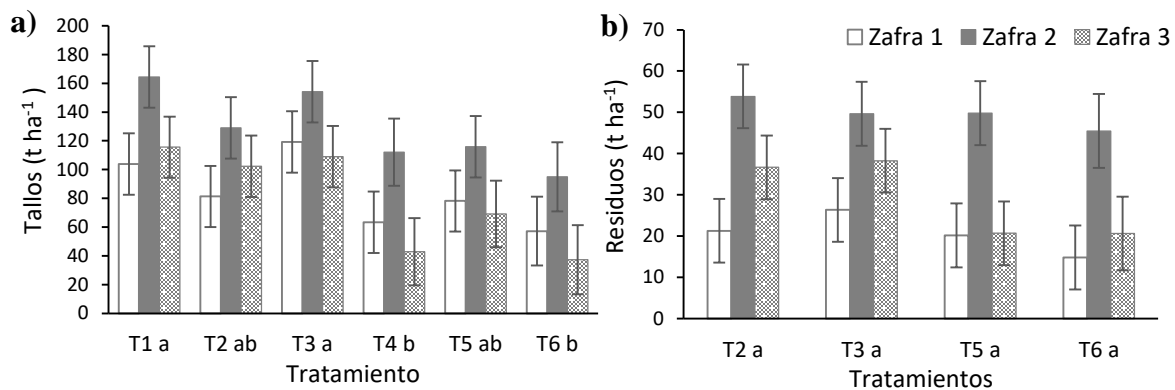


Figura 11. a) Rendimiento ($t\ ha^{-1}$) de tallos moladeros y **b)** rendimiento ($t\ ha^{-1}$) de residuos de cosecha en la zafra 1, zafra 2 y zafra 3; letras diferentes en tratamientos indican diferencia estadística significativa (LSD , $\alpha = 0.05$); barras del error correspondientes al error estándar (SE).

De acuerdo con Queiroz-Rossi *et al.* (2013) los residuos de cosecha de caña de azúcar sobre el suelo, son una fuente importante de carbono (C) y nutrientes. Al eliminar la quema del cultivo, con un manejo adecuado de los residuos de la cosecha se puede aumentar la captura de carbono y promover la microbiota del suelo. Ferreira-Castioni *et al.* (2019) mencionan que la total remoción de estos residuos reduce la porosidad e induce al agotamiento del carbono orgánico del suelo en la capa superficial de 0.0 a 0.1 m en comparación con la nula remoción de residuos. En este sentido, mantener una porción de residuos sobre el suelo es necesario para la protección y el mantenimiento del carbono, además de servir como fuente de energía para los microorganismos (Pimentel *et al.* 2019). Esto último se debe a que el incremento de la MO crea un ambiente favorable para la biota del suelo, lo cual puede afectar positivamente el rendimiento del cultivo (Cherubin *et al.* 2019).

5.4 pH, conductividad eléctrica y contenido de MO del suelo

El pH y la conductividad eléctrica (CE) del suelo no presentaron diferencia significativa entre tratamientos y entre zafras. El pH del suelo se mantuvo en un promedio de 6.2 a 6.8 (**Figura 12a**), estos valores se encuentran dentro del rango de mayor disponibilidad de nutrientes, además promueven un ambiente favorable para el desarrollo de las comunidades microbianas (Salgado-García *et al.* 2012). La CE presentó valores promedios de 110.2 a 149.7 $\mu\text{S cm}^{-1}$ (**Figura 12b**), acorde con la norma mexicana NOM-021-RECNAT-2000, existe baja probabilidad de tener problemas de salinidad en los suelos de los seis tratamientos.

El contenido de MO mostró diferencia estadística significativa entre tratamientos, sin embargo, no se encontró diferencia significativa entre zafras ($p= 0.66$). El tratamiento COLPOSCTMEX SQ+RH mostró ser estadísticamente diferente con un promedio de 7.7% de MO comparado con los tratamientos CP CQ y CP SQ+RC con valor promedio de 6.1 y 6.0% de MO respectivamente (**Figura 12c**). Estos resultados coinciden con los reportados por Liao *et al.* (2014) quienes encontraron que la adición de residuos de cosecha de caña de azúcar sobre el suelo aumento el contenido de MO en comparación con los tratamientos con manejo convencional. De acuerdo con Otto *et al.* (2019) la aplicación de materiales orgánicos ricos en C, N y MO contribuyen a la mejora del sistema de producción. En contraste, la quema o el retiro de los residuos de cosecha por un largo tiempo, provoca que el suelo quede expuesto a factores físicos que, de acuerdo con Cherubin *et al.* (2019) y Ferreira-Castioni *et al.* (2019), puede reducir el contenido de MO y la diversidad microbiana del suelo a largo plazo, ocasionando impactos en el ciclo de nutrientes y la nutrición de las plantas. En el presente trabajo en tres ciclos de cultivo se presentó un decremento de 1.7% en el contenido de MO de acuerdo con el manejo de cosecha en verde con residuos del cultivo ahilados respecto a la quema del cultivo. Silva de Aquino *et al.* (2018) mencionan que este tipo de

información es crítica para las áreas donde la quema del cultivo aún se lleva a cabo antes y después de la cosecha.

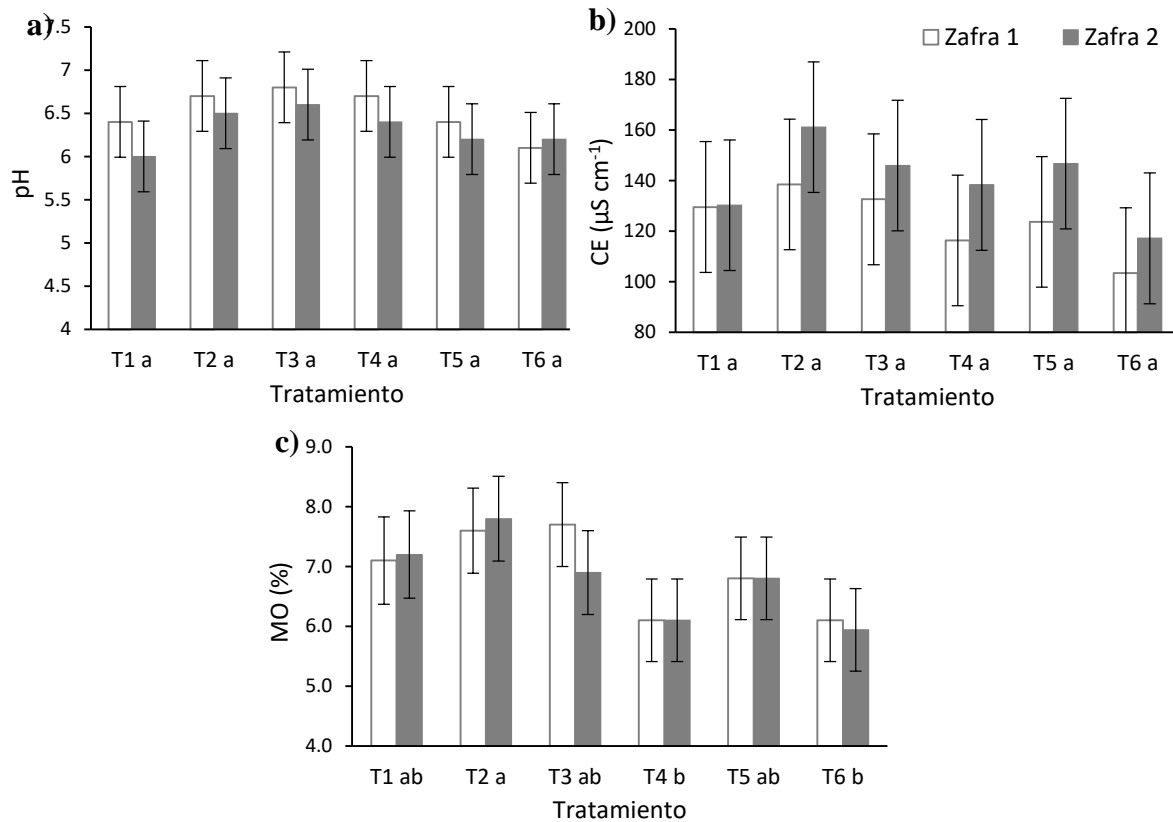


Figura 12. a) pH del suelo, b) conductividad eléctrica en deciSiemens por cm (dS cm^{-1}) y c) % de materia orgánica (MO) en la zafra 1 y la zafra 2; letras diferentes en tratamientos indican diferencia estadística significativa ($LSD, \alpha = 0.05$); barras del error correspondientes al error estándar (SE).

5.5 Fosforo Olsen y Nitrógeno total

Para el caso de P Olsen el ANOVA indicó que no existe diferencia estadística entre tratamientos y entre zafras ($p = 0.63$). Los valores promedio oscilaron entre 25.2 y 44.4 mg kg^{-1} , acorde con la norma mexicana NOM-021-RECNAT-2000 estos valores son considerados como altos para todos los tratamientos (**Figura 13b**).

De acuerdo con Salgado-García *et al.* (2012) la caña de azúcar puede requerir de 60 a 80 kg ha⁻¹ de P. Cherubin *et al.* (2019) mencionan que, aunque la cantidad de P en los residuos de cosecha de caña de azúcar es mínima (6.9 kg ha⁻¹), después de 5 a 7 años de cultivo, la eliminación de los residuos agotará las reservas de P disponible en el suelo y reducirá el rendimiento de la caña de azúcar. Así mismo Queiroz-Rossi *et al.* (2013) mencionan que las áreas sometidas a la quema del cultivo por periodos cortos presentaron niveles bajos de P y K. En este sentido, las reservas naturales P del suelo pueden agotarse al eliminar los residuos de cosecha del suelo.

El contenido de nitrógeno total (Nt) presentó diferencias estadísticas entre tratamientos. El tratamiento COLPOSCTMEX SQ+RH con un promedio de 0.35% mostró ser estadísticamente diferente comparado con los tratamientos CP CQ y CP SQ+RC, ambos con un promedio de 0.28% de Nt. Cabe mencionar que todos los tratamientos mostraron una disminución en el porcentaje de Nt con excepción de CP SQ+RH, el cual presentó un aumento de 0.8% (**Figura 13a**). En cuanto a zafras, no se observaron diferencias significativas ($p= 0.40$).

De acuerdo con Cherubin *et al.* (2019) la remoción de residuos de cosecha podría eliminar 7 kg ha⁻¹ de P y 69 kg ha⁻¹ de N por ciclo. En efecto, el escenario presente podría marcar diferencias significativas en los próximos años del cultivo en los tratamientos con algún tipo de eliminación de residuos como COLPOSCTMEX CQ, COLPOSCTMEX SQ+RC, CP CQ y CP CQ+RC. Pimentel *et al.* (2019) mencionan que el P y N son esenciales para la mineralización de otros nutrientes y funcionan como fuente de energía para los microorganismos. Es por ello que cuando se presenta una relación C:N superior a 30:1, como en el caso de los residuos de caña de azúcar, el nitrógeno (N) no se libera inmediatamente, este queda inmovilizado por los microorganismos y se reduce la capacidad de suministro de N a las plantas (Salgado-García *et al.* 2012). No obstante, la aplicación de materiales orgánicos ricos en C y N ha demostrado una mejora de la actividad

enzimática de los microorganismos, que a su vez liberan nutrientes los cuales son aprovechados por las plantas (Otto *et al.* 2019).

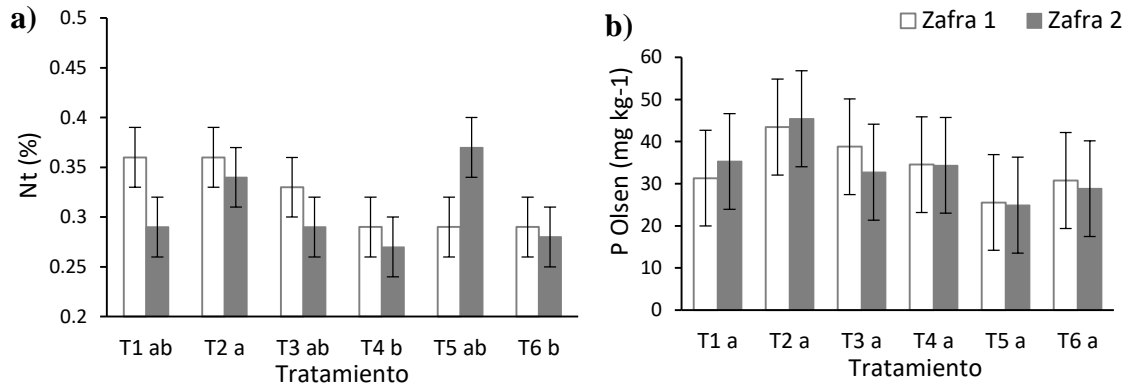


Figura 13. a) Nitrógeno total y **b)** Fosforo Olsen en la zafrá 1 y la zafrá 2; letras diferentes en tratamientos indican diferencia estadística significativa (*LSD*, $\alpha = 0.05$); barras del error correspondientes al error estándar (SE).

5.6 CIC y bases intercambiables

La CIC, el contenido de K, Ca y Mg no mostraron diferencias estadísticas entre zafras y tratamientos. Se observaron valores de la CIC similares entre tratamientos con promedios que se encuentran entre 21.1 y 21.7 Cmol (+) kg^{-1} . De acuerdo con la norma mexicana NOM-021-RECNAT-2000, la CIC es una propiedad química a partir de la cual es posible inferir acerca que tipo de arcilla está presente, de la magnitud de las reservas nutrimentales y del grado de intemperismo de los suelos. Por lo tanto, los suelos de los tratamientos del presente trabajo, presentan arcillas del grupo de las cloritas y micas hidratadas con reservas nutrimentales medias (**Cuadro 10**) (SEMARNAT, 2002).

El contenido de K mostró valores promedios altos que oscilan entre 0.5 y 0.9 Cmol (+) kg^{-1} (**Cuadro 10**). Sin embargo, Queiroz-Rossi *et al.* (2013) mencionan que las áreas de cultivo de caña de azúcar sometidos a la quema presentan niveles bajos de K, pero de 1 a 2 años de estudio no son suficientes para obtener resultados más confiables. Por otro lado, Cherubin *et al.* (2019)

mencionan que al eliminar los residuos del cultivo del suelo después de tres a cuatro años de cosecha, se pierden de 36 a 100 kg ha⁻¹ de K, debido a su exportación en el tejido vegetal.

Respecto al contenido de Ca, los valores promedios fueron altos para todos los tratamientos, se obtuvieron valores que oscilan entre 18.4 y 21.5 Cmol (+) kg⁻¹. El contenido promedio de Mg presentó valores bajos, medios y altos, esto de acuerdo con la NOM-021-RECNAT-2000; sin embargo, no se encontró diferencia estadística significativa en ambos casos (Ca y Mg) (**Cuadro 10**). Cherubin *et al.* (2019) mencionan que los residuos de cosecha de caña de azúcar contienen valores promedios de 45 kg ha⁻¹ de Ca y 16 kg ha⁻¹ de Mg, que al no ser removidos del suelo pueden ser aprovechados por el cultivo en ciclos posteriores. No obstante, Queiroz-Rossi *et al.* (2016) reportan valores altos de Ca y Mg en áreas de cultivo con quema de 1 a 5 años y más bajos en cultivos con 10 a 20 años con el mismo manejo. Aunado a ello Rachid *et al.* (2013) encontraron que los suelos sometidos a la quema del cultivo presentan ligera tendencia a la acidificación.

En cuanto al contenido de Na, se encontró diferencia estadística entre zafras y entre tratamientos ($p=0.01$). Los valores promedios fueron de bajos a muy bajos, esto de acuerdo con la NOM-021-RECNAT-2000. Durante la zafra 1 el valor promedio en el contenido de Na fue de 0.26 Cmol (+) kg⁻¹, mientras que para la zafra 2 se mostró un promedio de 0.06 Cmol (+) kg⁻¹, presentando un decremento de 0.2 Cmol (+) kg⁻¹ respecto a la zafra 1. El tratamiento COLPOSCTMEX CQ mostró un valor promedio de 0.31 Cmol (+) kg⁻¹, el cual fue superior y estadísticamente diferente comparado con los tratamientos COLPOSCTMEX SQ+RC, CP CQ, CP SQ+RH y CP SQ+RC con valores promedios de 0.1, 0.09, 0.05 y 0.13 Cmol (+) kg⁻¹, respectivamente. De la misma manera COLPOSCTMEX SQ+RH con valor promedio de 0.26 Cmol (+) kg⁻¹ mostró diferencias estadísticas con respecto a los tratamientos CP CQ y CP SQ+RH con valores promedios de 0.9 y 0.5 Cmol (+) kg⁻¹, respectivamente (**Cuadro 10**).

Cuadro 9. Capacidad de intercambio catiónico y contenido de bases intercambiables (potasio, calcio, magnesio y sodio).

Variable	Tratamiento											
	T1		T2		T3		T4		T5		T6	
	Z ₁	Z ₂	Z ₁	Z ₂	Z ₁	Z ₂	Z ₁	Z ₂	Z ₁	Z ₂	Z ₁	Z ₂ [‡]
	Cmol kg ⁻¹											
CIC	21.72 a	21.70 a	22.83 a	22.70 a	20.97 a	22.36 a	20.48 a	21.72 a	22.83 a	22.15 a	20.77 a	21.54 a [‡]
K	0.83 a	0.79 a	0.69 a	0.68 a	0.46 a	0.77 a	0.86 a	0.79 a	0.96 a	0.98 a	0.39 a	0.66 a
Ca	32.2 a	17.29 a	29.74 a	22.60 a	20.92 a	19.70 a	19.96 a	16.84 a	23.20 a	15.88 a	26.55 a	16.46 a
Mg	0.81 b	1.66 b	0.40 b	1.88 ab	0.63 b	1.66 b	0.47 b	1.78 ab	0.99 b	1.64 b	4.93 a	1.45 b
Na	0.52 a	0.09 cd	0.42 ab	0.09 cd	0.2bcd	0.07 cd	0.14 cd	0.04 cd	0.05 cd	0.05 cd	0.24 bc	0.02 d

[‡] Z₁ = Zafra 1, Z₂ = Zafra 2. [‡] Medias con la misma letra dentro de la misma fila son iguales de acuerdo con la prueba LSD (*LSD*, $\alpha = 0.05$).

5.7 Contenido de micronutrientes

El contenido de Fe únicamente mostró diferencias estadísticas significativas entre tratamientos ($p= 0.04$). El tratamiento COLPOSCTMEX SQ+RH con un valor promedio de 82.6 mg kg^{-1} mostró ser superior y estadísticamente diferente comparado con los tratamientos CP CQ y CP SQ+RH y CP SQ+RC con valores promedios de 21.8, 27.9 y 34.6 mg kg^{-1} , respectivamente (**Cuadro 11**).

Con respecto al contenido de Cu, el ANOVA indicó diferencias estadísticas significativas entre tratamientos y entre zafras ($p= 0.03$). Los tratamientos COLPOSCTMEX CQ y COLPOSCTMEX SQ+RC con valores de 3.0 y 3.1 mg kg^{-1} mostraron ser estadísticamente diferentes al tratamiento CP SQ+RC con un promedio de 2.1 mg kg^{-1} . Así mismo el tratamiento COLPOSCTMEX SQ+RH mostró diferencias estadísticas comparado con los tratamientos CP CQ y CP SQ+RC con valores de 3.5, 2.6 y 2.1 mg kg^{-1} , respectivamente. El tratamiento CP SQ+RH (2.8 mg kg^{-1}) no presentó diferencia estadística significativa. Con respecto a zafras, la zafra 1 presentó un promedio de 3.15 mg kg^{-1} de Cu siendo estadísticamente diferente a la zafra 2 la cual mostró un decremento de 0.5 mg kg^{-1} (2.65 mg kg^{-1}) (**Cuadro 11**).

En el contenido de Zn y Mn, se encontraron diferencias estadísticas significativas entre zafras en ambos casos. Para Zn, la zafra 1 presentó un promedio de 9.05 mg kg^{-1} , mientras que para la zafra 2 un promedio de 4.8 mg kg^{-1} , con una disminución de 4.25 mg kg^{-1} entre zafras.

En el contenido de Mn, la zafra 1 mostró un promedio inferior de 53.21 mg kg^{-1} con respecto a la zafra 2 con un promedio de $127.49 \text{ mg kg}^{-1}$, presentando un aumento de 74.28 mg kg^{-1} (**Cuadro 11**). Aunque en menor cantidad, los micronutrientes son indispensables para la nutrición de los

cultivos y la biología del suelo, la MO contiene cantidades considerables de micronutrientes que pueden ser aprovechados por las plantas, utilizados en los procesos de fotosíntesis y en actividades enzimáticas como la síntesis de clorofila (Salgado-García *et al.* 2012). De acuerdo con la norma mexicana NOM-021-RECNAT-2000, el contenido de microelementos en el presente trabajo se encuentran en valores adecuados. Sin embargo, el retiro de los residuos de cultivo del suelo podría afectar negativamente las reservas naturales de los mismos, a largo plazo y ocasionar problemas relacionados con la fertilidad del suelo y el rendimiento del cultivo.

Cuadro 10. Contenido de micronutrientes (hierro, cobre, zinc y manganeso).

Variable	Tratamiento											
	T1		T2		T3		T4		T5		T6	
	Z ₁	Z ₂	Z ₁	Z ₂	Z ₁	Z ₂	Z ₁	Z ₂	Z ₁	Z ₂	Z ₁	Z ₂ [‡]
	mg kg ⁻¹											
Fe	76.6 ab	44 abc	95.3 a	69.9 ab	48.9abc	44 abc	1.4 c	42.4abc	10.4 c	45.4abc	38.6abc	30.7 bc
Cu	3.5 ab	2.5 bcd	3.7 a	3.3 abc	3.3 ab	2.7abcd	2.9abcd	2.3 cd	3 abcd	2.5 bcd	1.9 d	2.3 cd
Zn	11.5 a	5.4 abc	10.2 ab	7.2 abc	8.3 abc	4.1 bc	8.4 abc	4.7 bc	8.2 abc	3.9 c	7.6 abc	3.5 c
Mn	69.4 bcde	113.8 abcd	58.7 dec	120.5 abc	38.7 e	131.2 ab	67.5 bcde	127.5 ab	31.7 e	152.6 a	53 de	119 abc

[‡] Z₁ = Zafra 1, Z₂ = Zafra 2; [‡] Medias con la misma letra dentro de la misma fila son iguales de acuerdo con la prueba LSD (*LSD*, $\alpha = 0.05$).

5.8 Bacterias totales

Los tratamientos COLPOSCTMEX CQ y COLPOSCTMEX SQ+RH mostraron diferencia estadística significativa con respecto al tratamiento COLPOSCTMEX SQ+RC con valores promedios de 1.34, 1.93 y 0.26 x 10⁵ unidades formadoras de colonias por gramo de suelo seco (UFC g⁻¹ s. s.) ($p= 0.03$). Así mismo, el tratamiento COLPOSCTMEX CQ presentó diferencias estadísticas comparado con el tratamiento CP CQ con un promedio de 0.55 x 10⁵ UFC g⁻¹ s. s. Los tratamientos CP SQ+RH y CP SQ+RC no mostraron diferencia estadística comparados con los demás tratamientos (**Figura 14**). El tratamiento COLPOSCTMEX SQ+RH presentó la mayor cantidad de bacterias totales con un promedio de 1.93 x 10⁵ UFC g⁻¹ s. s. Estos resultados coinciden con Paredes-Junior *et al.* (2015) quienes encontraron mayor actividad biológica en suelos con mayor cantidad de residuos de cosecha de caña de azúcar sin quema en comparación con la cosecha tradicional (con la quema) del cultivo. De igual manera Pasqualin *et al.* (2012) encontraron que las áreas de cultivo de caña de azúcar que recibieron alguna fuente de materia orgánica como residuos de cosecha, vinaza o ambos, mostraron mayor densidad microbiana que los tratamientos sin estas enmiendas. Las comunidades microbianas modifican las condiciones del suelo y a su vez afectan la fenología y el crecimiento de las plantas a través de los mutualismos (planta-microorganismos) (Senior *et al.* 2018). En efecto, Gomes do Santos *et al.* (2019) encontraron que la inoculación de bacterias en plantas de caña de azúcar promueve el aumento de biomasa vegetal, aumentan la absorción de nutrientes y modifican la arquitectura de la raíz. Ferrera-Cerrato y Alarcón (2007) mencionan que las colonizaciones de microorganismos forman una simbiosis mutualista en las raíces que propicia la formación de nódulos, permitiendo así la fijación simbiótica del nitrógeno atmosférico. La mayoría de los mutualismos entre plantas y microorganismos incrementan la disponibilidad de nutrientes para las plantas o las defienden contra patógenos (Madigan *et al.* 2015). Por ejemplo, las bacterias que participan en la fijación simbiótica tienen la

capacidad de inducir cambios fisiológicos en la planta, los cuales estimulan la tasa de crecimiento (Velasco-Velasco, 2014).

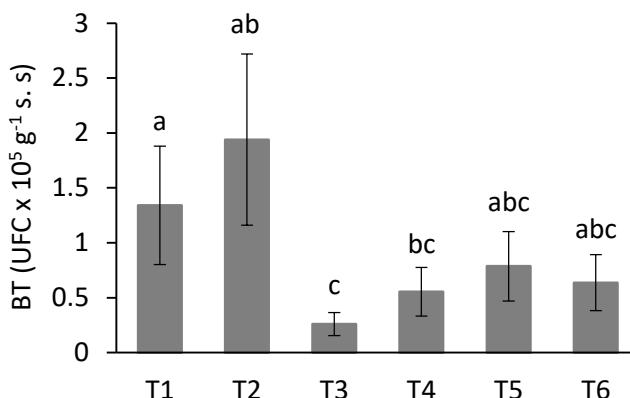


Figura 14. Bacterias totales (BT) Unidades formadoras de colonias por gramo de suelo seco (UFC g⁻¹ s. s.); Letras diferentes en tratamiento indican diferencia estadística significativa (*LSD*, $\alpha = 0.05$); barras del error correspondientes al error estándar (SE).

5.9 Hongos totales

Los tratamientos COLPOSCTMEX SQ+RH, CP SQ+RH y CP CQ+RC con valores promedios de 0.69, 1.17, 0.87 x 10³ UFC g⁻¹ s. s. respectivamente, mostraron diferencias estadísticas significativas con respecto a los tratamientos COLPOSCTMEX SQ+RC y CP CQ con valores promedios de 0.29 y 0.30 x 10³ UFC g⁻¹ s. s., respectivamente ($p = 0.01$) (**Figura 15**). La mayor cantidad de UFC de hongos totales se encontró en los tratamientos COLPOSCTMEX SQ+RH, CP SQ+RH y CP SQ+RC. Los resultados del presente trabajo coinciden con los reportados por Tayade *et al.* (2019) quienes encontraron mayor población fúngica en tratamientos con acolchado (in situ) sobre plantaciones de caña de azúcar en comparación con los tratamientos con el retiro de los residuos de cosecha. De acuerdo con Rachid *et al.* (2013) este tipo de poblaciones responden al contenido de MO en el suelo, el cual pueden utilizar como energía, principalmente.

Los hongos juegan un papel muy importante en la degradación de la MO, contribuyen a la fertilidad del suelo como resultado de su participación en el ciclo del carbono (Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2007). De acuerdo con Tayade *et al.* (2016) el aumento de la biomasa microbiana es indicativo de que los residuos de cosecha sobre el suelo a manera de acolchado, son fuentes potenciales de MO, que cuando son incorporados correctamente, proporcionan una cantidad considerable de nutrientes al suelo. En cambio, Vuyyuru *et al.* (2019) encontraron que la cosecha de caña de azúcar con quema redujo la biomasa microbiana en comparación con otros sistemas de cosecha. Esto se debe a que el carbono liberado durante la combustión es biológica y químicamente inerte y no puede ser utilizado de manera directa por los microorganismos como energía; sin embargo, sí puede acumularse en el suelo (Graham y Haynes, 2006; Queiroz-Rossi *et al.* 2013).

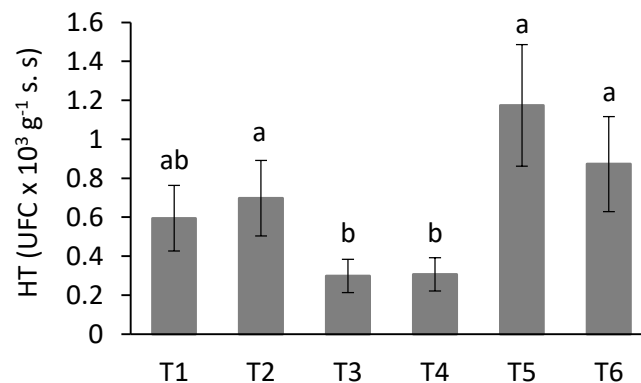


Figura 15. Hongos totales (HT) Unidades formadoras de colonias por gramo de suelo seco (UFC g⁻¹ s. s); Letras diferentes en tratamiento indican diferencia estadística significativa (*LSD*, $\alpha = 0.05$); barras del error correspondientes al error estándar (SE).

5.10 Microorganismos celulolíticos

Con respecto a la presencia de microorganismos celulolíticos el ANOVA indico que no existe diferencia estadística significativa entre tratamientos ($p = 0.07$); sin embargo, de acuerdo con la prueba *LSD*, los tratamientos COLPOSCTMEX SQ+RH y CP SQ+RH correspondientes a la

cosecha sin quema y residuos ahilados con valores promedios de 1.8 y 2.2×10^4 UFC g^{-1} s. s., fueron estadísticamente diferentes con respecto al tratamiento COLPOSCTMEX SQ+RC con un valor promedio de 0.5×10^4 UFC g^{-1} s. s. (**Figura 16**). La menor presencia de estos microorganismos se encontró en los tratamientos COLPOSCTMEX SQ+RC y CP SQ+RC correspondientes a la remoción de los residuos para su compostaje con un promedio 0.5 y 1.1×10^4 UFC g^{-1} s. s., respectivamente. Estos resultados coinciden con Mthimkhulu *et al.* (2019) quienes encontraron mayor abundancia microbiana con capacidad celulolítica en parcelas de caña de azúcar con cosecha en verde y residuos de cosecha sobre el suelo en comparación con la quema del cultivo. De acuerdo con Pimentel *et al.* (2019) el suministro de MO con fuentes fácilmente degradables como azúcares, proteínas y celulosa proporcionan mayor cantidad de energía para los microorganismos, lo cual resulta en mayor abundancia y diversidad de microorganismos benéficos para las plantas. Los hongos saprobios junto con las bacterias, son los agentes más importantes en la degradación de celulosa, hemicelulosa, pectina y lignina proveniente de los residuos vegetales (Ferrera-Cerrato y Alarcón, 2007). De acuerdo con lo anterior el manejo de las unidades experimentales correspondientes a los tratamientos COLPOSCTMEX SQ+RH y CP SQ+RH promueven la presencia y abundancia de microorganismos celulolíticos en comparación con los tratamientos donde se utiliza la quema o se remueven los residuos de cosecha como en COLPOSCTMEX CQ, COLPOSCTMEX SQ+RC, CP CQ y CP SQ+RC.

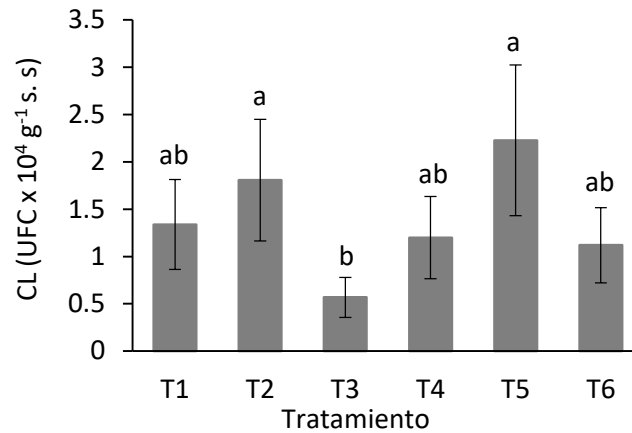


Figura 16. Microorganismos celulolíticos (CL) Unidades formadoras de colonias por gramo de suelo seco (UFC g⁻¹ s. s.); Letras diferentes en tratamiento indican diferencia estadística significativa (*LSD*, $\alpha = 0.05$); barras del error correspondientes al error estándar (SE).

5.11 Microorganismos solubilizadores de fosfatos

En cuanto al contenido de microorganismos solubilizadores de fosfatos, el ANOVA indicó que existen diferencias estadísticas significativas entre tratamientos ($p = 0.01$). El tratamiento CP SQ+RH presentó la menor presencia de microorganismos con un promedio de 0.33×10^3 UFC g⁻¹ s. s. mostrando ser estadísticamente diferente a los tratamientos COLPOSCTMEX CQ, COLPOSCTMEX SQ+RH, COLPOSCTMEX SQ+RC y CP CQ (**Figura 17**). El tratamiento COLPOSCTMEX SQ+RC presentó la mayor presencia de microorganismos solubilizadores de fosfatos con un promedio de 11.9×10^3 UFC g s. s. el cual fue estadísticamente diferente con los tratamientos CP SQ+RH y CP SQ+RC con valores promedios de 0.33 y 0.80×10^3 UFC g s. s. En contraste con estos resultados, Hernández *et al.* (1995) encontraron que la aplicación de materiales ricos en MO sobre el suelo en el cultivo de caña de azúcar

aumenta la presencia de microorganismos solubilizadores de fosfatos, bacterias y hongos totales en comparación con los tratamientos con ausencia de MO. De acuerdo con Cherubin *et al.* (2019) los residuos de cosecha mantienen mayor diversidad y actividad microbiana, principalmente microorganismos solubilizadores de fosfatos y hongos micorrícicos, lo cual aumenta la disponibilidad de P y la fijación de N en el suelo. Richardson *et al.* (2009) mencionan que este tipo de microorganismos pueden contribuir a la nutrición de las plantas a través de sus mecanismos. La mayoría de estos microorganismos son mutualistas que colonizan las raíces y transfieren nutrientes, particularmente P y N desde el suelo a la planta, y la planta a su vez transfiere carbohidratos al hongo, por lo que ambos organismos se benefician (Madigan *et al.* 2015).

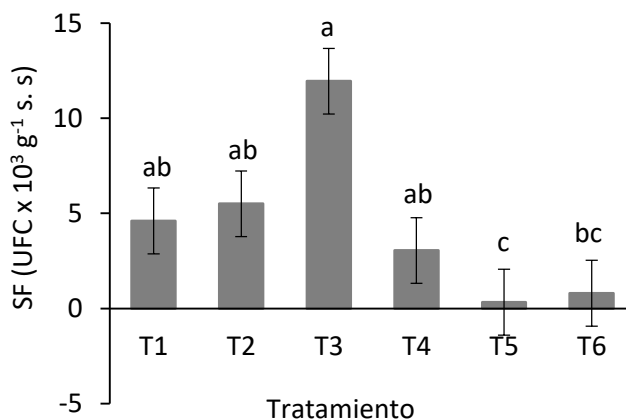


Figura 17. Microorganismos solubilizadores de fosfatos (SF). Unidades formadoras de colonias por gramo de suelo seco (UFC g⁻¹ s. s); Letras diferentes en tratamiento indican diferencia estadística significativa (*LSD*, $\alpha = 0.05$); barras del error correspondientes a error estándar (SE).

6. CONCLUSIÓN

La cosecha de caña de azúcar sin quema con residuos del cultivo ahilados, promovió la acumulación de MO sobre el suelo, lo cual contribuyó al incremento del carbono orgánico y nitrógeno total. Al mismo tiempo se redujo la pérdida de micronutrientes utilizados por la planta durante el ciclo del cultivo y los cuales son esenciales para la mineralización de otros nutrientes y funcionan como fuente de energía para los microorganismos, de manera que intervienen directamente en los factores físicos del suelo tales como la erosión y degradación.

De la misma manera la presencia de bacterias totales y microorganismos celulolíticos se vieron favorecidos positivamente por la cosecha del cultivo sin quema y con los residuos del cultivo ahilados se demostró un aumento considerable en comparación con los tratamientos con quema del cultivo y la quema total de los residuos de cosecha.

Por lo que la cosecha sin quema con el ahilado de los residuos en la cosecha puede ser una alternativa sustentablemente viable para el cultivo de caña de azúcar debido a que contribuyen al incremento de la calidad del suelo y a la mejora del sistema de producción con impactos positivos en el ciclo de nutrientes y la presencia de microorganismos benéficos para las plantas.

7. RECOMENDACIONES

Considerando los resultados encontrados en el presente trabajo, es importante continuar con la investigación, debido a que existen trabajos en la literatura que presentan la misma tendencia, sin embargo, es necesario que los tratamientos sean observados por más tiempo y en diferentes etapas del cultivo, así como también determinar las variables respuestas bajo condiciones físicas y condiciones climatológicas de la región.

8. LITERATURA CITADA

- Allison, S. D., Wallensteins, M. D., Bradford, M. A. 2010. Soil-carbon response to warming dependent on microbial physiology. *Nature Geoscience*. 6 (1). 5 p.
- Almeida-Assunção, S., Pessim-de Oliveira, A. P., dos Anjos, L. H. C., Pereira, M. G., Lima, E. 2018. Soil Organic Matter Fractions Affected by N-Fertilizer in a Green Cane Management in Brazil Coastal Tableland. Unidad Federal Rural Rio de Janeiro. Doi: 10.1590/1678-4499.2017296.
- Aguilar-Rivera, N. 2014. 'reconversión de la cadena agroindustrial de la caña de azúcar en Veracruz, México', *Revista Electrónica Nova Scientia*. 6 (2) 12, pp. 125-161.
- Andrade-Hernán, J., Milena-Segura, A., Varona, J. A. 2015, 'Estimación de la huella de carbono del sistema de producción de caña de azúcar (*Saccharum officinarum*) en Palmira, Valle del Cauca, Colombia'. *Facultad de ingeniería agronómica. Universidad de Tolima. Ibagué, Colombia*.
- Cabrera, J. A., y Zuaznábar, C. R. 2010. 'impacto sobre el ambiente del monocultivo de la caña de azúcar con el uso de la quema para la cosecha y la fertilización nitrogenada. I. Balance del Carbono'. *Instituto Nacional de la Ciencias Agrícolas*, 31 (1), 5-13.
- Cherubin, M.R., Lisboa, I.P., Silva, A.G.B., Varanda, L.L., Bordonal, R.O., Carvalho, J.L.N., Otto, R., Pavinato, P.S., Soltangheisi, a., Cerri, C.E.P., 2019. Sugarcane Straw removal: implications to soil fertility and fertilizaer deman in Brazil. *BioEnergy Research*. 12: 888-900. Doi: 10.1007/s12155-019-10021-w.
- CONADESUCA. 2017. Identificación de paquetes tecnológicos para el cultivo de caña de azúcar en las regiones cañeras de México. *Comité Nacional para el Desarrollo Sustentable de la Caña de Azúcar*.
- Costa-Potrich, D., Estevão-Marchetti, M., Costa-Potrich, D., Cândido-Ensinas, S., Pereira-Serra, A., Da Silva, E.F., Hilgert De Souza. 2014. Decomposition of sugar cane crop residues under different nitrogen rates. *Semina: Ciências Agrárias, Londrina*. 35:(4). 1751-1760.
- Dai, S.S., Li, L.J., Ye, r., Zhu-Barker, X., Horwath, W.R. 2017. The temperature sensitivity of organic carbon mineralization I affected by exogenous carbon inputs and soil organic carbon content. *European Journal of Soil Biology*. 81:(1). 69-75. Doi: 10.1016/j.ejsobi.2017.06.010
- Dominy, C. S., Haynes, R. J., van Antwerpen, R. 2002. Loss of Soil Organic Matter and Related Soil Properties Under Long-Term Sugarcane Production on Two Contrasting Soils. *Biol. Ferti. Soils*. 36: 350-356. Doi: 10.1007/s00374-002-0538-5.

- Erhagen, B., Ilstedt, U., Nilsson, M.B. 2015. Temperature sensitivity of heterotrophic soil CO₂ productions increases with increasing carbon substrate uptake rate. 80(1): 45-52. Doi: 10.1016/j.soilbio.2014.09.021.
- Ferreira-Castioni, G.A., Cherubin, M.R., Oliveira-Bordonal, R., Carneiro-Barbosa, L., Santos-Medrano, L.M., Nunes-Carvalho. 2019. Straw removal affects soil physical quality and sugarcane yield in Brazil. *BioEnergy Research*. 12: 798-800. Doi: 10.1007/s12155-019-10000-1.
- Ferrera-Cerrato, R., Alarcón, A. 2007. *Microbiología agrícola*. Ed. Trillas, Ciudad de México, México. 568 p. ISBN: 978-968-24-7810-9.
- Fujita, K., Miyabara, Y., Kunito, T. 2019. Microbial biomass and ecoenzymatic stoichiometries vary in response to nutrient availability in an arable soil. *European Journal of Soil Biology*. 91(1): 1-8. Doi: 10.1016/j.ejsobi.2018.12.005
- Galdos, M. V., Cerri, C. C., Cerri, C. E. P., 2009, 'Soil carbon stocks under burned and burned sugarcane in Brazil'. *Geoderma*, 153, PP. 347-352.
- García, E. 2004. Modificaciones al Sistema de clasificación climática de Köppen. Serie Libros No. 6. *Instituto de Geografía, Universidad Autónoma de México*. México. www.publicaciones.igg.unam.mx/index.php/ig/catalog/view/83/82/251-1
- Ginebra-Aguilar, M., Rodríguez-Alfaro, M., Calero-Martin, B., Ponce de León, D., Font-Vila, L. 2015. Carbono Lábil Como un Indicador de Cambios en Dos Suelos Bajo Diferentes Usos. *Cultivos Tropicales*. 36:(3). 64-70. ISSN digital: 18194087.
- Gómez-Merino, F. y Senties-Herrera, H. 2015, 'Manual para la identificación varietal de caña de azúcar', *Colegio de Postgraduados*, p. 40. ISBN 978-607-715-268-2.
- Graham, M. H., Haynes, R. J., Meyer, J. H. 2002. 'Soil organic matter content and quality: effects of fertilizer applications, burning and trash retention on a long-term sugarcane experiment in South Africa'. *Soil Biology & biochemistry*, 34, pp. 93-102.
- Hernández, I., Medina, E., López-Hernández, D. 1995. Respiración edáfica y aporte de materia orgánica por las raíces y la hojarasca en un cultivo de caña de azúcar. *Agronomía Tropical*. 45(1): 121-142.
- Hicks, L. C., Meir, P., Nottinham, A. T., Reay, D. S., Stott, A. W., Salinas, N., Whitaker, J. 2019. Carbon and nitrogen inputs differentially affect priming of soil organic matter in tropical lowland and montane soils. *Soil biology and biochemistry*. 129:(1). 212-222 doi: 10.1016/j.soilbio.2018.10.015.
- INEGI, 2009. Prontuario de información geográfica municipal de los Estados Unidos Mexicanos. *Instituto Nacional de Estadística y Geografía*. Amatlán de los Reyes, Veracruz de Ignacio de la Llave.

- Jackson, L. E., Calderon, F. J., Steenwerth, K. L., Scow, K. M., Rolston, D. E. 2003. Responses of soil microbial processes and community structure to tillage events and implications for soil quality. *Geoderma*. 114. 305-317. Doi: 10.1016/S0016-7061(03)00046-6.
- Kaur, V., Kaur, A., Singh, K. 2018. Rhizosphere microflora of *Saccharum officinarum*: Characterization for sugar fermenting potential. *The Pharma Innovation Journal*. 7(4): 317-322. ISSN (E): 2277-7695.
- Lehman, R.M, Ducey, T.F., Jin, V.L., Acosta-Martínez, V., Ahlschwede, C.M., Jeske, E.S., Drijber, R.A., Cantrell, B.K., Frederick, J.R., Fink, D.M., Osborne, S.L., Novak, J.M., Johnson, J.M.F., Varvel, G.E. 2014. Soil microbial community response to corn stover harvesting under rain-fed, no-till conditions at multiple US locations. *Bioenergy research*. 7:(7). 540-550. DOI 10.1007/s12155-014-9417-9
- Liao, Q., Wei, W.P., Chen, G.F., Liu, B., Huang, D.L., Li, Y.R. 2014. Effect of Trash Addition to the Soil on Microbial Communities and Physico-Chemical Properties of Soil and Growth of Sugarcane Plants. *Sugar Tech*. 16(4): 400-404. Doi: 10.1007/s12355-013-0296-8
- Madigan, M. T., Martinko, J.M., Bender, K.S., Buckley, D. H., Stahl, D.A. 2015. Brock. Biología de los microorganismos. *Pearson Educación, S.A., Madrid, España*. ISBN: 978-84-9035-279-3.
- Marín, F. R., Thorburn, P. J., da Costa, L. G., Otto, R. 2014. Simulating Long-Term Effects of Trash Management on Sugar Yield for Brazilian Cropping System. *Sugar Tech*. Vol. 16:2. 164-172. Doi: 10.1007/s12355-013-0265-2.
- Martínez-Díaz. 2019. Efecto de la maleza como cobertura en la fertilidad del suelo y rendimiento en nopal pecanero. *Revista mexicana de ciencias agrícolas*. 10:(1). 123-131.
- Martínez-Hidalgo, P., Maymon, M., Pule-Meulenberg, F., Hirsch, A.M. 2019. Engineering root microbiomes for healthier crops and soils using beneficial, environmentally safe bacteria. *Can. J. Microbial*. 65:91-104. Doi: 10.1139/cjm-2018-0315
- Mellado-Vázquez, P.G., Lange, M., Gleixner, G. 2019. Soil microbial communities and their carbon assimilation are affected by soil properties and season but not by plants differing in their photosynthetic pathways (C3 vs. C4). *Biogeochemistry*. 142: 175-187. Doi: 10.1007/s10533-018-0528-9
- Meyer, N., Welp, G., Bornemann, L., Amelung, W. 2017. Microbial nitrogen mining affects spatio-temporal patterns of substrate-induced respiration during seven years of bare fallow. 104(1): 175-184.
- Mickan, B.S., Abbott, L.K., Solaiman, Z.M., Mathes, F., Siddique, K.H.M., Jenkins, S.N. 2019. Soil disturbance and water stress interact to influence arbuscular mycorrhizal fungi, rhizosphere bacteria and potential for N and C cycling in an agricultural soil. *Biology and Fertility of Soils*. 55: 53-66. Doi: 10.1007/s00374-018-1328-z

- Mthimkhulu, S., Titshall, L.W., Lerch, T.Z., Podwojewski, P., Van Antwerpen, R. 2019. Effect of sugarcane residue retention and fertilizer application on soil microbial abundance and community structure. *Proc S Afr Sug Technol Ass.* 92(1): 64-68. <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/20193459154>
- Mugica-Álvarez, V., Hernández-Rosas, F., Magaña-Reyes, M., Herrera-Murillo, J., Santiago-De La Rosa, N., Gutiérrez-Arzaluz, M., de Jesús Figueroa-Lara, J., González-Cardoso, G., 2018. Sugarcane burning emissions: Characterization and emission factors. *Atmos. Environ.* 193, 262–272. Doi: 10.1016/j.atmosenv.2018.09.013.
- Navarro-Noya, Y.E., Gómez-Acata, S., Montoya-Ciriaco, N., Rojas-Valdez, A., Suárez-Arriaga, M.C., Valenzuela-Encinas, C., Jiménez-Bueno, N., Verhulst, N., Govaerts, B., Dendoove, L. 2013. Relative impacts of tillage, residues management and crop-rotation on soil bacterial communities in a semi-arid agroecosystem. *Soil Biology and Biochemistry.* 65:(1). 86-95. Doi: 10.1016/j.soilbio.2013.05.009
- Nunes, I., Jurburg, S., Jacquiod, S., Brejnrod, A., Falcão-Salles, J., Priemé, A., Sorensen, S. J. 2018. Soil bacterial show different tolerance ranges to an unprecedented disturbance. *Biology and fertility of soil.* 54. 189-202. Doi: 10.1007/s00374-017-1255-4.
- Otto, R., Mariano, E., Lesley-Mulvaney, R., Ahmad-Khan, S., Nastaro-Boschiero, B., Teneli, S., Ocheuze-Trivelin. 2019. Effect of previous soil management on sugarcane response to nitrogen fertilization. *Scientia Agricola.* 76:(1). 72-81. Doi: 10.1590/1678-992x-2017-0147.
- Öquis, M.G., Erhagen B., Haei, M., Sparrman T., Ilstedt, U., Schleucher, J., Nilsson, M.B. 2017. The effect of temperature and substrate quality on the carbon use efficiency of saprotrophic decomposition. *Plant and Soil.* 414:(1-2). 113-125. Doi: 10.1007/s11104-016-3104-x
- Paredes-Junior, F.P., Rosa-Portillo, I.I., Martins-Mercante, F. 2015. Microbiological attributes of the soil under cultivation of sugar cane whit and without burning Straw. *Ciencias Agrarias, Londrina.* 36(1): 151-164. Doi: 10.5433/1679-0359.2015v36n1p151
- Parkinson, D y Coleman, DC. 1991. Microbial communities, activity and biomass. *Agriculture, Ecosystems and Environment.* 34. 3-33. Doi: 10.1016/0167-8809(91)90090-K
- Pasqualin, L.A., Alves-Dionísio, J., Cassilha-Zawadneak, M.A., Teixeira-Marçal, C. 2012. Edaphic macrofauna in sugar cane crops and forest on north western Paraná-Brazil. *Semina: Ciências Agrárias.* 33(1): 7-17. Doi: 10.5433/1679.0359.2012v33n1p7
- Pessim de Oliveira, A. P., Lima, E., Dos Anjos, L. H. C., Zonta, E., Pereira, M. G. 2014. Sistemas de colheita da cana-de-açúcar: Conhecimento atual sobre modificações em atributos de solos de tabuleiro. *R. Bras. Eng. Agríc. Ambiental.* Vol.18:9. 939-947. Doi: 10.1590/1807-1929/agriambi.v18n09p939-947.

- Pessim-de Oliveira, A. P., Thorburn, P. J., Biggs, J. S., Lima, E., dos Anjos, L. H. C., Pereira, M. G., Zanotti, N. E. 2016. The Response of Sugarcane to Trash Retention and Nitrogen in the Brazilian Coastal Tablelands: a Simulation Study. *Expl. Agric.* Vol. 52:1. 69-86. Doi: 10.1017/S001447971479714000568.
- Pimentel, L.G., Cherubin, M.R., Oliveira, D.M.S., Cerri, C.E.P., Cerri, C.C. 2019. Decomposition of sugarcane straw: Basis for management decisions for bioenergy production. *Biomass and Bioenergy*. 122: 133-144. Doi: 10.1016/j.biombioe.2019.01.027.
- Pimentel, L.G., Gumire, T., Oliveira, D.M.S., Cherubin, M.R., Andreote, F.D., Cerri, C.E.P., Cerri, C.C. 2019. Soil bacterial community changes in sugarcane fields under straw removal in Brazil. *BioEnergy Research*. 12: 830-842. Doi: 10.1007/s12155-019-10010-z.
- Pochón, J.P. y L. Tardeux. 1962. Technique microbiologique du sol. De la Tourelle. Saint Mandé, France.
- Prado, G.F., Zanetta, D.M.T., Arbex, M.A., Braga, A.L., Pereira, L.A.A., de Marchi, M.R.R., de Melo Loureiro, A.P., Marcourakis, T., Sugauara, L.E., Gattás, G.J.F., Gonçalves, F.T., Salge, J.M., Terra-Filho, M., de Paula Santos, U., 2012. Burnt sugarcane harvesting: Particulate matter exposure and the effects on lung function, oxidative stress, and urinary 1-hydroxypyrene. *Sci. Total Environ*. 437, 200–208. doi: 10.1016/j.scitotenv.2012.07.069
- Quassi de Castro, S., Graziano-Magalhães, P. S., Junqueira-Franco, H. C., Ângelo-Mutton, M. 2018. Harvesting Systems, Soil Cultivation, and Nitrogen Rate Associated with Sugarcane Yield. *BioEnergy Research*. Doi: 10.1007/s12155-018-9917-0.
- Queiroz-Rossi, C., Gervasio-Pereira, M., Calderín-García, A., Louro-Berbara, R., Robert-Gazollo, P., Perin, A., Paz-González. 2016. Effects on the composition and structural properties of humified organic matter of soil in sugarcane strawburning: a chronosequence study in the Brazilian Cerrado of Goiás State. *Agriculture, ecosystem and environmental*. 216. 34-43. Doi: 10.1016/j.agee.2015.09.022.
- Queiroz-Rossi, C., Gervasio-Pereira, M., Loss, A., Gazolla, P.R., Perin, A., Cunha dos Anjos, L.H. 2013. Changes in Soil C and N Distribution Assessed by Natural $\delta^{13}\text{C}$ and $\delta^{15}\text{N}$ abundance in a chronosequence of sugarcane crops managed with pre-harvest burning in Cerrado area of Goiás, Brazil. *Agriculture, Ecosystems & Environment*. 170(1): 36-44. Doi: 10.1016/j.agee.2013.03.008.
- Rachid, C.T.C.C., Santos, A.L., Piccolo, M.C., Balieiro, F. C., Countinho, H.L.C., Peixoto, R.S., Tiedje, J.M., Rosado, A.S. 2013. Effect of Sugarcane Burning of Green Harvest Methods on the Brazilian Cerrado Soil Bacterial Community Structure. *Plos One*. 8(3): Doi: 10.1371/journal.pone.0059342
- Rachid, C.T.C.C., Piccolo, M.C., A Leite, D. C., Balieiro, F. C., Countinho, H.L.C., Van Elsas, J.D., Peixoto, R.S., Rosado, A.S. 2012. Physical-chemical and microbiological changes in Cerrado Soil under differing sugarcane harvest management systems. *BMC Microbiology*. 12:170. <http://www.biomedcentral.com/1471-2180/12/170>

- Reis-Valpassos, M. A., Gomes-Silva Cavalcante, E., Rodrigues-Cassiolato, A. M., Cristina-Alves, M. 2001. Effects of soil management systems on soil microbial activity, bulk density and chemical properties. *Pesquisa agropecuaria brasileira*. 30:(12). 1539-1545.
- Richardson, A.E., Barea, J.M., McNeill, A.M., Prigent-Combaret, C. 2009. Acquisition of phosphorus and nitrogen in the rhizosphere and plant growth promotion by microorganisms. *Plant Soil*321(1): 305-339. Doi: 10.1007/s11104-009-9895-2
- Rojas-García, F., Santoyo-Gómez, G.H., Gonzáles-Montiel, E., Velázquez-Rodríguez, A., Pulido-Ponce, J.I. 2017. La ciencia del suelo en el ciclo del carbono en México. *Programa mexicano para el carbono*. 1:(2). 2-16.
- Roy, S., Roy, M. M., Jaiswal, A. K., Baitha, A. 2018. Soil Arthropods in Maintaining Soil Health: Thrust Areas for Sugarcane Production Systems. *Sugar Tech*. 20:(4). 376-391. Doi: 10.1007/s12355-018-0591-5.
- Santiago-De La Rosa, N., González-Cardoso, G., Figueroa-Lara, J. de J., Gutiérrez-Arzaluz, M., Octaviano-Villasana, C., Ramírez-Hernández, I.F., Mugica-Álvarez, V., 2018. Emission factors of atmospheric and climatic pollutants from crop residues burning. *Journal Air Waste Management Association*. 68, 849–865. Doi:10.1080/10962247.2018.1459326.
- Salgado-García, S., Aranda-Ibáñez, E., Castelán-Estrada, M., Ortiz-Laurel, H., Palma-López, D., Córdova-Sánchez, S. 2014. Qué hacer con la paja de la cosecha mecanizada de la caña de azúcar. *Agroproductividad*. 7(2): 5-10. ISSN-0188-7394.
- Salgado-García, S., Castelán-Estrada, M., Aranda-Ibáñez, E., Castelán-Estrada, E.M., Ortiz-García, C.F., Ortiz-Laurel, H., Lagunes-Espinoza, L.C., Mendoza-Hernández, J.H.R., Córdova-Sánchez, S. 2014. Validación de dosis generadas por el sistema de fertilización SIRDF para caña de azúcar (*Saccharum officinarum*). *Agroproductividad*. 7(2): 47-54. ISSN-0188-7394.
- Salgado-García, S., Núñez-Escobar, R., Palma-López, D.J., Lagunes-Espinoza, L.C., Debernardi de la Vequia, H., Mendoza-Hernández, R.H. 2012. Manejo de fertilizantes químicos y orgánicos. *Biblioteca básica de agricultura*. Ed (2da). 20 p. ISBN: 978-607-7699-05-7.
- SAGARPA. 2018, ‘Atlas Agroalimentario’. Servicio de Información Agroalimentaria Pesca’, *Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación*. pp 54-55.
- SEMARNAT. 2002. Norma oficial mexicana NOM-021-RECNAT-2000, Que establece las especificaciones de fertilidad, salinidad y clasificación de suelos. Estudios, muestreo y análisis. *Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales*. 73p.
- SEMARNAT. 2009. Norma oficial mexicana NOM-015-SEMARNAT/SAGARPA-2007, Que establece las especificaciones de uso del fuego en terrenos forestales y en los terrenos de uso agrícola. *Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales*. 57-58.

- Sentías-Herrera, H.E., Gómez-Merino, F.C. 2014. Nuevas directrices en mejoramiento genético de caña de azúcar (*Saccharum spp*). *Agroproductividad*. Colegio de Postgraduados, Texcoco, Edo Mex. 11 pp. ISSN-0188-7394.
- Shukla, S.K., Shee, S., Maity, S.K., Solomon, S., Awasthi, S.K., Gaur, A., Pathak, A.D., Jaiswal, V.P. 2016. Soil carbon sequestration and crop yields in rice-wheat and sugarcane-ratoon-wheat cropping systems through crop residue management and inoculation of *Trichoderma viride* in subtropical India. *Sugar Tech*. Doi: 10.1007/s12355-016-0470-x
- Silva de Aquino, G., Conti-Medina, C., Shahab, M., Dias-Santiago, A., Benitez-Cunha, A.C., Omori-Kussaba, D.A., Barbieri-Carvalho, J., Moreira, A. 2018. Does straw mulch partial-removal from soil interfere in yield and industrial quality sugarcane? A long term study. *Industrial Crop & Products*. 111(1). 573-578. Doi: 10.1016/j.indcrop.2017.11.026.
- SIAP, 2019. Panorama Agroalimentario 2019. *Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera*. Ed. 1. 50 pp.
- Siyama, K., H. Yamamoto, T. Naganawa, T. Iwata y H. Komada. 1993. A plate counts method for aerobic cellulose decomposer in soil by Congo red staining. *Soil Sci. Plant. Nutr.* 39: 361-365.
- Subba Rao, N. S. 1992. *Biofertilizer in agriculture*. Oxford IBH Publishing. New Delhi, India.
- Spohn, M. 2015. Microbial respiration per unit microbial biomass depends on layer carbon-to-nitrogen ratio. *Biogeosciences*. 12:(1). 817-823. Doi: 10.5194/bg-12-817-2015.
- Tang, S., Cheng, W., Hu, R., Nakajima, M., Guigue, J., Munyaka-Kimani, S., Sato, S., Tawaraya, K., Xu, X. 2016. Decomposition of soil organic carbon influenced by soil temperature and moisture in andisol and inceptisol paddy spoils in a cold temperate region of Japan. *Journal Soil Sediments*. Doi: 10.1007/s11368-016-1607-y
- Tayade, A.S., Geetha, P., Dhanapal, R., Hari, K. 2016. Effect of in Situ Trash Management on Sugarcane Under Wide Row Planting System. *Journal of Sugarcane Research*. 6(1): 35-41. <https://www.researchgate.net/publication/318760966>
- Tayade, A.S., Geetha, P., Anusha, S., Dhanapal, R., Hari, K. 2019. Bio-intensive Modulation of Sugarcane Ratoon Rhizosphere for Enhanced Soil Health and Sugarcane Productivity Under Tropical Indian Condition. *Sugar Tech*. 21(2): 278-288. Doi: 10.1007/s12355-018-0669-0
- Urra, J., Mijangos, I., Lanzén, A., Lloveras, J., Garbisu, C. 2018. Effects of corn stover management on soil quality. *European Journal of Soil Biology*. 88:(1). 57-64. Doi: 10.1016/j.ejsobi.2018.06.005
- Velasco-Velasco, J. 2014. Los biofertilizantes y la producción de caña de azúcar (*Saccharum spp*). *AgroProductividad*. 7(2): 60-64. ISSN-0188-7394.

- Villazón-Gómez, J.A., Morales-Menéndez, A.M., Martín-Guriérrez, G., Cobo-Vidal, Y. 2017. Effect of sugarcane management over compactation on vertisol. *Revista Ciencias Técnicas Agropecuarias*. 26(2): 31-37. E-ISSN: 2071-0054.
- Vuyyuru, M., Sandhu, M.S., Erickson, J.E. & Ogra, A.V. 2019. Soil chemical and biological fertility, microbial community structure and dynamics in successive and fallow sugarcane planting systems. *Agroecology and Sustainable Food Systems*. 1-22. Doi: 10.1080/21683565.2019.1666075. <https://www.tandfonline.com/loi/wjsa21>
- Wagner de Oliveira, M., Nascif, C., Gomes da Silva, V. S., Albino-Oliveira, T. B., Camacho-Rodrigues, T., Vieira-Gama, K. F., Benhami de Oliveira, G. C. 2018. Biomass Yield, Nutritional Status and Industrial Quality of Sugarcane as a Function of Nitrogen and Potassium Fertilization. *Australian Journal of Crop Science*. 12:(5).834-840. Doi: 10.21475/ajcs.18.12.05.PNE1082.
- Wallis, P- D-, Haynes, R. J., Huner, C.H., Morris, C. D. 2010. Effect of land use and management on soil bacterial biodiversity as measured by PCR-DGGE. *Applied soil ecology*. 46. 147-150. Doi: 10.1016/j.apsoil.2010.06.006.
- White Jr. P.M., Webber III, C.L. 2017. Green-cane harvested sugarcane crop residue decomposition as a function of temperature, soil moisture, and practice size. *Sugar Tech*. Doi: 10.1007/s12355-017-0579-6
- Xu, X., Yang, B., Wang, H., Cao, Y., Li., Gao, S. 2019. Temperature sensitivity of soil heterotrophic respiration is altered by carbon substrate along the development of *Quercus Mongolica* forest in northeast China. *Applied Soil Ecology*. 113:(1). 52-61. Doi: 10.1016/j.apsoil.2018.09.010
- Zermeño-Gonzales, A., Villatoro-Moreno, S., Cortes-Bracho, J. J., Cadena-Zapata, M., Catalán-Valencia, E, A., Garcia-Delgado, M. A., Mungia-López, J. P. 2012. ‘Estimación del intercambio neto de CO2 en un cultivo de caña de azúcar durante el ciclo de plantilla’. *Agrociencia*, 46, pp. 579-591.
- Zhang, Z., Liang, S., Wang, J., Zhang, X., Mahamood, M., Yu, J., Zhang, X., Liang, A., Liang, W. 2018. Tillage and crop succession effects on soil microbial metabolic activity and carbon utilization in clay loam soil. *European Journal of Soil Biology*. 88:(1). 97-104. Doi: 10.1016/j.ejsobi.2018.07.006.
- Zheng, W., Zhao, Z., Gong, Q., Zhai, B., Li, Z. 2018. Effects of cover crop in an apple orchard on microbial community composition, networks, and potential genes involved whit degradation of crop residues in soil. *Biology and fertility of soil*. 54: 743-759. Doi: 10.1009/s00374-018-1298-1.