

178
29



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA
DE MEXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

ESTUDIO DE LA TRANSFORMACION DE LA
MATERIA ORGANICA BIODEGRADABLE DE LA
VINAZA CRUDA Y TRATADA EN LOS SUELOS
ACRISOL Y VERTISOL, DEL MUNICIPIO
MIGUEL ALEMAN EN EL ESTADO DE
VERACRUZ, MEXICO.

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE

B I O L O G O

P R E S E N T A :

JORGE VILLATORO RESENDIZ

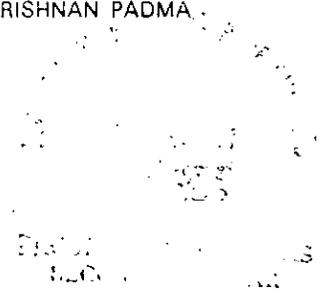


DIRECTOR DE TESIS: DRA. RANJANI KRISHNAN PADMA.

1998

**TESIS CON
FALLA DE ORIGEN**

259095





Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas Tesis Digitales Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS © PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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



UNIVERSIDAD NACIONAL
AUTÓNOMA DE
MÉXICO

M. en C. Virginia Abrín Batule
Jefe de la División de Estudios Profesionales de la
Facultad de Ciencias
Presente

Comunicamos a usted que hemos revisado el trabajo de Tesis:

"Estudio de la transformación de la materia orgánica biodegradable de la
vinaza cruda y tratada en los suelos acrisol y vertisol, del municipio
Miguel Alemán en el estado de Veracruz México"

realizado por Jorge Villatoro Reséndiz

con número de cuenta 8622270-9 , pasante de la carrera de Biología

Dicho trabajo cuenta con nuestro voto aprobatorio.

Atentamente

Director de Tesis

Propietario Dra. Ranjani Krishnan Padma

Propietario Dra. Norma Eugenia García Calderón

Propietario M. en C. Agustín de Jesús Quiroz Flores

Suplente M. en C. José Adelfo Escalante Lozada

Suplente Biól. José Luis Busto Sánchez

Consejo Departamental de Biología

M. en C. Alejandro Martínez Mena

FACULTAD DE CIENCIAS

DEPARTAMENTO
DE BIOLOGÍA

AGRADECIMIENTOS

A Dios, porque siempre ha guiado mi camino en un solo sentido y ha permitido que mis seres queridos estén siempre conmigo.

A mis Padres, por esperar pacientemente mi formación académica, por sus esfuerzos. Mamá por tus consejos que siempre fueron oportunos. Papá, por tu carácter que me formó por entero.

A todos mis maestros, que hicieron posible mi formación académica y, principalmente, los que están relacionados con este trabajo. En orden cronológico:

Al Dr Víctor Luna Pabello y a la Dra. Carmen Durán de Bazúa, que siempre estuvieron dispuestos a ayudarme y brindarme un poco de su valioso tiempo y vasto conocimiento.

Al Maestro Francisco Bautista, por encausarme en la ciencia y estudio del suelo.

A la Dra. Ranjani Krishnan Padma por su gran apoyo e interés en finalizar bien este trabajo.

Al maestro Carlos Castillo Pompeyo por su apoyo como maestro y amigo.

Al maestro Agustín Quiroz Flores, por su apoyo en las determinaciones analíticas por EAA, por su amistad y gran humildad de científico.

A la Dra. Norma Eugenia García Calderón, al M en C. José Adelfo Escalante Lozada y al Biól. José Luis Busto Sánchez por su amable atención en la revisión, análisis y crítica de este trabajo.

A Ricardo Sánchez porque hizo posible un sueño al enseñarme un arte milenario que ahora llevo en la sangre y a través de él conocí a Luis mi hermano.

A mis hermanos: Lilia, Luis, Enrique, Juan y Javier. Porque siempre creyeron en mí y en mi esfuerzo y, a pesar de sus cortas edades, trabajaron mucho para ayudarme. Luis, donde quiera que estés mil gracias por compartir todo ese tiempo, las primeras travesuras, alegrías y enojos. A todos ustedes debo más de la mitad de mi carrera, mil gracias.

A mis pequeñines Luis Gabriel, Adriana, Erik y Ricardo

A Rebeca, por todo su apoyo y cariño, en la realización de esta tesis y por que ha sido un aliciente en mi vida, gracias Princesa.

A mis amigos y compañeros del laboratorio L-301 que conocí a mi llegada, agradezco su sencillez y respeto: Landy Ramírez, Rosario, Rosa María Picaso, Guadalupe Soto, Heber Castillo Guajardo, José Rosales, José Guadalupe, Mario, Oscar, Sergio y a la señora Irene por su apoyo y amistad. En especial a Edi Arcia A., por su apoyo moral e intelectual, gracias amigo.

A mi *alma mater*, la Universidad Nacional Autónoma de México

ÍNDICE

Índice de figuras	Pag. VII
Índice de tablas	VII
Índice de gráficas	VIII
RESUMEN	IX
INTRODUCCIÓN	1
I GENERALIDADES	3
1.1 Problemática de la industria azucarera-alcoholera	3
1.2 Producción de alcohol y vinaza	5
II MARCO TEÓRICO	7
2.1 Tratamiento de aguas residuales	7
2.1.1 Proceso primario	7
2.1.2 Proceso secundario	7
2.1.3 Proceso terciario	7
2.2 Antecedentes de tratamiento de vinaza	9
2.2.1 Tratamiento anaerobio	9
2.2.2 Tratamiento aerobio	11
2.3 La materia orgánica del suelo	12
2.3.1 Importancia de la materia orgánica en el suelo	13
2.3.2 Mecanismos de transformación de la materia orgánica en el suelo	15
2.3.2.1 Procesos de mineralización y humificación	17
2.3.2.2 Factores que influyen en los procesos de mineralización y humificación	21
OBJETIVOS	22
Objetivos generales	22
Objetivos particulares	22
III METODOLOGÍA	23
3.1 Diseño experimental	23
3.2 Caracterización de la vinaza cruda	24
3.3 Descripción de la zona de estudio	24
3.4 Suelo de la unidad vertisol	26
3.5 Suelo de la unidad acrisol	28
3.6 Muestreo y acondicionamiento del suelo	28
3.7 Descripción de metodología	28
a) Determinación de pH	28

b)	Determinación de la conductividad eléctrica, CE	29
c)	Carbono orgánico total, COT	29
d)	Carbono soluble en agua	29
e)	Carbono soluble en pirofosfato de sodio	29
f)	Carbono como ácidos húmicos, AH y carbono como ácidos fúlvicos, AF	29
g)	Cationes intercambiables (Ca, Mg, Na, K)	30
h)	Micronutrientes extraíbles (Cu, Zn, Mn, Fe)	30
i)	Fósforo asimilable	31
j)	Nitrógeno en forma de nitratos	31
k)	Observaciones de la actividad microbiana de suelos de las unidades acrisol y vertisol regados con vinaza	31
l)	Respiración en suelos	31
m)	Evaluación de la toxicidad en condiciones de invernadero en plántulas de maíz y frijol	31
3.8	Análisis estadístico de los datos	32
IV	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	34
4.1	Valores de pH y conductividad eléctrica (CE) en el suelo	36
4.2	Carbono orgánico total (COT)	39
4.3	Fración de carbono soluble	40
4.4	Fración de carbono soluble en pirofosfato de sodio	41
4.5	Fración de ácidos fúlvicos	42
4.6	Fración de ácidos húmicos	42
4.7	Cationes intercambiables Ca, Mg, Na, K	43
4.8	Micronutrientes como Cu, Zn, Mn, Fe	44
4.9	Observaciones de la actividad microbiana	45
4.10	Respiración en suelos	47
4.11	Análisis de la toxicidad en condiciones de invernadero con plantas de maíz y frijol	49
V	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	52
5.1	Conclusiones	52
5.2	Recomendaciones	53
VI	BIBLIOGRAFÍA	54
	APÉNDICES	61
A	Carbono orgánico total	61
B	Ejemplo de análisis de varianza de dos factores	62
C	Estadística descriptiva de los datos	63

Índice de tablas

Índice de figuras		Pag
Figura 1	Producción de azúcar refinada a partir de caña de azúcar	5
Figura 2	Diagrama de la obtención de alcohol en una destilería obteniendo como producto etanol y vinaza como desecho	6
Figura 3	Reactor anaerobio de lecho de lodos de flujo ascendente, alimentado con vinaza cruda, en cuyo proceso se produce vinaza anaerobia como efluente (Bernal, 1996)	10
Figura 4	Reactor de biodiscos rotatorios, alimentado con vinaza anaerobia y en cuyo proceso se produce vinaza anaerobia-aerobia como efluente (Luna-Pabello, 1990)	11
Figura 5	Formación de los humus naturales. (Duchaufour y Souchier, 1984)	18
Figura 6	Degradación de residuos vegetales y formación de materia orgánica en el suelo. (Paul y Clark, 1991)	21
Figura 7	Diagrama de la metodología	25
Figura 8	Mapa de la región en estudio y zonas de muestreo (1-acrisol, 2-vertisol)	27
Figura 9	Modelo de extracción de ácidos húmicos	30
Figura 10	Presentación del análisis de respiración en suelos bajo condiciones de invernadero	32
Figura 11	Representación fotográfica de la abundancia microbiana	46

Índice de tablas

Tabla 1	Poblaciones aproximadas de organismos por gramo de suelo. (Paul y Clark, 1991)	15
Tabla 2	Clasificación nutrimental de los microorganismos basada en la fuente de carbono y energía. (Lehninger <i>et al.</i> , 1993)	16
Tabla 3	Composición elemental de ácidos húmicos y fúlvicos. (F. J. Stevenson, 1982. Porta <i>et al.</i> , 1993)	19
Tabla 4	Caracterización de vinazas crudas procedentes de las melazas fermentadas de la caña de azúcar. (Bernal-González <i>et al.</i> , 1995)	35
Tabla 5	Caracterización de vinazas tratadas anaerobia y aerobiamente utilizadas para regar los suelos de las unidades acrisol y vertisol. (Bernal-González <i>et al.</i> , 1995)	36
Tabla 6	Análisis de cationes intercambiables en suelos de la unidad acrisol y vertisol, regados con vinaza después de la cuarta semana	44
Tabla 7	Análisis de micronutrientes extraíbles, fósforo asimilable y nitratos, en suelos de la unidad acrisol y vertisol, regados con vinaza después de la cuarta semana	45
Tabla 8	Observaciones de la abundancia microbiana en suelos de las unidades acrisol y vertisol regados con vinazas	47
Tabla 9	Datos de regresión lineal de la respiración en suelo	48
Tabla 10	Resultados de germinación de semillas de maíz en suelos (acrisol y vertisol) regados con las tres clases de vinaza (vinaza cruda, VC; vinaza anaerobia, VA y vinaza aerobia-anaerobia, VAA) a temperatura ambiente	50
Tabla 11	Resultados de germinación de semillas de maíz y frijol embebidos en las tres clases de vinazas (vinaza cruda, VC; vinaza anaerobia, VA y vinaza aerobia anaerobia, VAA) a 25°C	50

Índice de gráficas

Gráfica 1	Determinación de pH para suelo de la unidad acrisol (A) regado con vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)	37
Gráfica 2	Determinación de valores de pH para suelos de la unidad vertisol (V) regados con vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)	37
Gráfica 3	Determinación de la CE de suelos de la unidad acrisol (A) regados con vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)	38
Gráfica 4	Determinación de la CE de suelos de la unidad vertisol (V) regados con vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)	39
Gráfica 5	Porcentaje de carbono orgánico total (%COT) de suelos de la unidad acrisol (A) regados con vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)	40
Gráfica 6	Porcentaje de carbono orgánico total (%COT) de suelos de la unidad vertisol (V) regados con vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)	40
Gráfica 7	Carbono soluble en pirofosfato de sodio de suelos de la unidad acrisol (A), regados con vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)	41
Gráfica 8	Carbono soluble en pirofosfato de sodio de suelo de la unidad vertisol (V), regado con vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)	41
Gráfica 9	Carbono como ácidos fúlvicos (AF), de suelos de la unidad acrisol (A) regados con vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)	42
Gráfica 10	Carbono como ácidos fúlvicos (AF), de suelos de la unidad y vertisol (V) regados con vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)	43
Gráfica 11	Carbono como ácidos húmicos (AH), de suelos de la unidad acrisol (A) regados con vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)	43
Gráfica 12	Carbono como ácidos húmicos (AH), de suelos de la unidad vertisol (V) regados con vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)	44
Gráfica 13	Respiración en suelos regados con vinazas cruda, anaerobia y anaerobia-aerobia comportamiento de cuatro semana de monitoreo	48
Gráfica 14	Germinación y crecimiento de semillas de maíz en suelos acrisol y vertisol regados con vinazas (vinaza cruda, VC; vinaza anaerobia, VA y vinaza aerobia-anaerobia, VAA): a: 14 días. b: 26 días y el promedio de ambos registros	49

RESUMEN

El presente trabajo forma parte de un estudio multidisciplinario a cargo del Programa de Ingeniería Química Ambiental y Química Ambiental de la Facultad de Química de la UNAM, sobre el uso integral de las aguas residuales agroindustriales con estudios a nivel de laboratorio y planta piloto. Se ha encontrado que el tratamiento de aguas residuales agroindustriales es más efectivo siguiendo la secuencia de un tratamiento anaerobio seguido de un tratamiento aerobio, con el objeto de llevar el agua residual a los cuerpos receptores con una carga orgánica menor. Sin embargo, aún después de esta secuencia requiere de un tratamiento adicional que puede ser dado por los organismos del suelo. Para este estudio, se emplearon como aguas residuales la vinaza de un ingenio azucarero-alcoholero tratada a nivel laboratorio y planta piloto, bajo la secuencia mencionada. Esta vinaza tiene la particularidad de provenir de melazas de caña de azúcar aciduladas con ácido clorhídrico. Como cuerpo receptor se consideraron los suelos aledaños a un ingenio azucarero-alcoholero. Los suelos estudiados en estos experimentos fueron de las unidades acrisol y vertisol, provenientes de las zonas "Ojo de agua grande" y "Potrero viejo", respectivamente; suelos donde se cultiva la caña de azúcar en el municipio Miguel Alemán en el estado de Veracruz, México. El diseño experimental se realizó a corto plazo con un monitoreo de cuatro semanas. El propósito fue conocer la transformación de la materia orgánica biodegradable de la vinaza cruda (VC) y tratada (anaerobíamente, VA y anaerobia-aerobíamente, VAA) e inferir su efecto en las propiedades químicas y biológicas en ambos suelos. La cantidad de vinaza adicionada a los suelos fue en una proporción de 3:1 p/v, 60% de la capacidad de campo (100 mL). Se trabajó con cuatro variables por suelo: Sin vinaza o control (S) con agua corriente, vinaza cruda VC, vinaza tratada anaerobia VA y vinaza anaerobia-aerobia VAA (por cuadruplicado). Ambos suelos se regaron con estos cuatro tratamientos, en la primera semana y solo una vez después de haber acondicionado el suelo dentro del invernadero a 27°C. Posteriormente, a partir de la segunda semana se adicionaron 50 mL de agua corriente cada semana hasta terminar el monitoreo, para mantener el suelo húmedo. La metodología se dividió en tres etapas, la primera fue el análisis de las aguas residuales; vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA), siguiendo la metodología estándar. La segunda etapa se refiere al análisis semanal de ambos suelos. En la tercera etapa se evaluó la "toxicidad" del agua residual en estudio mediante la germinación de semillas de maíz y frijol a diferentes condiciones. Se sabe que la materia orgánica biodegradable de la vinaza cruda y tratada en ambos suelos es transformada vía microbiana en CO₂ y H₂O (y compuestos orgánicos como ácidos húmicos y fúlvicos). En el presente estudio, el proceso de transformación de la vinaza acumula sales progresivamente que podrían eventualmente afectar al ecosistema del suelo, a las propiedades del mismo y a los cultivos; principalmente con la adición de vinaza cruda, sin embargo, en la zona de estudio este fenómeno no es frecuente. La situación geográfica de la zona, es uno de los factores que influye para que el proceso de salinidad o alcalinidad y el exceso de micronutrientes no sea acumulativo. Existe una pendiente noroeste sudoeste que permite procesos de escorrentía. La adición de vinaza cruda a ambos suelos modifica su pH, conductividad eléctrica, contenido de materia orgánica etc. La adición de vinaza tratada a ambos suelos en general, no es marcada significativamente en relación a los controles. La cantidad de micro y micronutrientes evaluados en ambos suelos son ligeramente elevados principalmente en vertisol. La actividad microbiana encargada de la transformación de la materia orgánica evaluada mediante la respiración en el suelo aumenta conforme pasa el tiempo, empero, disminuye en ambos suelos con la adición de vinaza cruda. La toxicidad de la vinaza fue evaluada con la germinación de semillas de maíz variedad T100 y con semillas de frijol. Las semillas son afectadas osmóticamente con la vinaza cruda cuando son embebidas directamente en ella. Cuando son germinadas en acrisol se desarrollan mejor en AVAA y AVC, pero cuando son germinadas en vertisol tienen mejor respuesta en el control. Finalmente, la prueba de toxicidad de la vinaza cruda en las semillas sin la influencia del suelo impide la germinación mientras que con la influencia del suelo favorece su desarrollo, las vinazas tratadas no afectan su desarrollo.

“Haz las cosas
cualquiera que ellas sean
con medida y dedicación

De cada una de ellas
haz un arte y de cada arte
tu virtud”

Luis V. R.

“Cuando busco la verdad de las cosas
más me alejo de ella
y más me acerco a Dios.”

Jorge V. R.

Esta tesis se realizó en el marco del proyecto DGAPA-505549 “Estudio de la degradación de contaminantes disueltos en aguas residuales usando comunidades microbianas en matrices sólido-líquido-gas” de la UNAM, por lo que el tesista, que fue becario de dicho proyecto, agradece la beca otorgada y la adquisición de materiales, substancias y otros insumos para la realización de este trabajo. Asimismo, agradece al Programa de Ingeniería Química Ambiental de la Facultad de Química el uso de sus facilidades, el apoyo de su personal académico (técnico y profesional) y de todo el soporte académico (bibliotecas, laboratorios, etc). También se agradece en forma especial el apoyo de los Ings. Marcos Chávez y Miguel Ahumada, del Ingenio “El Potrero” por su apoyo técnico para el suministro de los suelos en estudio y del Ing. Rubén Ayub (qepd) y el Q. Rafael Beristáin del Ingenio El Carmen por el suministro de vinazas.

INTRODUCCIÓN

Aunque la contaminación de los ecosistemas puede ser accidental, en la mayoría de los casos se debe a falta de información e ignorancia; ambos problemas derivados, principalmente por falta de educación. Empero, algunos desechos y productos contaminantes son manejados inadecuadamente por industrias, pese a la generación de problemas de salud pública y de desequilibrio en los ecosistemas naturales. En muchas ocasiones estos problemas tienen su origen en los residuos vertidos no controlados de origen diverso; como son: Aguas residuales urbanas, residuos colectivos de la vida diaria, aguas de origen industrial y agroindustrial como las de las industrias azucarera y petroquímica y la de los derivados del petróleo y de la celulosa entre otros. También se tiene contaminación de origen agrícola, con productos utilizados en la agricultura, como los plaguicidas, los fertilizantes sintéticos y los residuos de origen animal usados para este propósito, etc. Todos y cada uno de esos componentes de origen múltiple se suman a las combinaciones químicas que se producen, a todos los niveles. Entre los productos orgánicos encontrados frecuentemente figuran aminoácidos, ácidos grasos, ésteres, aminas, amidas, detergentes aniónicos y catiónicos, entre otros.

Entre los componentes inorgánicos se encuentran numerosas sales disueltas en forma de iones como sodio, potasio, calcio, manganeso, cloruros, nitratos, bicarbonatos, sulfatos, fosfatos y metales pesados, entre otros. El suelo, que es el destino final de los diversos contaminantes ya sean orgánicos y/o inorgánicos, recibe muchas veces en este sentido poca atención. Sin embargo, el suelo posee propiedades físicoquímicas y biológicas muy favorables para la transformación de contaminantes, principalmente orgánicos. Estos pueden beneficiar la fertilidad del suelo de manera natural. Las características que favorecen esta actividad son entre otras; el tamaño de las partículas, el contenido de materia mineral y orgánica, la concentración de iones hidrógeno y la actividad microbiana (Stevenson, 1982). En general, las sustancias tóxicas persisten en el suelo por la interacción con sus componentes coloidales. Su disponibilidad, por lo tanto, está definida para la biotransformación y, dependiendo de ella puede aumentar de esta manera su persistencia en el ambiente. Muchas veces la extensión y porcentaje de daño ambiental depende de las propiedades físicas y químicas de las sustancias contaminantes implicadas en la naturaleza (Bornemisza y Fassbender, 1987).

Entre los desechos orgánicos generados en las agroindustrias, la vinaza figura como un producto potencialmente contaminante de la industria azucarera/alcoholera. Es resultado de la fermentación de las melazas de la caña de azúcar por parte de *S. cerevisiae* para la obtención de alcohol etílico y su posterior destilación para concentrar la solución alcohólica. En su producción se ha estimado que por litro de alcohol destilado se obtienen 10 a 12 litros de vinaza.

La mayoría de los países productores de azúcar de caña tienen economías débiles y para algunos es su principal medio de subsistencia. Estos países se encuentran en desventaja con las recientes tecnologías en la elaboración de edulcorantes artificiales y sintéticos. Asimismo, la falta de eficiencia energética y la contaminación que producen estos "ingenios", como se conoce a estas industrias, son factores que amenazan con su desaparición. La industria azucarera mexicana

cuenta actualmente con 61 ingenios distribuidos en 14 estados, de los cuales 20 cuentan con destilerías (Campos y Ríos, 1995).

Estos últimos generan vinaza y consumen mayores volúmenes de agua. Por lo tanto, la agroindustria azucarera además de consumir grandes cantidades de agua, que es un recurso limitado en el país, contamina fuertemente las cuencas acuíferas, que es donde frecuentemente arroja sus efluentes (Durán de Bazúa *et al.*, 1991).

Entre las principales características que presenta la vinaza se encuentran su contenido de material orgánico disuelto que, medido como demanda química de oxígeno (DQO), alcanza valores de 70-100,000 mg/L (cuando el límite permisible de acuerdo con la norma NOM-064-ECOL-1995 de demanda química de oxígeno, es de 260 mg/L), un pH de 4, que la convierte en un residuo altamente corrosivo para los recipientes y tuberías metálicas, acumulando metales en disolución. Contiene cantidades importantes de iones sulfato que, en presencia de bacterias sulfatorreductoras, se convierte en ácido sulfhídrico (altamente venenoso) y cantidades importantes de nitrógeno total (1,600 mg/L) y amoniacal (150 mg/L), que podrían constituir una fuente de nitrógeno barata para los suelos en los que se cultiva la caña de azúcar. Finalmente, la temperatura a la que salen las vinazas de las torres de destilación es de casi 80°C, lo que dañaría fuertemente a los ecosistemas presentes actualmente en los suelos.

El tratamiento de esta vinaza, denominada cruda (puesto que no ha recibido ningún tratamiento), ha sido estudiado desde hace varios años. Se ha encontrado que mediante tratamientos biológicos se reduce la carga orgánica, el contenido de sales y su valor de pH se vuelve neutro a ligeramente alcalino. Estos métodos consisten en someter a la vinaza a un proceso anaerobio primero y aerobio después, con reactores de lecho de lodos de flujo ascendente (RALLFA) y biodiscos rotatorios (RBR), respectivamente. En estos sistemas de tratamiento se ha llegado a reducir el contenido de materia orgánica hasta en un 90% (Campos y Ríos, 1995; Jiménez y Martínez, 1995).

La vinaza cruda (VC) tiene, aparentemente, características químicas que podrían actuar como mejoradores de suelos calcáreos, alcalinos, con baja capacidad de campo, con baja capacidad de intercambio de cationes y, por supuesto, con bajos contenidos de nitrógeno, potasio, fósforo y otros macronutrientes. Estas cualidades pueden calificarse como "benéficas" (Bautista, 1996). Sin embargo, contienen otros compuestos químicos que es necesario caracterizar: como la relación de alcalinidad, la relación de adsorción de sodio, las concentraciones de potasio, calcio, magnesio, etc., con el fin de evitar el deterioro por salinización, sodificación y/o posible alcalinización del suelo. Cabe mencionar el impacto de los metales pesados que se encuentran en disolución en la vinaza directamente en los cultivos. Cuando los microorganismos anaerobios y aerobios o la combinación secuencial de ellos modifican la composición química de la vinaza, la convierten en vinaza tratada, de tal manera que las vinazas que proceden del reactor anaerobio se denominan vinazas anaerobias (VA) y las procedentes del reactor de biodiscos se denominan vinazas anaerobias-aerobias (VAA).

Durante mucho tiempo los ingenios han desechado la vinaza cruda en cuerpos de aguas naturales o las han desechado en los suelos cercanos a los cultivos y como enmienda para el

suelo. De esta manera algunos agricultores han utilizado la vinaza cruda durante muchos años, sin efecto apreciable en la producción de caña de azúcar. Empero, es necesario evaluar el efecto de la vinaza cruda y vinaza tratada en suelos de cultivo. En México no existen estudios sobre la utilización de la vinaza en el suelos, por lo que se hace necesario estudiar el efecto de la aplicación de la vinaza cruda (VC), y tratada (VA, VAA) en los suelos de las unidades acrisol y vertisol, que son los suelos en los que se cultiva la caña de azúcar en nuestro país, principalmente en los de la unidad vertisol (Rivas, 1996). Estos estudios permitirán modelar los cambios en las propiedades de los suelos y con esto predecir los efectos de la adición de la vinaza.

I GENERALIDADES

1.1 Problemática de la industria azucarera-alcoholera

En México se destinan grandes extensiones de suelo al cultivo de maíz y de caña de azúcar. El promedio anual de producción de azúcar de caña es alrededor de 40 millones de toneladas métricas, con un rendimiento de 3.5 millones de azúcar refinada o parcialmente refinada. Entre los subproductos que se generan en el proceso, se encuentran las mieles incristalizables (que, por métodos convencionales no cristalizan y su cristalización por otros métodos es muy costosa), las cuales se emplean con métodos biotecnológicos en la elaboración de alcohol etílico. Para concentrar la solución alcohólica después de la fermentación se emplea una batería de torres de destilación de las que se obtiene como subproducto el caldo fermentado y destilado conocido como vinaza. La producción anual de alcohol etílico en los últimos 5 años ha sido de 115 millones de litros y alrededor de 1,500 millones de litros de vinaza por año (Zedillo, 1990). Durante la producción de azúcar y alcohol de caña se utilizan enormes cantidades de agua, que superan el millón de metros cúbicos al día (Zámano *et al.*, 1991). Esto, sumado a las diferentes ramas industriales que consumen el mismo recurso del cual solo una fracción es procesada para reuso y el resto se regresa a la naturaleza como un desecho potencialmente contaminante, atenta contra la biota natural de los ecosistemas que lo reciben.

Dentro de las 36 ramas industriales consideradas como las principales consumidoras de recursos hídricos, nueve de éstas (caña de azúcar, química, celulosa y papel, petróleo y petroquímica, refrescos y bebidas alcohólicas, textiles, metalurgia, eléctrica y la industria de alimentos) generan el 82% del agua residual. De ellas, la industria química y la industria de la caña de azúcar generan el 59.8% del total (Sedue, 1990; Elizondo, 1993).

A nivel mundial, hay alrededor de 70 países productores de caña de azúcar, cuya área sembrada abarca 13 millones de hectáreas. De esta proporción, el 61% se encuentra en América Latina y el Caribe. Para 1990, la producción de azúcar de caña se estimó en 68 millones de toneladas (Licht, 1990).

Las aguas residuales provenientes de esta actividad tienen diferente composición, dependiendo del proceso: lavado de caña, limpieza de evaporadores y calentadores, purgas de calderas, enfriamiento de condensadores, servicios sanitarios, tinas de fermentación y torres de

suelo. De esta manera algunos agricultores han utilizado la vinaza cruda durante muchos años, sin efecto apreciable en la producción de caña de azúcar. Empero, es necesario evaluar el efecto de la vinaza cruda y vinaza tratada en suelos de cultivo. En México no existen estudios sobre la utilización de la vinaza en el suelos, por lo que se hace necesario estudiar el efecto de la aplicación de la vinaza cruda (VC), y tratada (VA, VAA) en los suelos de las unidades acrisol y vertisol, que son los suelos en los que se cultiva la caña de azúcar en nuestro país, principalmente en los de la unidad vertisol (Rivas, 1996). Estos estudios permitirán modelar los cambios en las propiedades de los suelos y con esto predecir los efectos de la adición de la vinaza.

I GENERALIDADES

1.1 Problemática de la industria azucarera-alcoholera

En México se destinan grandes extensiones de suelo al cultivo de maíz y de caña de azúcar. El promedio anual de producción de azúcar de caña es alrededor de 40 millones de toneladas métricas, con un rendimiento de 3.5 millones de azúcar refinada o parcialmente refinada. Entre los subproductos que se generan en el proceso, se encuentran las mieles incristalizables (que, por métodos convencionales no cristalizan y su cristalización por otros métodos es muy costosa), las cuales se emplean con métodos biotecnológicos en la elaboración de alcohol etílico. Para concentrar la solución alcohólica después de la fermentación se emplea una batería de torres de destilación de las que se obtiene como subproducto el caldo fermentado y destilado conocido como vinaza. La producción anual de alcohol etílico en los últimos 5 años ha sido de 115 millones de litros y alrededor de 1,500 millones de litros de vinaza por año (Zedillo, 1990). Durante la producción de azúcar y alcohol de caña se utilizan enormes cantidades de agua, que superan el millón de metros cúbicos al día (Zámamo *et al.*, 1991). Esto, sumado a las diferentes ramas industriales que consumen el mismo recurso del cual solo una fracción es procesada para reúso y el resto se regresa a la naturaleza como un desecho potencialmente contaminante, atenta contra la biota natural de los ecosistemas que lo reciben.

Dentro de las 36 ramas industriales consideradas como las principales consumidoras de recursos hídricos, nueve de éstas (caña de azúcar, química, celulosa y papel, petróleo y petroquímica, refrescos y bebidas alcohólicas, textiles, metalurgia, eléctrica y la industria de alimentos) generan el 82% del agua residual. De ellas, la industria química y la industria de la caña de azúcar generan el 59.8% del total (Sedue, 1990; Elizondo, 1993).

A nivel mundial, hay alrededor de 70 países productores de caña de azúcar, cuya área sembrada abarca 13 millones de hectáreas. De esta proporción, el 61% se encuentra en América Latina y el Caribe. Para 1990, la producción de azúcar de caña se estimó en 68 millones de toneladas (Licht, 1990).

Las aguas residuales provenientes de esta actividad tienen diferente composición, dependiendo del proceso: lavado de caña, limpieza de evaporadores y calentadores, purgas de calderas, enfriamiento de condensadores, servicios sanitarios, tinas de fermentación y torres de

destilación (vinazas), entre otros (Figura 1). En el caso de la industria alcoholera (Figura 2), los grandes volúmenes de agua utilizados en el proceso son debidos a las diluciones que se tienen que realizar a las mieles incristalizables (melazas) para fermentarlas y obtener alcohol etílico, ya que el alcohol es el resultado de la acción de las levaduras sobre los azúcares reductores.

Estas levaduras necesitan para poder llevar a cabo el proceso de fermentación, una cantidad de sacarosa tal que no exceda la formación de etanol del 10% en volumen. Si se encuentra una mayor cantidad de sacarosa hay inhibición por producto. Por tal motivo estas mieles, las cuales contienen alrededor del 30% de sacarosa, deben ser diluidas con agua, obteniéndose a la hora de su separación grandes cantidades de aguas residuales en comparación a la producción de alcohol (Jiménez y Martínez, 1995).

El origen de la caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.) probablemente evolucionó en Nueva Guinea de una especie silvestre *S. spontaneum* L. (Brandes, 1958, en Evans, 1980). La caña de azúcar es una gramínea tropical de *S. spontaneum* ($2n = 40$ a 180; Panje y Babu, 1960, en Evans, 1980) nativa de la India. En su introducción al sudoeste de Asia, Malasia, Medio oriente y parte de África se acompañó de poliploidización e hibridación bajo presiones de selección. La caña de azúcar que se cultiva actualmente es un híbrido complejo de 2 o más de las 5 especies del género *Saccharum*: *S. barberi* Jeswiet, *S. officinarum* L., *S. robustum* Brandes y Jesw, ex *grassi*, *S. sinense* Roxb y *S. spontaneum*. Muchas variedades de estas especies originan géneros muy diversos. Algunas especies se seleccionaron por su gran almacenamiento de azúcar.

La clasificación taxonómica de la caña de azúcar es la siguiente (García, 1984):

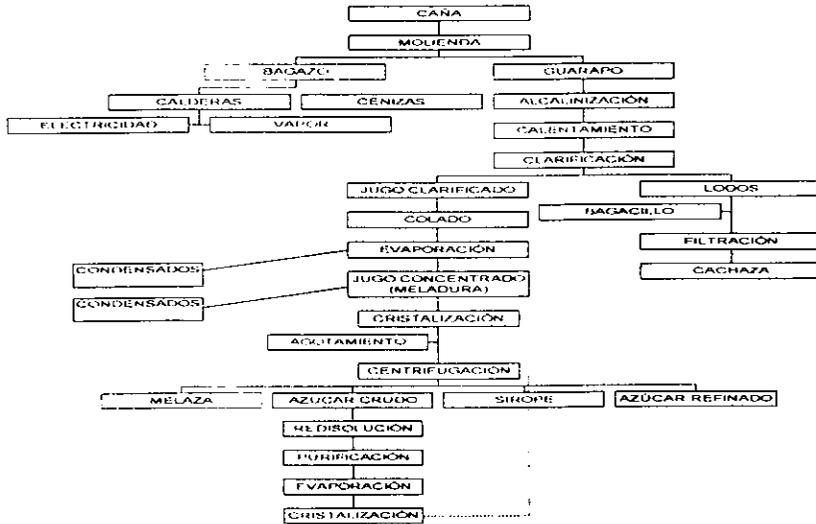
División	Espermatofita
Subdivisión	Angiosperma
clase	Monocotiledónea
Orden	Zacates
Familia	Gramineae
Género	<i>Saccharum</i>
Especie	<i>officinarum</i>
Subespecie	<i>spontaneum</i>

En México, la caña de azúcar llegó con los conquistadores españoles, estableciéndose los grandes ingenios productores de azúcar. Sin embargo, el proceso y elaboración de este producto, ha permanecido relativamente constante en cuanto a tecnología. Se puede hablar de dos tipos de tecnología una "tradicional" en la utilización de *trapiches* y una moderna que empieza a operar en el último tercio del siglo XIX y principios del XX con la llegada del vapor como fuerza motriz

La tecnología "tradicional" hace referencia a un tipo de instrumental y a una matriz de operaciones que sirvieron secuencialmente en la producción de azúcar, era un sistema constituido principalmente por un molino para la extracción del jugo de la caña, accionado por energía animal o hidráulica, un conjunto de hornallas para proveer de calor directamente a una serie de vasijas grandes de metal redondas y poco profundas, donde se efectuaba la clarificación,

evaporación, sobresaturación y cristalización de los jugos y finalmente la separación de los cristales de azúcar de las mieles.

Fig. 1. PRODUCCIÓN DE AZÚCAR REFINADA A PARTIR DE CAÑA DE AZÚCAR



La introducción del vapor en cualquier rama industrial incrementa la eficiencia en la producción. En el caso de la caña de azúcar dió resultados radicales en términos de eficiencia de producción. La modernización fue secuencial o en algunos casos radical con la sustitución completa de equipos de trabajo hombre -bestia. Este proceso comienza a mitad del siglo XIX hasta finales del Porfiriato, siendo un proceso mecanizado desde la entrada de la caña al batey a la desmenuzadora en la molienda y los filtros prensa culminando con el proceso de centrifugación y envasado.

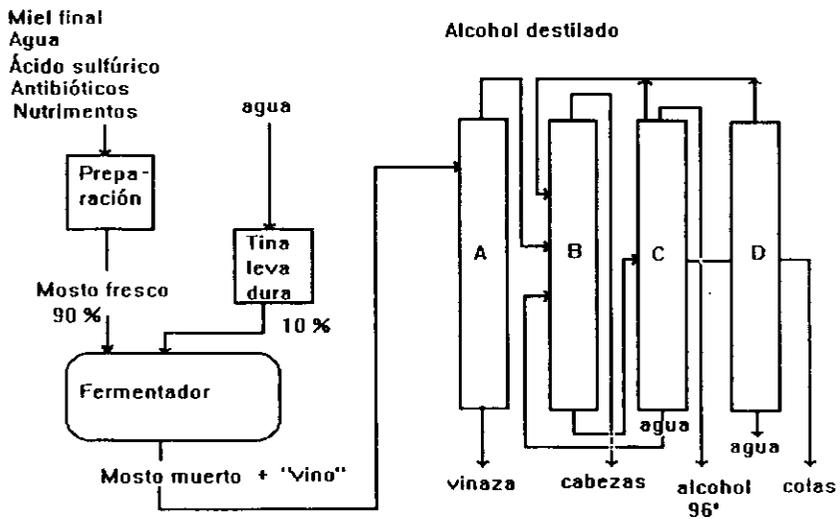
1.2 Producción de alcohol y vinaza

En México, la producción de azúcar anual abarca un período de 171 días, de diciembre a mayo. Este periodo, denominado zafra, es temporal y es suspendido el resto del año debido a la época de lluvias que son torrenciales en las zonas tropicales. En esta temporada, los suelos de cultivo se inundan y prácticamente son inaccesibles para los agricultores y maquinaria en general. Aunque la producción de azúcar se ve interrumpida, los ingenios no interrumpen sus actividades en la producción, ya que las mieles incristalizables son utilizadas para la producción de alcohol

(Figura 2) y se lleva a cabo la reparación de los equipos y la puesta en marcha de un programa de mantenimiento global.

Para un ingenio dado, de los 171 días de intensa actividad se produce suficiente melaza o mieles incristalizables para producir 2,380,005 litros de alcohol y, al mismo tiempo, 32,298,876 litros de vinaza, de la cual solo el 19.4% puede ser destinada a los suelos de cultivo con un gasto energético considerable (principalmente el medio de transporte y personal) y el resto se va a los drenajes o cauces naturales. El transporte encargado de llevar y "asperjar" la vinaza en los suelos de cultivo tienen una capacidad de 10,000 litros. Generalmente, en los terrenos solo se permiten 34,000 L. por hectárea (y que dependen del tipo de suelos). Los terrenos bajo esta condición son pocos ya que están alejados de la zona de riego alimentada por el río el cual es desembocadura del drenaje del ingenio. La vinaza producida al día es de 235,757 litros aproximadamente. Si ésta se almacenara serían necesarios 52 tanques con una capacidad de 500,000 litros cada uno (Chávez, 1995).

Figura 2. Diagrama de la obtención de alcohol en una destilería obteniendo como producto etanol y vinaza como desecho



A = destiladora, B = purificadora, C = rectificadora, D = Columna de aceite "Fusel"

II MARCO TEÓRICO

2.1 Tratamiento de aguas residuales

El tratamiento de aguas residuales se ha clasificado en tres grandes procesos, con el objeto de producir un efluente que pueda ser descargado sin dañar el ambiente o ser reutilizado. En los procesos globales se utilizan tratamiento físicos, químicos y biológicos. En muchos casos, estos tratamientos se combinan dependiendo de la calidad del agua residual que se va a tratar y el grado que se desee alcanzar (Luna-Pabello, 1987; 1990; 1993; Jiménez y Martínez, 1995; Durán de Bazúa, 1994; Cardozo, 1995; Campos y Ríos, 1995). Los procesos mencionados son los siguientes:

1. Proceso primario
2. Proceso secundario
3. Proceso terciario

2.1.1 Los procesos primarios

Consiste en retirar de las aguas residuales los sólidos orgánicos e inorgánicos sedimentables o flotantes generalmente voluminosos, mediante procesos físicos o mecánicos como sedimentación, cribado, flotación y filtración. Estos procesos evitan que haya una incorporación posterior por disolución de ese material en suspensión (Luna-Pabello, 1987; 1990; 1993; Jiménez y Martínez, 1995)

2.1.2 Los procesos secundarios

Este proceso es generalmente biológico, comúnmente empleado para eliminar el material orgánico disuelto, cuando dichos materiales son biodegradables. Se involucran organismos como bacterias, algas, hongos microscópicos, protozoarios, nemátodos y rotíferos. Estos organismos se encargan de transformar porciones considerables de materia orgánica disuelta biodegradable en sólidos biológicos (aglomeraciones de comunidades bacterianas) que se pueden separar por métodos físicos y gases metabólicos que se envían a la atmósfera o se aprovechan. Dentro de estos procesos se encuentran los reactores anaerobios de lecho empacado, lagunas facultativas y los aerobios como lagunas aerobias, lodos activados, filtros percoladores (lechos empacados de oxidación biológica) y reactores biológicos rotatorios (Luna-Pabello, 1987; 1990; 1993)

2.1.3 Tratamiento terciario

Se basa en principios fisicoquímicos o químicos y es aplicado cuando se desea obtener agua de mejor calidad. Es posible la remoción de material orgánico no biodegradable o de difícil biodegradación. Entre estos métodos destacan la filtración en membrana, adsorción, carbono activado, coagulación, ósmosis inversa o intercambio iónico (Eckenfelder y Ford, 1970; Durán de Bazúa, 1994; Cardozo, 1995; Campos y Ríos, 1995).

Finalmente, el agua tratada es desinfectada antes de su disposición mediante cloración, ozonización o luz ultravioleta.

La disposición de aguas residuales con alto contenido de materia orgánica en el suelo, puede considerarse como un proceso secundario, principalmente por la intervención de los microorganismos propios del suelo y los de la misma agua. Actualmente, el estudio de los efectos acumulativos de la contaminación han llevado a una preocupación general y se han hecho legislaciones cada vez más estrictas en lo que concierne a la descarga de residuos industriales, tanto líquidos como gaseosos al ambiente. En el transcurso del tiempo se han establecido tres clases de normas para los cuerpos receptores (aguas o suelos):

1. Normas que protegen la calidad de agua receptora, al prescribir el grado de dilución de las aguas residuales que aportará la corriente receptora.
2. Normas para los efluentes, que prescriben el grado de calidad requerido, para que se permita descargar los mismos en las aguas receptoras.
3. Normas relacionadas con las corrientes, que prescriben la calidad requerida en las aguas receptoras en sí, después de que han recibido las aguas residuales o efluentes.

La prevención de la contaminación en las corrientes de agua tiene concretas razones económicas, ya que el agua es materia prima esencial para numerosos procesos industriales y constituye, por consiguiente, un recurso vital natural. En el diseño de procesos de tratamiento de aguas de desecho es necesario tener en mente los siguientes objetivos:

1. La conservación de las fuentes de abastecimiento de agua para uso doméstico.
2. La conservación del agua para uso industrial y agrícola.
3. La prevención de enfermedades.
4. Mantener limpias las aguas que se usan para la propagación y supervivencia de fauna y flora silvestre.

El tratamiento de un agua de desecho industrial como la vinaza puede ser muy complejo o relativamente simple, dependiendo del sistema empleado. De acuerdo a la experiencia en múltiples trabajos sobre tratamiento de aguas residuales a niveles de laboratorio y planta piloto se deben emplear métodos combinados para su tratamiento debido a que tiene muchos contaminantes y en altas concentraciones. La disposición de la vinaza en el suelo puede ser un tratamiento alternativo a los ya mencionados antes y si es realizado adecuadamente, el riego de vinaza cruda y tratada será benéfico para el suelo y los cultivos.

La vinaza ha sido tratada biológicamente con buenos resultados debido a sus características ya que presenta sustancias ricas en energía en sus formas suspendida, disuelta y coloidal que permiten el reaprovechamiento de esos subproductos por microorganismos y que podrían también ser aprovechados en el suelo. Los tratamientos se describen a continuación.

2.2 Antecedentes del tratamiento de vinazas

2.2.1 Tratamiento anaerobio

En el tratamiento anaerobio de la vinaza se han utilizado, entre otros, reactores denominados reactores anaerobios de lecho de lodos de flujo ascendente RALLFA, (Reactores UASB por sus siglas en inglés). En este sistema (Figura 3), se lleva a cabo la biooxidación de la materia orgánica, bajo condiciones nulas de oxígeno molecular, con la ayuda de bacterias facultativas y anaerobias obligadas. La digestión es una alternativa muy empleada para el tratamiento de aguas residuales. Este tratamiento es atractivo debido a que presenta buenas eficiencias en la remoción de contaminantes disueltos y coloidales sin un consumo excesivo de energía. Trabaja a altas cargas orgánicas y genera como subproductos metano y bióxido de carbono en un 90% y el 10% restante en forma de biomasa anaerobia (Ramírez *et al.*, 1993).

La digestión sucede en tres etapas principales:

- a) hidrólisis y fermentación de biopolímeros a ácidos grasos, CO_2 y H_2O
- b) transformación de estos ácidos grasos a ácido acético
- c) producción de CH_4 .

Estas reacciones son llevadas a cabo por diversos grupos bacterianos con actividades metabólicas diferentes (López *et al.*, 1993).

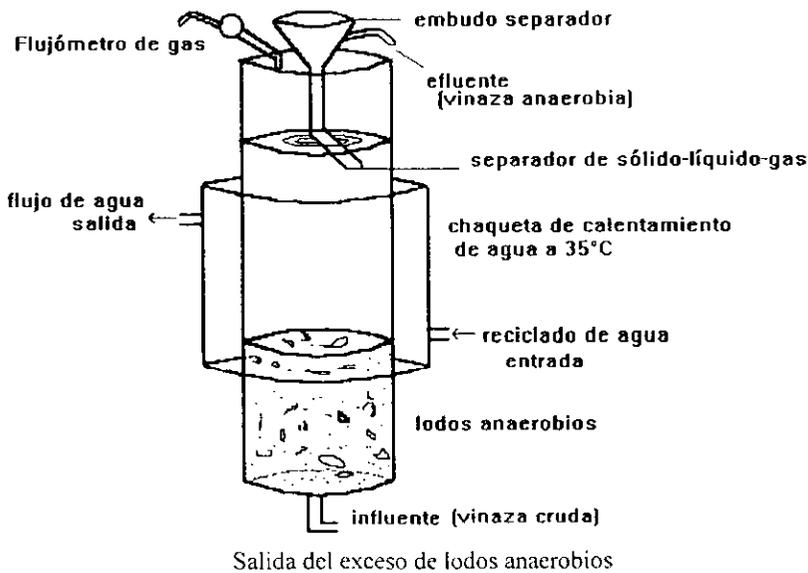
La hidrólisis consiste en la degradación de biopolímeros que, por fermentación, son convertidos en ácidos grasos, CO_2 e hidrógeno. Diversas especies de bacterias facultativas, como *Acetovibrio cellulolyticus*, *Clostridium thermocellum*, *C. populetti* y *C. cellulolyticum* intervienen en esta etapa. La segunda etapa es la acetogénesis; los productos de la etapa anterior son convertidos en acetato, hidrógeno y CO_2 por un grupo de bacterias llamadas "OHPA", por sus siglas en inglés (bacterias acetogénicas productoras obligadas de hidrógeno), como *Syntrophomonas wolfei*; *Syntrophobacter wollini*, *S. sapovorans*, *Syntrophospora bryantii* y *Syntrophus buswellii*, cuya particularidad es que son inhibidas por el hidrógeno que producen, por lo que se mantienen en relación sintrófica con las bacterias metanogénicas hidrogenofílicas (que remueven hidrógeno), favoreciendo una transferencia interespecífica de hidrógeno.

La tercera y última etapa es la metanogénesis; se lleva a cabo por las bacterias metanogénicas, que son anaerobias estrictas. Las bacterias metanogénicas utilizan un número reducido de sustratos: hidrógeno, formiato, metanol, metilaminas, acetato, etanol, 2-propanol y ciclopentanol. De acuerdo a esto, se dividen en dos grupos tróficos: las bacterias hidrogenofílicas no acetoclásticas, las cuales no pueden utilizar el acetato como fuente de energía, pero sí como fuente de carbono, tal es el caso de *Methanobacterium formicum*, *Methanospirillum hungatei*, *Methanobrevibacter sp.* y *Methanobacterium thermoautotrophicum* y las bacterias metanogénicas acetoclásticas, que producen metano a partir del grupo metil del acetato, lo cual es de gran importancia para la digestión o reacción verdaderamente anaerobia, dado que el 73% del metano producido por los reactores anaerobios proviene del acetato.

En este grupo, algunas bacterias pueden utilizar el metanol, las metilaminas y el hidrógeno. Ejemplos de este grupo de bacterias son: *Methanosarcina* y *Methanotrix* (Guyot, 1990; Fajardo y Guyot, 1993). La importancia radica en las sucesiones microbianas de estas y otras poblaciones. Cuando un proceso anaerobio trabaja bajo condiciones estables, la actividad simbiótica de los diferentes grupos microbianos establece un balance entre la velocidad de formación y remoción de productos intermediarios, como los ácidos grasos volátiles (AGV's). Sin embargo, un desbalance en las interacciones microbianas se puede presentar por la presencia de sustancias tóxicas, fluctuaciones en la temperatura, por choque orgánico y deficiencia en nutrimentos (Ilangovan y Noyola, 1993; Speece, 1983).

Se ha sugerido recientemente la adición de micronutrimentos (Fe, Ni, Cu, Zn, Mo, Co, Se, Si, F, Mg, Na, y W) y la disponibilidad de ellos en el medio, ya que favorece la degradación de la materia orgánica del agua residual (Ilangovan y Noyola, 1993).

Figura 3. Reactor anaerobio de lecho de lodos de flujo ascendente, alimentado con vinaza cruda, en cuyo proceso se produce vinaza anaerobia como efluente (Bernal, 1997)



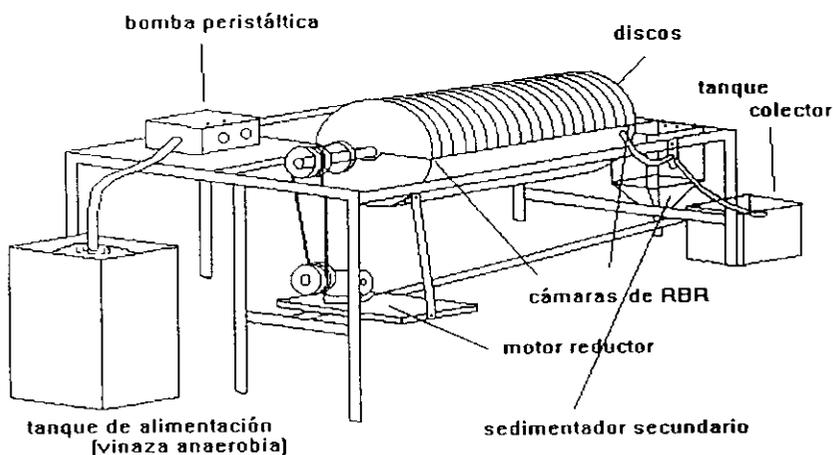
2.2.2 Tratamiento aerobio

Un uso frecuente en el tratamiento de contaminantes con altas cargas orgánicas son los reactores de biodiscos rotatorios (RBRs). Este sistema de tratamiento biológico, requiere de la participación de diversas comunidades como bacterias, flagelados y ciliados, que coexisten gradualmente en la depuración de aguas residuales. La participación de los protozoarios es muy

importante puesto que ejercen, por un lado, un control natural por depuración directa de las bacterias suspendidas. También contribuyen a la mineralización de la materia orgánica, induciendo, además, la floculación y/o aglomeración de las bacterias circundantes. Al igual que el proceso anterior, es posible remover el material orgánico soluble, pero por medio de microorganismos que requieren para su desarrollo de suficiente oxígeno molecular libre en solución, cuando menos 2 mg/L (Luna-Pabello, 1993).

La funcionalidad de este sistema de tratamiento biológico depende, al igual que el anterior, de que las comunidades de microorganismos y su medio estén bien controlados. Las condiciones ambientales pueden controlarse mediante la regulación de pH, la adición de nutrimentos o elementos traza, la adición o exclusión de oxígeno, entre otros. El manejo adecuado de las condiciones ambientales asegura que los microorganismos tengan el medio idóneo donde puedan desarrollarse y, consecuentemente, logren la depuración buscada del agua residual en tratamiento. Procesos biológicos de estas características son los lodos activados convencionales, filtros percoladores, aeración extendida, lagunas de aeración y reactores biológicos rotatorios (Figura 4), entre otros (Luna-Pabello, 1993; Camacho, 1994; Durán-de-Bazúa, 1994).

Figura. 4. Reactor de biodiscos rotatorios, alimentado con vinaza anaerobia y en cuyo proceso se produce vinaza anaerobia-aerobia como efluente (Luna-Pabello, 1990)



2.3 La materia orgánica del suelo

La materia orgánica está constituida por compuestos de origen biológico vivo o muerto que se encuentran en el suelo. La parte viva se denomina edafón, es decir, flora y fauna y la parte muerta o humus son restos *postmortem* de vegetales y animales que, depositados en el suelo, son constantemente sometidos a procesos de descomposición, transformación y resíntesis (Scheffer y Ulrich, 1960, en Bornemisza y Fassbender, 1987).

La materia orgánica es una categoría muy amplia que incluye tanto a los materiales muy poco alterados como aquellos otros que sí han experimentado profundos cambios. La parte más estable de la materia orgánica del suelo se denomina humus (Coleman *et al.*, 1989).

El humus también se define como el conjunto de aquellos componentes difícilmente mineralizables que se acumulan en el suelo (McLaren y Peterson, 1967, en Bornemisza y Fassbender, 1987; Coleman *et al.*, 1989). Se puede considerar que hay tres fuentes principales de materia orgánica en el suelo:

- a) Insoluble
- b) Soluble
- c) Microbiana

A continuación, se describen brevemente.

a) Materia orgánica insoluble

El carbono insoluble incluye aquellas sustancias que requieren de un desdoblamiento enzimático antes de que produzcan metabolitos utilizables. Entre ellos se encuentran la celulosa y lignina de las paredes celulares de los vegetales, la quitina de los exoesqueletos de artrópodos y las paredes de algunos hongos; sustancias que al ser transformadas y resintetizadas adquieren una estructura insoluble en agua. La turba por ejemplo, puede almacenarse bajo condiciones de acidez o aeración deficiente y consta de una gran cantidad de carbono insoluble, la cual en su mayor parte es 5-30% de lignina, 15-60% de celulosa y 10-30% de hemicelulosa (Stevenson, 1982; Paul y Clark, 1991).

El humus es parte de este material insoluble. Es un material polimérico amorfo que se origina por la descomposición de la materia orgánica, carbohidratos, proteínas y, en especial, la lignina. Se compone principalmente de polímeros aromáticos (fenoles y quinonas) con muchos otros compuestos, ya sea unidos por enlaces covalentes o por puentes de hidrógeno dentro de su estructura. Por definición, el humus es muy difícil de degradar y sus tiempos de permanencia son muy largos; se ha estimado de 250 a 1500 años para varias fracciones de humus en diferentes condiciones en suelos templados (Grant y Long, 1989; Paul y Clark, 1991; Coleman *et al.*, 1989).

b) Materia orgánica soluble

El carbono soluble, aproximadamente un 10% de peso seco, es aquel que se encuentra en una forma inmediatamente disponible para los organismos y son, asimismo, liberados por organismos vivos, como las raíces de las plantas (exudados de raíz) o son producto de la descomposición de los productores primarios, consumidores y los mismos microorganismos degradadores (Bonneau y Souchier, 1987; Paul y Clark, 1991).

Entre ellos se encuentran monosacáridos, aminoácidos, proteínas, etc. y en esta fracción se pueden encontrar algunos otros compuestos solubles inorgánicos como nutrimentos; los macronutrimentos, calcio, magnesio, potasio, nitrógeno, fósforo y azufre, que son requeridos por las plantas en gran proporción, también se encuentran aquí; así como micronutrimentos como hierro, manganeso, boro, cobre, zinc, molibdeno y cloro, que son requeridos en pequeñas cantidades (Bidwell, 1979).

c) Materia orgánica microbiana

La fuente microbiana o fuente viva representa hasta el 1% de la materia orgánica total del suelo y es, en sí, pequeña. Existe una gran diversidad de microorganismos que componen esta fase, desde los virus y bacterias hasta algunos micrometazoarios. Las variaciones poblacionales de estos organismos en el suelo varían en relación a los factores físicos, estacionales y ambientales. Cabe mencionar que los periodos generacionales de la mayoría de estos microorganismos son muy cortos; por lo tanto, las variaciones poblacionales son diferentes hasta en horas. Pero a estas fluctuaciones se sobreponen cambios progresivos en las comunidades llamadas sucesiones. Por ello, los microorganismos siempre están presentes (Paul y Clark, 1991).

2.3.1 Importancia de la materia orgánica en el suelo

La importancia de agregar materia orgánica al suelo para mejorar su productividad fue detectada hace milenios por los agricultores; de modo que es una práctica muy antigua. La fracción orgánica en el suelo tiene un papel muy importante en la regulación de los procesos químicos, físicos y en todas las actividades biológicas del suelo, incluyendo la microflora, microfauna y los sistemas de plantas vasculares.

Entre los procesos químicos de importancia, según Bornemisza y Fassbender (1987), se pueden mencionar:

- El suministro de elementos nutritivos por la mineralización, en particular, la liberación de nitrógeno, fósforo, azufre y micronutrimentos disponibles para las plantas.
- La estabilización de la acidez del suelo por su poder amortiguador.
- La capacidad de cambio catiónico de los suelos, varía según el suelo. En suelos con baja capacidad de intercambio, por ejemplo "Ultisoles", puede promover hasta más de un 95%. La materia orgánica tiene una capacidad de intercambio alta, variando entre 100 y 400 cmol (+) kg⁻¹; en suelos tropicales son comunes los valores menores (Yuan *et al.*, 1967, en Bornemisza y Fassbender, 1987; Bonneau y Souchier, 1987).

- La materia orgánica del suelo es la fuente primaria de nitrógeno y es una importante fuente del propio nitrógeno y de fosfatos, sulfatos y algunos micronutrientes (Hassett y Banwart, 1992)
- La volatilización de azufre y nitrógeno de los suelos. sobre todo en procesos donde la materia orgánica se descompone muy fácilmente.
- Los fenómenos de adsorción, entre los cuales es de particular importancia la inactivación de plaguicidas.

La materia orgánica también afecta algunas propiedades físicas muy importantes, entre ellas cabe mencionar su acción sobre:

- ◆ La estructura del suelo ya que favorece la formación de agregados individuales; reduce la agregación global del suelo y disminuye la plasticidad.
- ◆ En el uso más eficiente del agua, sobre todo en suelos de textura gruesa. Se sabe que la materia orgánica:
 - mejora la infiltración del agua en el suelo
 - reduce la pérdida de agua por evaporación del suelo
 - mejora el drenaje del suelo de textura fina y contribuye a una mejor distribución del agua en el perfil del suelo
 - estimula el desarrollo de un sistema de raíces más profundo, las que permiten el uso de agua en una capa de suelo también más profunda
 - al oscurecer el suelo en los climas templados, fomenta su calentamiento y, por ende, promueve una mayor germinación y un aprovechamiento más fácil del agua
 - al mejorar el drenaje y la estructura, intensifica la aireación en los suelos y, por tanto, ayuda a un mejor crecimiento y funcionamiento más eficaz de las raíces que aprovechan mejor el agua
 - y a través de los coloides orgánicos ayuda a retener el agua en los suelos arenosos, aunque su influencia es menos pronunciada en otros suelos (Bonneau y Souchier, 1987).
- ◆ El color del suelo tiene importancia para el valor térmico, que favorece o dificulta la absorción de la energía solar. En suelos oscuros hay mayor absorción de ondas infrarrojas y por lo tanto, mayor temperatura que, al final, resulta favorable. Por el contrario, los colores claros reflejan la mayor parte de la luz solar.

En relación a los factores biológicos, cabe mencionar que la materia orgánica:

- favorece la proliferación de microorganismos encargados de la transformación de la materia orgánica
- son los encargados de mineralizar y humificar esa materia orgánica
- son importantes en la estructura del suelo y algunas propiedades físicas y químicas del mismo
- favorecen la disponibilidad de macro y micronutrientes para las plantas y para ellos mismos.

2.3.2 Mecanismos de transformación de la materia orgánica en el suelo

Los principales mecanismos que influyen en la transformación de la materia orgánica en el suelo son factores físicos, químicos y biológicos.

- a) Los factores físicos, son aquellos que están estrechamente relacionados con el medio: clima, vegetación, topografía, material parental y tiempo (Hassett y Banwart, 1992). Todos ellos influyen directa e indirectamente en el tipo de material y proporción depositado en el suelo para su reintegración.
- b) Los factores químicos resultan de las interacciones moleculares entre productos orgánicos e inorgánicos, como son sorción (fuerzas de Van Der Waals, electrostáticas, enlaces covalentes e iónicos, puentes de hidrógeno, interacciones dipolo-dipolo, intercambio de iones etc. Los diversos procesos químicos que se presentan en el suelo, además de intervenir en la retención de los compuestos orgánicos, influyen en la transformación de los mismos, por ejemplo, fotooxidación por luz solar, oxidación por pH y minerales, polimerización, etc (Lee *et al.*, 1989).
- c) Los factores biológicos incluyen a todos los organismos del suelo; raíces de las plantas superiores, hongos, topos, tejones, cangrejos, lombrices, protozoarios, bacterias, actinomicetes, y otros numerosos organismos (Tabla 1). Dentro de la transformación de la materia, los microorganismos juegan el papel principal a través de su metabolismo rico en reacciones químicas catalizadas por enzimas. El metabolismo de los organismos en general desempeña cuatro funciones específicas: (1) obtener energía química a partir de la degradación de los elementos ricos en energía o de los procedentes de la captura de la energía solar, (2) convertir las moléculas nutritivas en precursores estructurales de las macromoléculas de los organismos, (3) reunir monómeros estructurales a fin de sintetizar proteínas, ácidos nucleicos, lípidos, polisacáridos y otros componentes celulares y (4) formar y degradar las biomoléculas que se necesitan en la función especializada de las células de los organismos.

Tabla 1. Poblaciones aproximadas de organismos por gramo de suelo (Paul y Clark, 1991)

Reino	Ejemplo	Número de organismos/g
monera	bacterias	10^8
monera	actinomicetes	10^7
Fungi	hongos	10^5
Plantae	algas	10^4
Protista	protozoarios	10^4
Animalia	nemátodos	10
Animalia	lombrices	0.001

El suelo contiene numerosos ejemplos de cada reino, la mayoría de las especies están clasificadas y probablemente muchas especies también son desconocidas

Los microorganismos pueden dividirse en dos grandes grupos de acuerdo con la forma química del carbono que toman del entorno, son heterótrofos cuando usan compuestos orgánicos como fuente de carbono, pero la fuente de energía puede variar dependiendo de la especie, algunos heterótrofos usan luz como fuente de energía y son llamados fotoheterótrofos; otros usan compuestos de carbono y se llaman quimioheterótrofos. La mayoría de los quimioheterótrofos pueden usar los mismos compuestos orgánicos, como la glucosa, tanto como fuente de carbono como fuente de energía. La tabla 2 presenta la clasificación nutricional de varios organismos (Lehninger *et al.*, 1993).

Las bacterias obedecen a otra clasificación de acuerdo a la utilidad del oxígeno en su metabolismo, pueden ser aerobias aquella que utilizan O_2 como último aceptor de electrones en su metabolismo y producen CO_2 como producto de desecho o anaerobias, aquellas que utilizan NO^3^- , Fe^{3+} y una variedad de productos químicos como aceptores de electrones y producen una diferentes productos de desecho, tales como metano, ácido sulfhídrico, grupos etilo o alcohol etílico, etc.

También pueden clasificarse de acuerdo a la relación que establecen con otros individuos de diferente especie tales como: parásitos, simbioses, o de vida libre. Las especies parásitas son organismos que viven en asociación con otras especies pero viven a expensas de estas. Las especies simbioses viven en una asociación benéfica de tipo mutualista con otras especies y las especies de vida libre son independientes de asociaciones.

Tabla 2 Clasificación nutricional de los microorganismos basada en la fuente de carbono y energía (Lehninger *et al.*, 1993)

TIPO NUTRIMENTAL	FUENTE DE CARBONO	FUENTE DE ENERGÍA	EJEMPLOS
Quimioautótrofos*	dióxido de carbono	química	bacterias hidrogenofílicas bacterias sulfurosas. nitrificantes y de hierro
Quimioheterótrofos	compuestos orgánicos	química	la mayoría de las bacterias, hongos, protozoarios y el hombre
Fotoautótrofos	dióxido de carbono	luz	plantas verdes, la mayoría de las algas, cianobacterias
fotoheterótrofos	compuestos orgánicos	luz	algunas cianobacterias, algunas algas

* También llamadas quimiolitotróficas. Todos los quimioautótrofos son quimiolitotróficos pero no todos los litotróficos son autotróficos, algunos pueden usar carbono orgánico

2.3.2.1 Procesos de mineralización y humificación

Los nutrimentos como carbohidratos, proteínas, ácidos nucleicos y grasas, se encuentran en vegetales como constituyentes estructurales básicos o son sintetizados a partir de sus monómeros estructurales. De igual manera ocurre con los organismos del suelo. Los hidratos de carbono por ejemplo, son una de las cuatro clases de macromoléculas; como aldehídos o cetonas con múltiples grupos hidroxilo. Constituyen la mayor parte de la materia orgánica de la tierra a causa de sus variadas funciones en los organismos. En primer lugar sirven como almacén de energía, combustibles e intermediarios metabólicos. Es conveniente mencionar que cada uno de ellos son polímeros conformados por unidades básicas, las proteínas están conformadas por aminoácidos, los ácidos nucleicos por nucleótidos etc., (Lehninger *et al.*, 1993). Por lo tanto, la composición bioquímica de los restos vegetales varía dentro de grandes límites. Dentro de los compuestos orgánicos de los restos vegetales y animales se pueden diferenciar los grupos de: carbohidratos, proteínas, ácidos nucleicos; grasas, ceras, resinas; lignina y otros compuestos (Bornemisza y Fassbender, 1987).

Las transformaciones más importantes en los procesos de mineralización y humificación son de naturaleza bioquímica, como ejemplo de la mineralización, el proceso de amonificación donde las macromoléculas como las proteínas y los ácidos nucleicos se depolimerizan por acción de las proteasas a peptonas y polipéptidos. Posteriormente, con el tiempo, se descomponen en aminoácidos.

Entre las bacterias aerobias que participa en la primera fase de la amonificación se encuentran: *Bacillus subtilis*, *B. cereus*, *B. mesentericus*, *B. megaterium*, *Pseudomonas sp.*; *Clostridium putrificum*, *C. sporogenes*, *C. tetani*. Entre los hongos se encuentran *Cephalothecium roseum*, *Tricoderma kőningi*, *Aspergillus sp.*, *Penicillium sp.*

Los aminoácidos resultantes pueden ser:

- 1) metabolizados por los microorganismos (inmovilización)
- 2) adsorbidos por arcillas, formando complejos organominerales
- 3) incorporados a la fracción del humus
- 4) utilizados por las plantas y/o
- 5) mineralizados hasta transformarse en amonio.

En el último proceso participan, nuevamente, una serie de microorganismos como: *Bacillus sp.*, *Pseudomonas sp.*, *Clostridium sp.*, *Escherichia sp.*, *Streptococcus sp.* La amonificación de los aminoácidos se produce bioquímicamente a través de procesos de desaminación y descarboxilación. A través de la desaminación en condiciones oxidativas y reductivas: Por desaminación se dan, además del NH_4^+ , ácidos grasos como el acético, láctico, butírico, pirúvico y compuestos aromáticos como indol, fenol, cresol y sus derivados.

Por descarboxilación resultan aminas metiladas como la putrescina y la cadaverina:

De los compuestos de amonificación también resultan compuestos simples como CO_2 , H_2 , CH_4 , H_2S , de acuerdo a la clase de aminoácido que se han mineralizado. El NH_4^+ resultante de la amonificación puede ser:

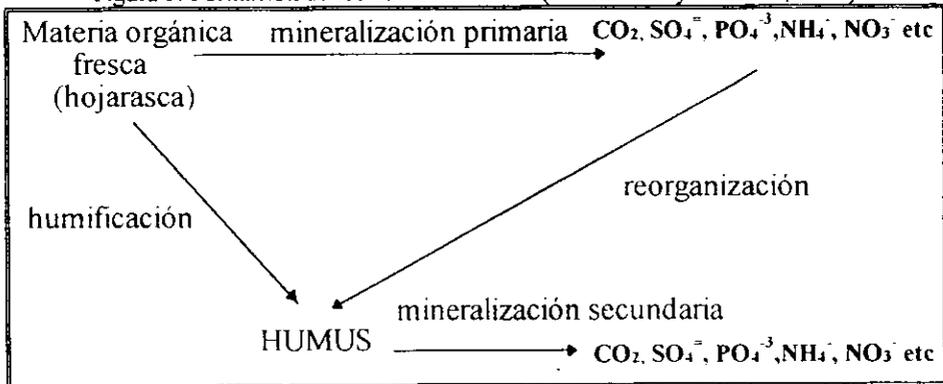
- 1) absorbido por las plantas
- 2) adsorbido por minerales arcillosos o por la materia orgánica
- 3) fijado por minerales no expandibles en una proporción 2:1, Illita, Vermiculita
- 4) inmovilizado por microorganismos
- 5) lixiviado través del suelo y/o
- 6) oxidado hasta el nivel de nitratos (nitrificación).

En general, se distinguen la mineralización primaria, que afecta a la materia orgánica fresca que todavía no está incorporada totalmente al suelo mineral (hojarasca) de la mineralización secundaria a partir de los compuestos húmicos (Figura 5) que en general es más lenta debido a los enlaces que contrae con los minerales (Duchaufour y Souchier, 1984).

El proceso de humificación involucra un proceso de polimerización de compuestos ricos en contenidos fenólicos, provocados por el ataque microbiano a residuos de plantas y animales que van a dar como resultado un fracción de materia orgánica más estable en diferentes grados de descomposición, llamada humus (Hassett y Banwart, 1992).

El humus esta conformado de dos grandes clases de sustancias; la primer clase se denominan sustancias no húmicas producto de la mineralización tales como: aminoácidos, lípidos y azúcares. La segunda se denominan sustancias húmicas, las cuales son una serie de compuestos amorfos de alto peso molecular de color pardo a negro y que fueron formadas por síntesis secundaria asociada con el proceso de descomposición.

Figura 5. Formación de los humus naturales (Duchaufour y Souchier, 1984)



Las sustancias húmicas pueden ser separadas en algunos compuestos basándose en los métodos usados para extraerlas del suelo (Campbell, 1987; Coleman *et al.*, 1989; McCarthy *et al.*, 1990; Paul y Clark, 1991).

Los ácidos húmicos son un material amorfo, de color oscuro que puede ser extraído por una variedad de reactivos tales como bases fuertes, sales neutras, quelatos orgánicos o solventes orgánicos y son insolubles en ácidos diluidos. Esto implica que el contenido de ácidos húmicos contienen principalmente grupos funcionales de carácter ácido, como grupos fenólicos o carboxílicos.

Ácidos fúlvicos material orgánico de color rojo que es extraído con el ácido húmico pero como residuo en solución y se precipita con ácido diluido, esto implica que los ácidos fúlvicos contienen grupos funcionales básicos.

Huminas son fracciones insolubles en bases fuertes.

Los ácidos húmicos están compuestos de moléculas con pesos moleculares comprendidos entre 20,000 y 1.360,000 D, mientras que los ácidos fúlvicos, están compuestos de moléculas con pesos moleculares comprendidos entre 275 a 2,110 D. La composición elemental de de estas sustancias se presenta en la tabla 3 (Hassett y Banwart, 1992).

Tanto los ácidos húmicos como fúlvicos contienen una gran cantidad de grupos funcionales: carboxilos, fenólicos, enólicos, hidroxiquinonas, lactonas, éteres, alcoholes grupos hidroxilo que han sido identificados en diferentes ácidos húmicos y fúlvicos. En general, los ácidos fúlvicos son considerados productos de descomposición de residuos de plantas superiores y residuos microbianos, mientras que los ácidos húmicos son considerados productos de polimerización o condensación de ácidos fúlvicos y otros productos de descomposición.

Tabla 3 Composición elemental de ácidos húmicos y fúlvicos (Stevenson, 1982; *Porta *et al.*, 1993)

Elementos	Ácidos húmicos	Ácidos fúlvicos
%C	50-60	40-50
%O	30-35	44-50
%H	4-6	4-6
%N	2-6	<2-6
%S	0-2	0-2
*GRUPOS FUNCIONALES (meq/g)		
*acidez total	6.7	10.3
*carboxílico (COOH)	3.6	8.2
*fenólico (OH)	3.9	3.0
*alcohólico (OH)	2.6	6.1
*quinónico (C=O) y cetónico (C=O)	2.9	2.7
*metoxílico	0.6	0.8
*E _v /E _o	4.8	9.6

Los ácidos fúlvicos y húmicos son considerados coloides hidrofílicos. Tienen, por lo tanto, una alta afinidad por el agua y están solvatados en soluciones acuosas. Estos coloides están

cargados eléctricamente con cargas usualmente negativas que permite la disociación de grupos funcionales carboxílicos y fenólicos. Las cargas negativas son neutralizadas por Ca^{2+} y Mg^{2+} . Estos cationes son generalmente considerados como una parte del reservorio de cationes intercambiables en el suelo (Hassett y Banwart, 1992). A medida que avanza la descomposición de la materia orgánica, las fracciones aromáticas, de ácidos fúlvicos y húmicos se hacen predominantes. La proporción de ellos en el suelo esta en función de los factores formadores del suelo: clima, vegetación, topografía, material parental y tiempo (Hassett y Banwart, 1992).

La fracción de los ácidos húmicos al ser sometidos a análisis por espectroscopia de resonancia magnética nuclear (NMR), lejos de ser homogéneo en su composición, varía con las distintas clases de terreno y con las diferentes localizaciones dentro del mismo suelo.

Se ha especulado en cuanto a su origen, pero existen muchos factores que inducen a considerar que la mayoría del material deriva de la lignina, uno de los polímeros estructurales más importantes de las plantas superiores. Hay una similitud sorprendente entre los productos de la hidrólisis de la lignina y los del humus y, por regla general, la distribución de los residuos originados de éste es consistente con la estructura de la lignina en la cubierta vegetal.

Tras la hidrólisis de las sustancias del humus se han aislado muchos residuos fenólicos basados en el grupo fenilpropano de la lignina, pero también se han identificado grupos fenólicos y aromáticos adicionales no presentes en este polímero y es posible que otros compuestos de las plantas, tales como los flavonoides, sean la fuente de algunos de los productos singulares obtenidos (Figura 7). Hay ahora suficientes fundamentos para inferir que la síntesis microbiana es responsable de la formación del humus (Grant y Long, 1989; Coleman *et al.*, 1989)

Muchos microorganismos del suelo producen polímeros pardos que recuerdan al humus en el análisis de los grupos terminales y por NMR. Algunas bacterias y actinomicetos, tales como *Azotobacter spp.*, *Streptomyces spp.*, y ciertos hongos como *Aspergillus spp.*, *Epicoccum spp.*, y *Stachybotrys spp.*, producen en cultivo puro una variedad de polímeros oscuros y resistentes.

Asimismo, los minerales de la arcilla facilitan de forma marcada la polimerización química de los compuestos fenólicos producidos en los cultivos microbianos, en los que también pueden ser sintetizados fácilmente los copolímeros de los fenoles de origen microbiano y de los productos de la hidrólisis del humus. Esto sugiere que el humus es casi con toda certeza el fruto de una colaboración entre los microorganismos que hidrolizan y modifican las ligninas y los que sintetizan polímeros fenólicos (Grant y Long, 1989)

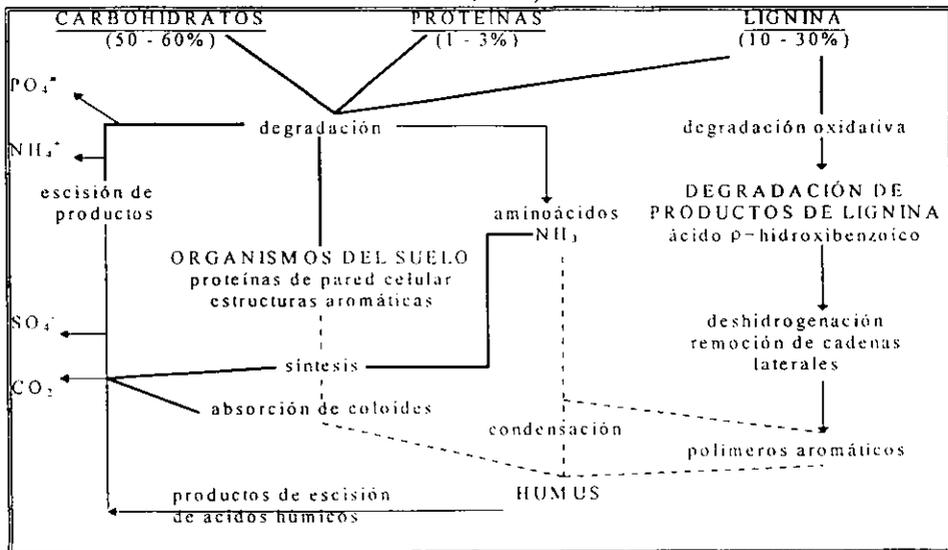
El producto resultante se sospecha sea reactivo químicamente, al menos en las primeras etapas y forme complejos con una variedad de compuestos orgánicos e inorgánicos del suelo, para producir la macromolécula estable final. Se ha estimado la persistencia del humus en los suelos y ha sido sujeto de considerables discusiones. Las estimaciones de vida media de varias sustancias del humus oscilan entre 5-2000 años, dependiendo del tipo de suelo. En parte, la estabilidad puede ser reflejo de la topografía del microhábitat. No obstante, la indudable recalcitrancia de la lignina, uno de los materiales iniciales, debe también jugar un papel importante. A la vista del tamaño y complejidad de la molécula, no es difícil imaginar que serían

necesarios muchos pasos enzimáticos antes de que se obtuviera un crecimiento y sustratos energéticos adecuados. La modificación microbiana del polímero en desarrollo puede también bloquear los centros potenciales de hidrólisis. Los microorganismos degradantes del humus, que suelen actuar también sobre la lignina, requieren frecuentemente una fuente adicional de carbono y de energía (así como de potencial reductor) antes de que la descomposición del humus pueda tener lugar (Campbell, 1987; Coleman *et al*, 1989). También, ya que las propiedades de las enzimas varían marcadamente tras la sorción a una superficie, pudiera ser que las del suelo fueran importantes en las modificaciones que determinan permanencia (Coleman *et al*, 1989).

2.3.2.2 Factores que influyen en el proceso de mineralización y humificación

Bornemisza y Fassbender (1987) clasifican a estos factores como internos y externos. Los primeros están relacionados con los restos animales y vegetales que se mineralizan y humifican; los segundos se vinculan con características del medio en el cual ocurren estos procesos. Para Hassett y Banwart (1992), los factores externos están en función de los factores formadores del suelo, los cuales se mencionan en el siguiente orden: clima>vegetación>topografía, material parental>tiempo. La materia orgánica está generalmente considerada en estado de equilibrio con el medio. Esto significa que el nuevo humus que es producido en la misma tasa en la que el anterior se descompone. La microflora y la microfauna son los factores edáficos más importantes de acuerdo a su composición y cantidad. Otros factores como el pH, granulometría, riqueza y disponibilidad de nutrimentos, régimen hídrico y condiciones de aeración, inducen la flora y la fauna e influyen indirectamente sobre la mineralización.

Figura 6. Degradación de residuos vegetales y formación de materia orgánica en el suelo (Paul y Clark, 1991)



OBJETIVOS

Tomando en cuenta lo anteriormente expresado, se plantearon los siguientes objetivos del presente estudio:

Objetivo general

Estudio de la transformación de la materia orgánica biodegradable de la vinaza cruda y tratada en los suelos acrisol y vertisol, del municipio Miguel Alemán en el estado de Veracruz, México.

Objetivos particulares

- Cuantificar los procesos de transformación de la materia orgánica soluble de la vinaza cruda y tratada, a corto plazo adicionada a suelos de las unidades acrisol y vertisol usando carbono orgánico total como variable
- Evaluar el porcentaje del carbono hidrosoluble, mineralizado y como humificado en los suelos y vinazas
- Inferir los efectos de las vinazas en las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo en los terrenos de cultivo.

Para alcanzar estos objetivos, se presentan en los siguientes capítulos, la metodología y los resultados obtenidos así como las conclusiones derivadas de ellos.

III METODOLOGÍA

3.1 Diseño experimental

La metodología se dividió en tres etapas, la primera fue el análisis de la vinaza cruda (VC) y vinaza tratada tanto anaerobia como anaerobia-aerobiamente. La vinaza cruda fue analizada con más detalle, puesto que es la que podría causar mayores daños al suelo y directamente a los cultivos. La vinaza cruda fue proporcionada por un ingenio azucarero. Esta vinaza tiene la particularidad de provenir de melazas de caña de azúcar aciduladas con ácido clorhídrico. Esta agua residual fue tratada con equipo de laboratorio, de donde se tomó la vinaza tratada.

Se trabajó con un reactor anaerobio de lecho de lodos de flujo ascendente, construido con un tubo de acrílico de 10.1 cm de diámetro interno y 2 mm de espesor, 1.24 m de altura y un volumen útil aproximado de 10 L, encaquetado con un tubo de acrílico de 20 cm de diámetro para mantener la temperatura del reactor de 37°C. El extremo superior se cerro mediante un tapón de hule con un embudo recolector del efluente, acoplado a una burbuja de vidrio que tuvo como función la separación de la fase sólida-gas-liquida (ver figura 3, en el capítulo 2).

La producción de gas se cuantificó por medio de un medidor electrónico, este reactor se encuentra conectado en serie con un reactor biológico rotatorio (RBR) de 7.5 L de capacidad. Este último sistema está formado por una serie de 4 cámaras intercomunicadas entre sí por la parte superior. Cada cámara contiene un conjunto de discos de polietileno, de 30 cm de diámetro, 0.3 cm de espesor y un área superficial total por etapa de 0.2827 m², ensamblados a un eje (ver figura 4, en el capítulo 2).

La alimentación se llevó a cabo con un bomba peristáltica, con un flujo de 2.5 mL/min. La solución alimentada fue vinaza de alcohol de caña diluida al 10, 20 y 50%. La dilución se preparó diariamente con agua de la llave y durante la etapa de arranque se adicionó NaHCO₃ en una proporción que permitiera mantener al interior del primer reactor valores de pH cercanos a la neutralidad (6.5-7.5), el tiempo de retención del primer reactor fue de 3.5 y del segundo de 2.5 días (Bernal-González *et al.*, 1995).

De tal manera que la vinaza cruda (VC) es la que sale directamente de las torres de destilación y que no han recibido ningún tratamiento, mientras que la tratada que procede del reactor anaerobio, arriba descrito, se denomina vinaza anaerobia (VA) y la procedente del reactor de biodiscos, también arriba descrito, se denomina vinaza anaerobia-aerobia (VAA).

En la segunda etapa se realizaron análisis semanales de ambos suelos para evaluar el efecto de la adición de las tres clases de vinaza. Se colocaron macetas con aproximadamente 300g de suelo tamizado a 2mm de poro y previamente seco al aire, los cuales fueron regados con vinaza (cruda y tratada anaerobia y anaerobia-aerobiamente) en la primera semana de tratamiento y solo una vez, las macetas control fueron regados con agua corriente. A partir de la segunda semana se

adicionaron 50 mL de agua para mantener la humedad en las macetas. La cantidad de vinaza adicionada al suelo fue en una proporción de 3:1 p/v, 60% de la capacidad de campo (100 mL).

Se diseñaron cuatro variables por suelo, control (sin vinaza, S), vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA). Cada semana se retiraban cuatro macetas por tratamiento, las cuales se encontraban en invernadero a 25°C. El número total de macetas retiradas por semana fueron 32, 16 macetas del acrisol y 16 macetas del vertisol, para los correspondientes análisis químicos descritos en el inciso 3.7. La última etapa consistió en la evaluación de la toxicidad del agua residual mediante la germinación de semillas de maíz y frijol embebidas en el agua residual y germinadas en acrisol y vertisol regados con las tres clases de vinazas. La cantidad de vinaza adicionada al suelo fue en una proporción de 3:1 p/v, 60% de la capacidad de campo (100 mL) (Figura 7).

3.2 Caracterización de la vinaza cruda

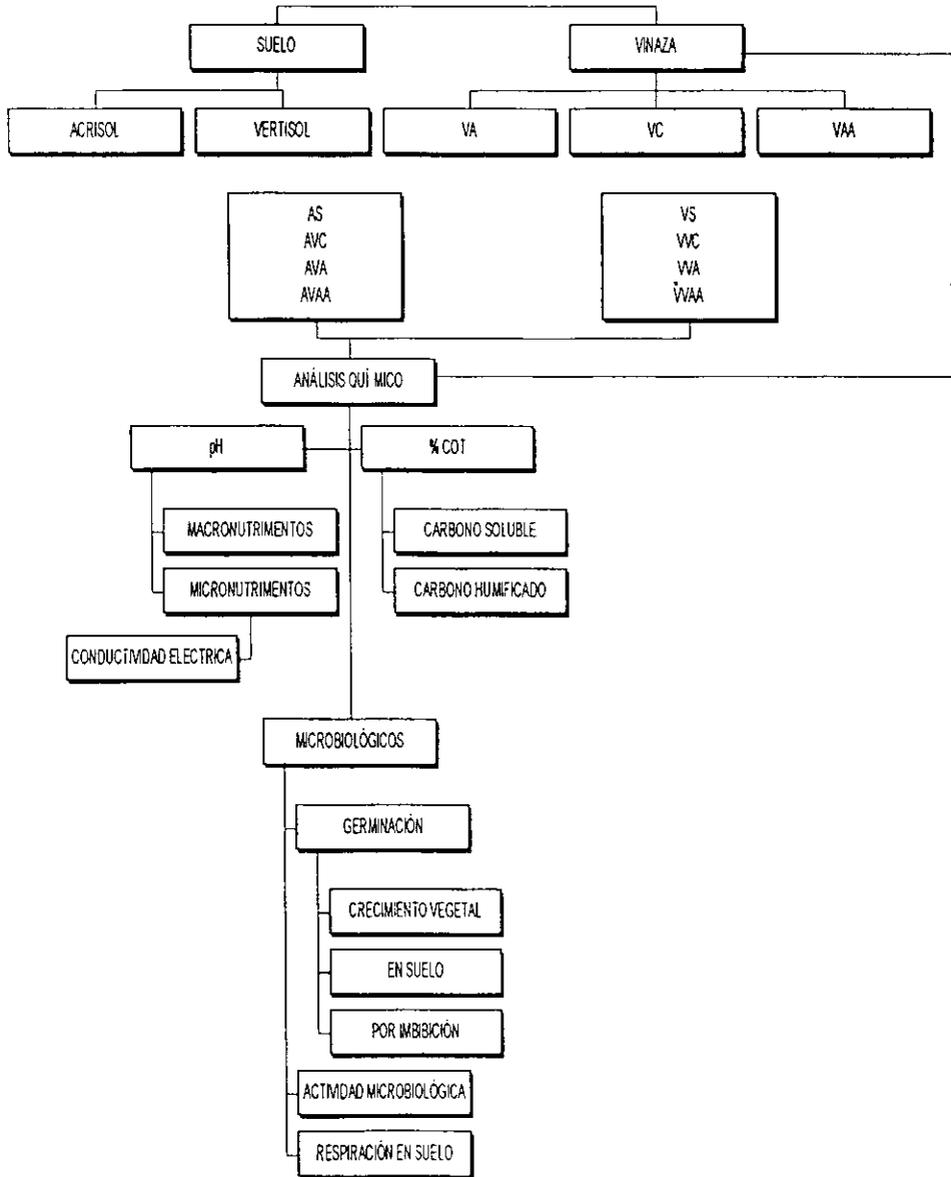
En la caracterización de la vinaza cruda se hicieron los siguientes análisis: pH, conductividad eléctrica (CE), DQOs (demanda química de oxígeno soluble), carbono orgánico total (COT), sólidos sedimentables, material flotante, sólidos en sus diferentes modalidades, cloruros, nitrógeno total, nitrógeno amoniacal, fósforo y Zn, Cu, Mn, Ca, Na, K, totales (Jackson, 1970; APHA, 1990). La segunda etapa corresponde al análisis semanal de los tratamientos (suelo-vinaza). Los análisis efectuados fueron: Conductividad eléctrica (CE), pH, carbono orgánico total (COT), carbono orgánico humificado (ácidos húmicos AH; ácidos fúlvicos AF) e hidrosoluble: en agua y en pirofosfato de sodio, cationes (Ca, Mg, Na, K) y micronutrientes (Cu, Zn, Mn, Fe, fósforo, y nitratos); además, se realizó la medición de la respiración en los suelos (Jackson, 1970; Houba *et al.*, 1988, APHA, 1990).

3.3 Descripción de la zona de estudio

La zona de estudio se localiza entre los 18° 55' y 18° 48' de latitud norte y los 96° 52' y 96°41' longitud oeste. Pertenece al municipio Miguel Alemán que se encuentra a 20 km al noroeste de la ciudad de Córdoba en el estado de Veracruz. Esta zona se caracteriza por las grandes extensiones de cultivo de caña de azúcar, cuyo principal centro de acopio es el ingenio azucarero "El Potrero". El ingenio tiene una superficie de cultivo de 18,000 ha con un rendimiento de caña de 76 Ton/ha y con un tiempo de zafra promedio de 171 días por año. En el ingenio las aguas residuales producidas se mezclan entre sí y con aguas del río Atoyac y son utilizadas para riego en gran parte de los terrenos de cultivo. Existen extensas zonas que son básicamente de temporal de las cuales se tomaron los suelos para el estudio (Rivas, 1996).

Otras subzonas son regadas directamente con vinaza cruda. Frecuentemente, los agricultores prefieren regar sus campos de cultivo con esta agua residual a utilizar algún fertilizante. La proporción utilizada es de 30 a 36 mil litros por ha; de esta manera se aplican a los suelos sin ningún monitoreo en la dosificación (Chávez, 1995). Esta zona de cultivo de la caña de azúcar es una llanura aluvial rodeada por la sierra Atoyac que tiene una pendiente de 1.44% con orientación noroeste sudoeste.

Figura 7. Diagrama de la metodología
METODOLOGÍA



La llanura se puede dividir en tres subzonas, la noroeste más alta (600 msnm), la central (500 a 400 msnm) y la del sudeste (300 msnm), las cuales presentan claras diferencias en cuanto al clima y, por lo tanto, en el manejo agrícola por riego principalmente. Las zonas norte y central son las de mayor precipitación, debido a que la sierra Atoyac detiene los vientos y favorece la lluvia.

Las zonas central y sur reciben agua de riego y vinaza diluida. De acuerdo con la carta de efectos climáticos regionales de mayo a octubre y, considerando solamente las partes norte y central, se pueden diferenciar tres subzonas de diferente precipitación; la oeste con un intervalo de lámina de lluvia de 1700 a 2000 mm, que se presenta en un intervalo de tiempo de 60 a 69 días; la central con 1400 a 1700 mm, presentándose en un intervalo de 30 a 50 días y la este con una lámina de 900 a 1000 mm de 30 a 59 días (INEGI, 1984). El material geológico está constituido por sedimentos aluviales del cuaternario (INEGI, 1984).

De acuerdo a la fotointerpretación no se encuentran elementos geomórficos que puedan servir de referencia para diferenciar los suelos. La carta edafológica señala que únicamente se encuentra suelos de la unidad vertisol pero si se recorre la zona, a simple vista se observan diferencias en los colores del suelo (Figura 8).

Estudios realizados sobre los suelos de la zona, mediante un transecto altitudinal permitieron determinar la presencia de suelos de la unidad acrisol en la parte alta (localidad "Ojo de agua grande"), vertisol en la centro (localidad "Potrero viejo") y fluvisol en la sur (Rivas, 1996).

3.4 Suelo de la unidad acrisoles

La palabra acisol proviene del latín *acris* que significa alta acidez y de *sol* del francés suelo. Los acrisoles se caracterizan por una acumulación de arcilla de baja actividad (24 cmol (+) kg⁻¹) en los horizontes subsuperficiales, es decir, la cantidad de arcilla se incrementa con la profundidad. Presenta una saturación de base menor al 50%. Por definición contienen más de 1.5% de materia orgánica en una superficie de 15 cm. Estos suelos se localizan en el trópico subtropical y regiones templado-calientes. (Wilding *et al.*, 1983; FAO, 1989).

Valor agrícola

Muchos acrisoles de las regiones tropicales tienen vegetación de bosque tropical. Una gran parte de las raíces (80%) de la vegetación que puede vivir en estos suelos se encuentra en la superficie. El cultivo sobre estos suelos requiere de grandes cantidades de fertilizantes, carbonatos y como son suelos "pesados" la labranza se dificulta. Como cultivos perennes se pueden establecer plantíos de café, mangos, palmas y *Pinus caribaea*.

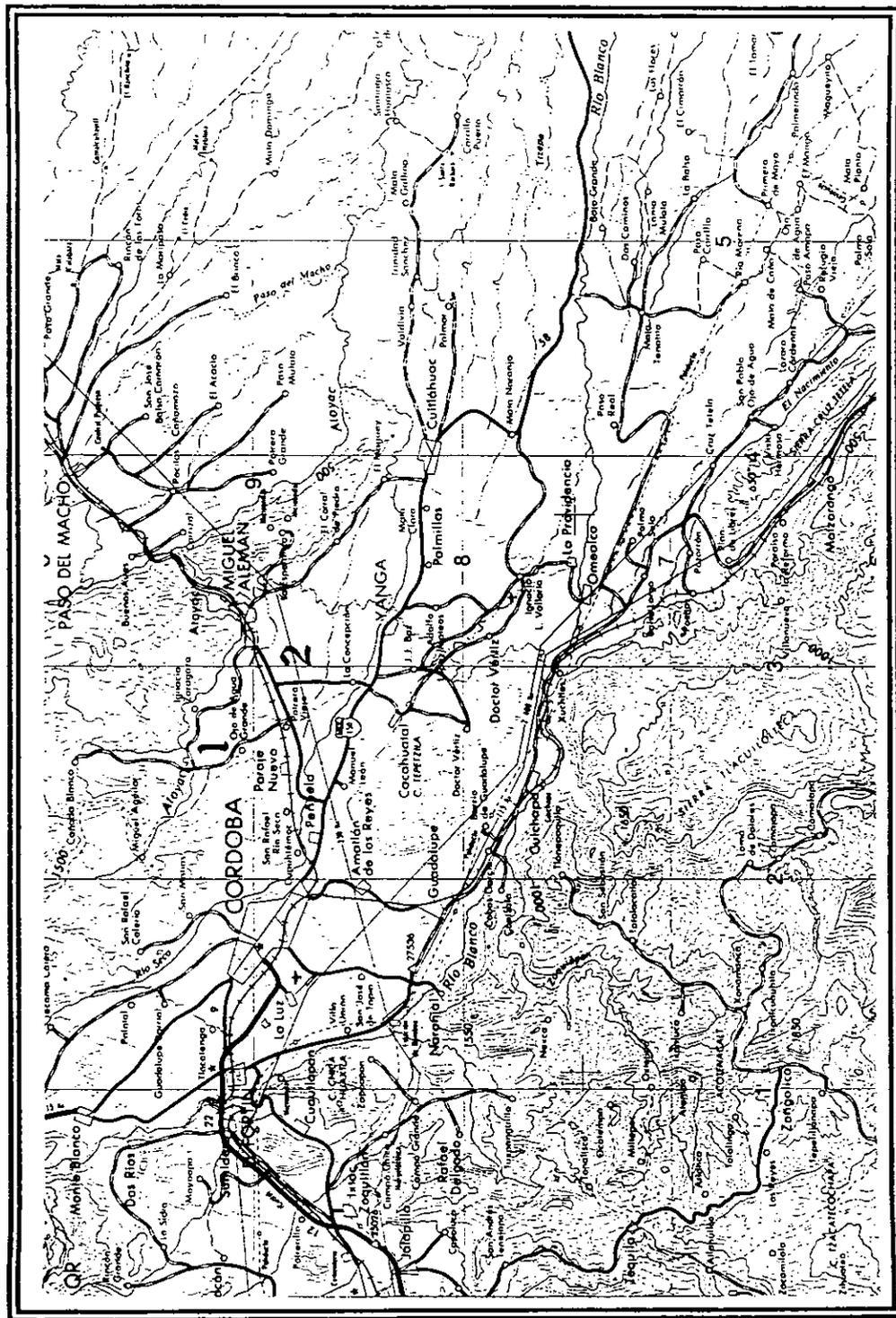


Figura 8. MAPA TOPOGRAFICO y zonas de muestreo (1-acrisol, 2-vertisol)
 Fuente: Carta topográfica. Hoja Orizaba E.14-6. Escala 1:250,000. I.N.E.G.I., 1a. edición, 1982.

3.5 Suelo de la unidad vertisoles

El vertisol es un suelos que conserva el 30% o más de arcilla en todos los horizontes. A una profundidad de 50 cm, desarrollan grietas en la época de secas con un grosor de un centímetro. Los cationes intercambiables dominantes son el Ca^{+2} o Ca^{+2} y Mg^{+2} , la montmorillonita es el mineral arcilloso dominante. Presenta en algunos casos propiedades de microrrelieve como montículos denominados *gilgai*. Las superficies de los agregados del suelo se presentan pulidas y brillosas por la constante fricción entre las mismas. Esta condición se conoce como facetas de fricción-presión o *slickensides*. La estructura es en forma de paralelepípedo (Wilding *et al.*, 1983; FAO, 1989)

Las características físicas debidas a la abundancia de arcillas expandibles interfieren en la dinámica de la humificación. Por las grietas de contracción estacionales, la materia orgánica (1 a 3%) emigra profundamente y se incorpora al plasma arcilloso, hasta la base de las grietas (Bonneau y Souchier, 1987).

Valor agrícola

Sus usos varían mucho dependiendo del clima. Son suelos naturalmente fértiles, aunque a veces requieren de fertilización nitrogenada y fosfórica. Su productividad depende en gran medida de la disponibilidad de implementos de labranza, fertilizantes y riego, ya que su labranza con medios tradicionales suele dificultarse, debido a la plasticidad y pegajosidad de este suelo.

Si estas condiciones se cumplen, son aptos para producir cultivos tales como el algodón, trigo, maíz, sorgo, arroz y caña de azúcar. Si no se cumplen, se pueden destinar al cultivo de pastizales, aunque las grietas pueden representar un peligro para el ganado. Nunca se deben dedicar a especies arbóreas, ya que se dificulta la penetración de raíces y el adecuado desarrollo.

3.6 Muestreo y acondicionamiento del suelo

Los suelos en estudio, acrisol y vertisol, se colectaron considerando un muestreo aleatorio de la capa arable, aproximadamente 30-50 cm de la superficie del suelo y de las zonas "Ojo de agua" y "Potrero viejo", zonas que por su ubicación no han sido regadas con vinaza (Figura 8). Fueron secados al aire, homogeneizados y tamizados, con tamiz de 2 mm de poro.

3.7 Descripción de metodologías

a) Determinación de pH

El pH se midió con un potenciómetro (ORION 720A) en líquido sobrenadante. Se pesaron 20 g de suelo secado al aire, se transfirieron a frascos de agitación y se adicionaron 50 mL de agua destilada, agitando mecánicamente durante dos horas, la proporción utilizada de suelo-

líquido fue de 1:2.5 (p/v) (Houba *et al.*, 1988). El pH de las vinazas se midió en alícuotas de 50 mL.

b) Determinación de la conductividad eléctrica (CE)

La conductividad eléctrica se midió con un conductímetro Corning en el líquido sobrenadante. Se pesaron 20 g de suelo secado al aire, transfiriéndolos a frascos de agitación y adicionando 50 mL de agua destilada. Se agitó mecánicamente durante dos horas; la proporción utilizada de suelo-líquido fue de 1:2.5 (p/v) (Houba *et al.*, 1988). La conductividad eléctrica de las vinazas se midió en alícuotas de 50 mL de las muestras.

c) Carbono orgánico total (COT)

Fue determinado por espectrofotometría por el método de Lichterfelder, via húmeda, con digestión de dicromato de potasio a 578 nm (APHA, 1990). Se utilizó una curva estándar preparada con glucosa 0.2 M. Se colocaron 0, 0.5, 1.0, 1.5, 2 mL de la solución patrón de carbono (glucosa 0.2 M) en matraces aforados de 50 mL y se adicionaron 5 mL de dicromato de potasio y 5 mL de ácido sulfúrico concentrado. Las soluciones contienen 0, 7.2, 14.4, 21.6 y 28.8 mg de carbono por litro. De las muestras en estudio se tomaron 0.5 g de suelo perfectamente molido y 3 mL de muestras líquidas, después se agregaron las cantidades de dicromato y ácido sulfúrico mencionados y se colocaron a 120°C en estufa durante 90 min. La digestión formó una reacción colorida que se midió a 578 nm de absorbancia en un espectrofotómetro GBC UV/VIS 911.

d) Carbono soluble en agua

Se midió en una solución de agua destilada 1:10 (p/v) suelo-agua destilada. Las muestras se agitaron mecánicamente durante 2 horas, el extracto fue centrifugado y el carbono (COT) fue determinado en el sobrenadante (García *et al.*, 1991a, b).

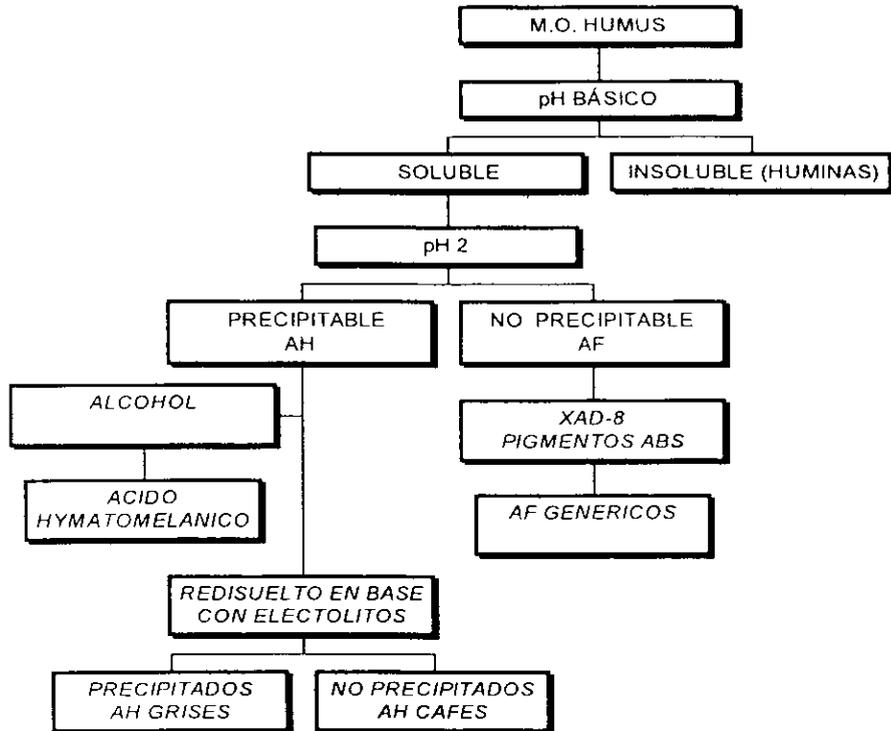
e) Carbono soluble en pirofosfato de sodio

Se midió en una solución de $\text{Na}_4\text{P}_2\text{O}_7$ 0.1 M 1:10 (p/v) suelo- $\text{Na}_4\text{P}_2\text{O}_7$ 0.1 M, se agitaron las muestras por 2 horas, el extracto fue centrifugado y el carbono (COT) fue determinado en el sobrenadante (García *et al.*, 1991a, b).

f) Carbono como ácidos húmicos, AH y carbono como ácidos fúlvicos, AF

Se pesaron 10 g de suelo y se adicionaron 100 mL $\text{Na}_4\text{P}_2\text{O}_7$ 0.1 M, la solución se dejó reposar 24 h. El extracto separó de residuos insolubles por centrifugación a 3,500 rpm por 10 minutos, se ajustó a pH de 2, con H_2SO_4 al 50% y, nuevamente, la solución se dejó reposar 24 h. La fracción de AH precipitados fue separado del sobrenadante AF por centrifugación y a ambos extractos se les cuantificó el COT (Thomann, 1963). En la figura 9 se presenta la extracción de ácidos húmicos, el procedimiento solamente incluyó los pasos indicados hasta antes de la letra cursiva.

Figura 9. Modelo de extracción de ácidos húmicos



g) Cationes intercambiables (Ca, Mg, Na, K)

Se determinaron por el método de extracción con disolución normal-neutral de acetato de amonio. Se pesan 5 g de suelo y se colocaron en frascos de extracción, se agregaron 25 mL de solución extractora de acetato de amonio, agitando durante 5 minutos a 180 oscilaciones por minuto y filtrando en papel Whatman No. 1. La determinación se hizo con un espectrofotómetro de absorción atómica (Perkin Elmer 2380) (Page y Keeney, 1982), adicionando al extracto y estándares una dilución de cloruro de lantano para eliminar interferencias en el análisis de Ca^{2+} y Mg^{2+} .

h) Micronutrientes extraíbles (Cu, Zn, Mn, Fe)

Se utilizó una solución extractora denominada Melich III o MIII por sus siglas. Se pesaron 2 g de suelo y se colocaron en frascos de extracción, agregando 20 mL de la solución extractora, se agitó durante 5 minutos a 180 oscilaciones por minuto y se filtró en papel Whatman No. 42; la

determinación se hizo con espectrofotómetro de absorción atómica Perkin Elmer 2380 (Page y Keeney, 1982).

i) Fósforo asimilable

Se midió por el método de Olsen y se llevó a cabo con un sistema automatizado Technicon (AutoAnalyzer II), calibrado a sensibilidad de 20 mg/L. (Page y Keeney, 1982).

j) Nitrógeno en forma de nitratos

Se llevó a cabo en una extracción con una disolución de KCl 2N y determinación colorimétrica por el método de reducción con sulfato de hidrazina utilizando un sistema automatizado (Technicon AutoAnalyzer II) (Page y Keeney, 1982).

k) Observaciones de la actividad microbiana de suelos de las unidades acrisol y vertisol regados con vinaza

De los lotes que fueron retirados semanalmente se tomaron muestras de suelo para observar al microscopio en una relación 1:2.5 (p/v) suelo-agua destilada, las poblaciones de bacterias, flagelados, ciliados y metazoarios. Las observaciones se hicieron con la ayuda de un microscopio óptico (Olimpus BH-2), con contraste de fases, cámara fotográfica y sistema de videograbación.

l) Respiración en suelos

Se prepararon 300 g de suelo secado al aire y tamizado con tamiz de 2 mm de malla, en recipientes de plástico con capacidad para un litro; el suelo se acondicionó una semana en cámara de ambiente controlado a 27°C y se adicionaron 100 mL de vinaza: vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA), vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y agua. Se montó un dispositivo interno con 20 mL de NaOH 1 N, el cual serviría para atrapar al CO₂ de la respiración de los organismos presentes en el suelo (Figura 10). El recipiente se mantenía cerrado durante las 24 horas, tiempo en el que se encontraba el dispositivo en el interior. Posteriormente, se tituló la solución alcalina con HCl 1 N para determinar la cantidad de base que no reaccionó con CO₂. Antes de iniciar el proceso de titulación, se añadieron 5 mL de BaCl₂ 1 N para precipitar el carbonato como BaCO₃ y se agregaron unas gotas de fenolftaleína como indicador. Para calcular la cantidad de CO₂ emitida por los microorganismos del suelo durante la exposición a la base, se utilizó la siguiente fórmula (Page y Keeney, 1982):

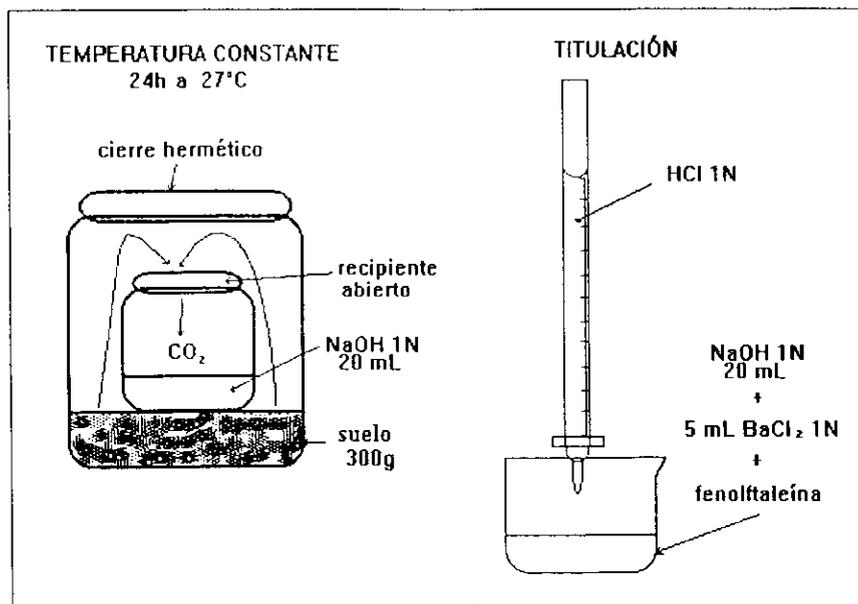
$$\text{mg de CO}_2 * 24\text{h} = (\text{B} - \text{V})\text{EN}$$

donde:

B = Volumen (mL.) de ácido necesario para titular el NaOH en el recipiente para los recipientes control

V = Volumen (mL) de ácido necesario para titular el NaOH en el recipiente expuesto a la atmósfera del suelo
 N = Normalidad del ácido
 E = Peso equivalente, para expresar los datos en términos de carbono $P_{eq} = 6.0$ en términos de CO_2 , $P_{eq} = 22$. Una vez que se han determinados los miligramos de CO_2 o de carbono, los datos son expresados como mg de CO_2/m^3 24h.

Figura 10. Presentación del análisis de respiración en suelos bajo condiciones de invernadero



m) Evaluación de la toxicidad en condiciones de invernadero en plántulas de maíz y frijol

En este ensayo se utilizaron semillas de maíz y frijol las cuales se desinfectaron con hipoclorito de sodio al 0.3%. El primer ensayo consistió en germinar semillas de maíz (*zea mays* L.) (de la variedad T100 proveniente de los campos experimentales del Colegio de Postgraduados de Montecillos, Edo. de México). para ambas unidades de suelo, se depositaron 3 semillas de maíz por cada lote, los cuales se regaron con vinaza en una proporción 3:1 (P/V), sin control de temperatura, se evaluó la longitud de la plantula al cabo de 14 y 26 días a partir de la siembra.

En el segundo ensayo se germinaron semillas de maíz y frijol (*Phaseolus vulgaris*). proporcionado por el laboratorio de Bioquímica Vegetal de la Facultad de Química de la UNAM), bajo control de temperatura 25°C y en oscuridad. Las semilla se embebieron en vinaza (cruda y tratada). Se dispusieron cuatro lotes con 18 semillas cada uno, un lote con vinaza cruda,

un lote con vinaza anaerobia, un lote con vinaza anaerobia aerobia y uno más con agua como control.

Para el método se utilizaron toallas de papel estraza, las cuales se humedecieron en agua de vinaza respectiva. Se colocaron 18 semillas equitativamente, la primer toalla que contenía las 18 semillas se cubrió con una segunda toalla también humedecida, se enrolla y se coloca una semana en obscuridad a 25°C durante una semana (Bernal-Lugo y Leopold, 1995). Al finalizar el tiempo se comparó la germinación de los lotes.

3.8 Análisis estadístico

Se realizó un análisis de varianza (ANOVA, por sus siglas en inglés), seguido por una prueba de Tuckey, usada para determinar el efecto de las vinazas en el suelo y comparaciones múltiples entre los tratamientos (Berenson y Levine, 1994). Se estimó con un intervalo de confianza del 95 %. Los análisis de regresión lineal y análisis de inferencia estadística se realizaron con una versión 5.0a de Microsoft Excel (Microsoft, 1994).

IV RESULTADOS Y DISCUSIÓN

A continuación se presentan los resultados de las características de la vinaza cruda y vinaza tratada, según lo indican los objetivos. En la tabla 4 se presentan algunas de las características más importantes de la vinaza cruda VC. Estas vinazas son desechadas al río Atoyac para el caso de este estudio y, en el caso de otros ingenios a ríos aledaños y de allí enviadas probablemente a terrenos de cultivo para su riego. Dentro de las características físicas enlistadas se pueden destacar valor de pH, conductividad eléctrica CE, materia orgánica (medida como demanda química de oxígeno total DQOt y porcentaje de carbono orgánico total COT) y temperatura. La temperatura de la vinaza es muy importante ya que sale de las torres de destilación a 80°C aproximadamente y es transportada a los terrenos de riego a donde es destinada y llega con temperaturas relativamente altas, lo que altera la microbiota de los suelos. Por otra parte al desecharse en los ríos provocan un desequilibrio en la biota normal de los mismos.

En el suelo los valores de pH ácidos favorecen la proliferación principalmente de hongos y algunas bacterias facultativas, organismos encargados de la primera transformación de la materia orgánica, hasta la proliferación de las siguientes generaciones de bacterias. La conductividad eléctrica, debido a la presencia de los iones Ca, Na, K, Mn, favorece el crecimiento de la planta de caña, el calcio actúa manteniendo la organización y permeabilidad de las células e influye indirectamente en muchos sistemas enzimáticos. Los síntomas de deficiencia de calcio en los primeros estadios de desarrollo en las hojas, son manchas cloróticas con el centro muerto, que después toman un color café rojizo oscuro. La intensidad del manchado aumenta con la edad de las hojas. El desarrollo se retarda, las plantas se debilitan y la corteza se ablanda, eventualmente el desarrollo se detiene completamente y la planta muere.

El potasio es requerido por la caña de azúcar en cantidades mayores que cualquier otro nutrimento. Sus demandas para este nutrimento pueden exceder de 897 kg K₂O/ha. Una cosecha de 247 ton de caña/ha absorbe en promedio 250 kg K₂O/ha. Las funciones del potasio son múltiples: Es necesario para la estructura de la célula, la asimilación del carbono, la fotosíntesis, la síntesis de proteínas, la formación de almidón, la translocación, de las proteínas y azúcares, la absorción del agua por las plantas, el desarrollo normal de las raíces y otros muchos procesos vitales (Hartt, 1929; 1934). Las vinazas como desecho agroindustrial varían en su composición, dependiendo del período de zafra, por ingenio y por el proceso industrial en general. Por lo tanto, las características que presenta la tabla 4, pueden variar considerablemente, en su composición.

En la tabla 5 se observan las características de la vinaza tratada en los reactores anaerobio y anaerobio. Generalmente, el reactor anaerobio o RALLFA se alimenta con vinaza cruda diluida a un porcentaje de DQO adecuado. Para mayor facilidad de su operación, en el proceso suelen modificarse el pH, la conductividad eléctrica, etc. La disminución de la carga orgánica, medida como DQO y porcentaje de COT reportadas disminuyen conforme avanza el tratamiento y en el proceso de un reactor a otro, fenómeno que está estrechamente relacionado con el aumento de la

CE debida a la mineralización de la materia orgánica biodegradable y el aumento relativo de las concentraciones de sustancias o elementos que no son asimilados por los organismos presentes en los reactores.

Tabla 4 Caracterización de vinazas crudas procedentes de las melazas fermentadas de la caña de azúcar (Bernal-González *et al.*, 1995)

Parámetro	Unidades	Promedio n=4
*Temperatura	°C	85
*pH	-	4.5
*Conductividad eléctrica	μSiemens/cm	**16,010
*DQOt	g/L	110.3
DQOs	g/L	117.9
*COT	%	**1.8
Cloruros	mg/L	4,094
Sulfatos	mg/L	1,618
*Fosfatos	mg/L	700
*Nitrógeno total	mg/L	1600
*Nitrógeno amoniacal	mg/L	150
*Zinc	mg/L	16.2
*Cobre	mg/L	61
*Manganeso	mg/L	3.4
*Calcio	g/L	2.5
*Sodio	g/L	4.4
*Potasio	g/L	10.3
S.T.T. (sólidos totales totales)	g/L	116.2
S.T.V. (sólidos totales volátiles)	g/L	89.2
S.T.F. (sólidos totales fijos)	g/L	27.0
S.S.T. (sólidos suspendidos totales)	g/L	10.7
S.S.V. (sólidos suspendidos volátiles)	g/L	9.2
S.S.F. (sólidos suspendidos fijos)	g/L	1.5
S.D.T. (sólidos disueltos totales)	g/L	105.5
S.D.V. (sólidos disueltos volátiles)	g/L	80.0
S.D.F. (sólidos disueltos fijos)	g/L	25.5
Sólidos sedimentables	mL/L	48
Materia flotante	Ninguno	Ninguno
*Sustancias como ácidos húmicos	%	0.017
* Sustancias como ácidos fúlvicos	%	0.147

[†] Temperatura de salida de la vinaza de la torre de destilación

En el presente trabajo se utilizó vinaza cruda a temperatura ambiente

Zn, Cu, Mn, Ca, Na, K totales

*Análisis realizados en este trabajo

**Dilución 1:10

Tabla 5 Caracterización de vinazas tratadas anaerobia y aerobiamente utilizadas para regar los suelos de las unidades acrisol y vertisol (Bernal-González *et al.*, 1995)

Parámetro	Unidades	RALLFA		RBR	
		Entrada	Salida	Entrada	Salida
pH	-	5.2	7.75	7.75	8.8
Alc. 5.75	mg CaCO ₃ /L	-	6143	-	-
Alc. 4.3	mg CaCO ₃ /L	-	8733	8713	11211
Relación alc.		-	0.29	-	-
DQO t	mg/L	51682	20744	20744	19375
DQO s	mg/L	47593	20050	20050	18497
ST	mg/L	57365	26627	26629	44502
STV	mg/L	41757	11645	14984	22907
STF	mg/L	15607	14984	11645	21595
CH ₄	%	-	79	-	-
CO ₂	%	-	31	-	-
(TRH)	Días	-	3.52	-	2.5
*CE	µSiemens/cm	-	19.7	-	18.5
*Na	g/L	-	0.87	-	0.78
*K	g/L	-	4.1	-	4.0
*COT	%	-	0.41	-	0.36
*AH	%	-	0.007	-	0.011
*AF	%	-	0.008	-	0.004

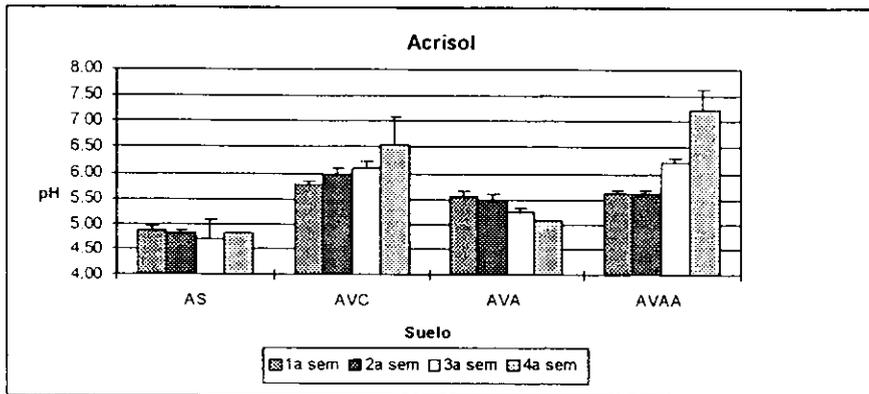
*Realizados en este trabajo

4.1 Valores de pH y conductividad eléctrica (CE) en el suelo

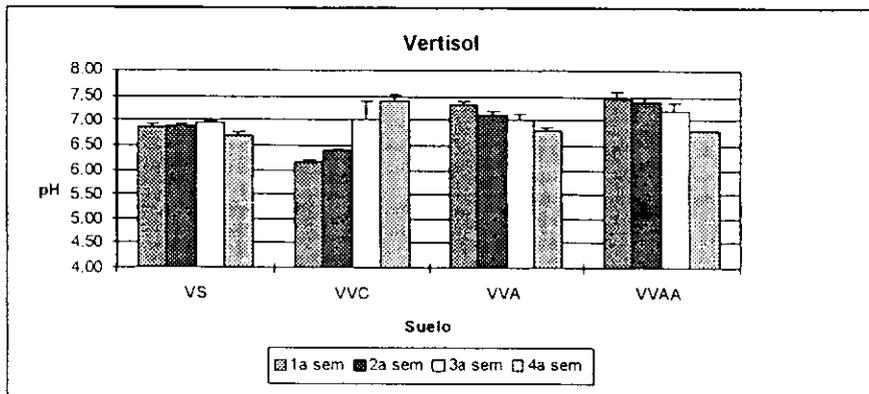
El valor de pH del acrisol (Gráfica 1) se incrementó con la adición de vinaza cruda y vinaza anaerobia-aerobia; como resultado del poder de amortiguamiento del suelo. Con la adición de vinaza cruda (VC), en la primera semana, el valor del pH aumentó una unidad con relación al grupo control y continuó aumentando hasta la cuarta semana. Asimismo, al adicionar la vinaza anaerobia-aerobia (VAA), el pH aumentó en la primera semana y, conforme transcurrió el tiempo, el pH descendió; para la cuarta semana, fue registrado un valor de pH cercano a cinco.

El acrisol del lote control presentó características ácidas con un valor de pH menor a cinco (Gráfica 1). La acidez del suelo influye directamente en la disponibilidad de Al, Fe, Mn, Zn y Cu y sus concentraciones, incluso, pueden llegar a ser tóxicas, para los cultivos. La adición de vinazas, tanto cruda como tratadas, mejoró esta característica, puesto que el suelo tiende a la neutralidad. Probablemente se debe a la mineralización de la materia orgánica fácilmente biodegradable como azúcares remanentes presentes en la vinaza. El vertisol del grupo control presentó mejores características en relación a su pH, el cual es cercano a la neutralidad con un valor de 6.9. Sin embargo, con la adición de VC, el pH disminuyó en la primer semana hasta 6.2 y, conforme transcurrió el tiempo, el pH se incrementó y en la cuarta semana se registró un valor de 7.4. Los lotes regados con vinazas anaerobia y anaerobia-aerobia, ambas presentaron el mismo

comportamiento en la primera semana con un valor de pH cercano a 7.5 y, al final del tratamiento, el pH descendió paulatinamente hasta recuperar el valor promedio de 6.8, lo cual significaría que este suelo podría aceptar mayores dosis de vinazas, tanto cruda como tratada (Gráfica 2). La adición de la vinaza tratada en este suelo no es significativamente diferente al grupo control. Ambos tratamientos (VA y VAA) presentaron el mismo comportamiento. El aumento de pH en ambos suelos podría considerarse como benéfico en el vertisol y como muy benéfico en el acrisol. Se considera, por lo tanto, que las vinazas tratadas en los reactores, tanto anaerobios como anaerobios-aerobios, mejoran considerablemente la calidad agrícola de la vinaza ya que elevan el pH y la CE no aumenta a niveles peligrosos, ya que el material orgánico depositado con ellas es más estable (Motavalli *et al.*, 1995).



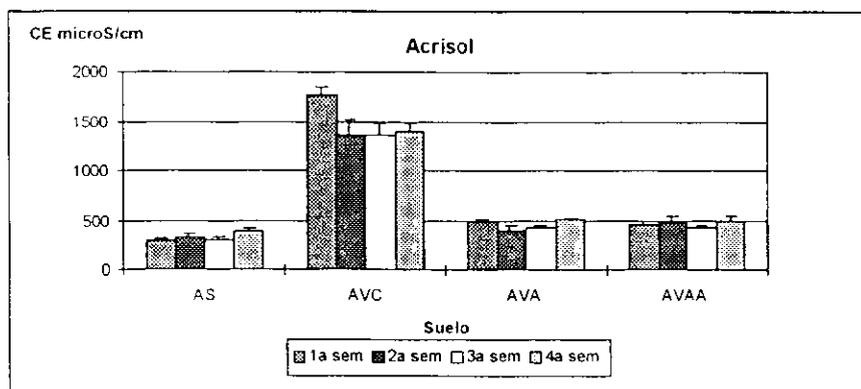
Gráfica 1. Determinación de pH para suelos de la unidad acrisol (A) regado con vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)



Gráfica 2. Determinación de valores de pH para suelos de la unidad vertisol (V) regados con vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)

El comportamiento de la CE (Gráfica 3) en el acrisol se observó afectado con la adición de vinaza cruda que es la que eleva considerablemente la cantidad de sales. En la primera semana aumentó hasta en un 300% con relación al grupo control. Para las siguientes tres semanas descendió y se estabilizó; a partir de la segunda semana. La adición de vinazas tratadas no incrementó apreciablemente la salinidad del suelo, ya que no se observaron diferencias significativas entre éstas pero sí en relación con el grupo control. La adición de VC en ensayos a nivel de laboratorio reveló una acumulación excesiva de sales que afectarían a corto plazo el desarrollo de semillas y plantas. Sin embargo, los suelos de esta zona de Veracruz han sido regados con VC durante más de cuarenta años y, aparentemente, no ha repercutido significativamente en el rendimiento de azúcar por hectárea (Chávez, 1995).

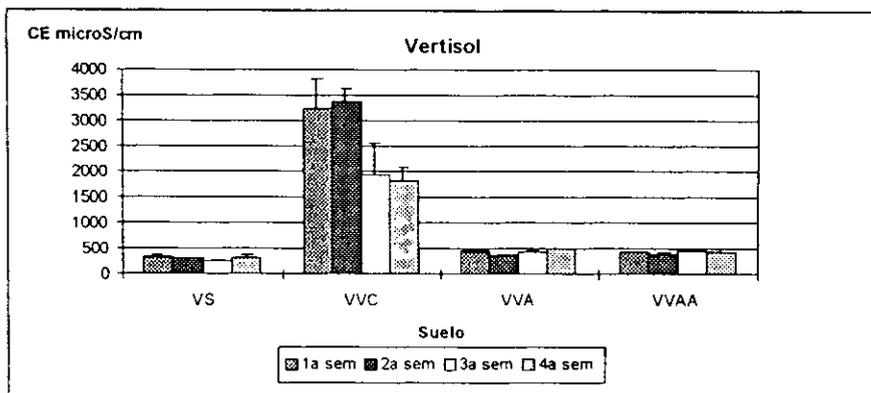
Ambos suelos están lejos de acumular grandes cantidades de sales para poderse reportar como adversos para el crecimiento de la mayoría de los cultivos. Existe un límite de 4dSm^{-1} o de 20g de sales kg^{-1} . El primer valor se alcanza; sin embargo, el segundo hace referencia a un suelo sódico, el cual podría darse con la adición de vinaza cruda, como se muestra en la tabla 6.



Gráfica 3. Determinación de la CE de suelos de la unidad acrisol (A) regados con vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)

El vertisol (Gráfica 4) se observó más afectado que el acrisol con la adición de vinaza cruda en las dos primeras semanas. La conductividad eléctrica se incrementó hasta en 991% del valor original del suelo. En la última semana presentó un porcentaje de recuperación de 40%. Existe una relación inversa entre el aumento del valor de pH y la disminución de la CE. Esto hace suponer que, a medida que se degrada la materia orgánica soluble, el pH aumenta por la formación de bicarbonatos y la CE disminuye por el mismo efecto (Bäath *et al.*, 1992, 1995).

Las adición de VA y VAA elevaron el valor de pH del suelo pero no mostraron el patrón de comportamiento que se observó con la VC. La adición de VA y VAA en ambos suelos no ocasionó problemas en incremento de sales. Por lo tanto, el acrisol podría soportar mayores dosis de VC y con mayor frecuencia que el vertisol.



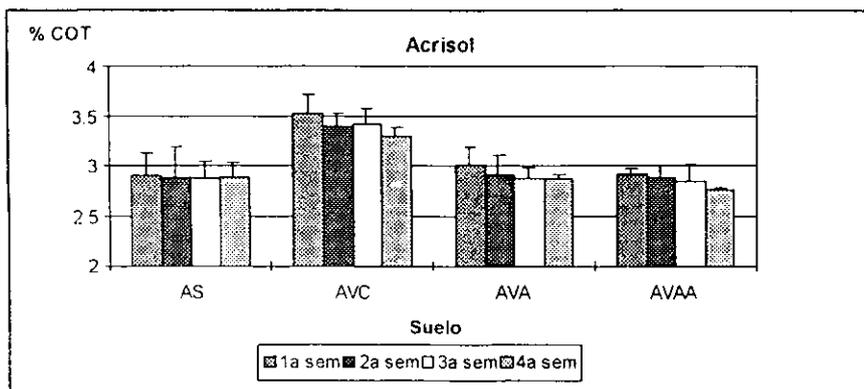
Gráfica 4. Determinación de la CE de suelos de la unidad vertisol (V) regados con vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)

Aún cuando la VC presentó valores altos de CE y por ello es considerada como de alto riesgo porque podría sodificar al suelo; sin embargo, al interactuar con él, pueden ocurrir dos eventos. El primero consiste en formar enlaces con los minerales generadores de la acidez natural del suelo y el segundo se debe a la degradación de la materia orgánica soluble por las tres vías (física, química y biológica). La sodificación es un proceso por el cual aumenta el sodio intercambiable pero no produce necesariamente un incremento de pH (Porta *et al.*, 1994).

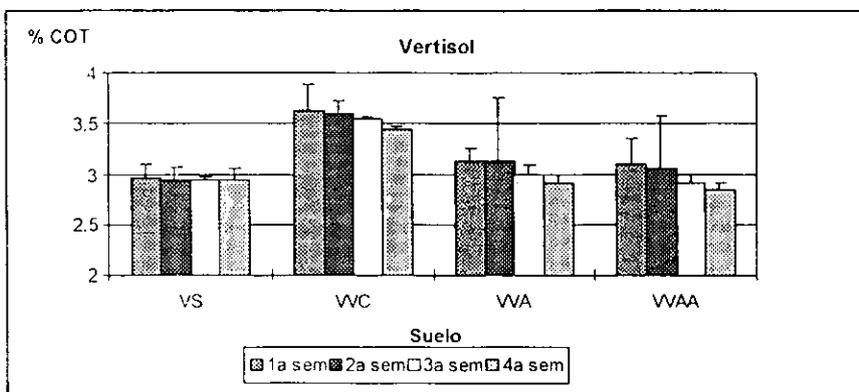
4.2 Carbono orgánico total (COT)

En el acrisol (Gráfica 5), la materia orgánica medida como COT se incrementó con la adición de vinaza cruda en la primera semana, hasta en un 122% del valor promedio normal del suelo y decreció conforme transcurría el tiempo. La adición de vinaza tratada en el vertisol presentó la misma dinámica que el regado con VC solamente que el porcentaje de materia orgánica fue mucho menor. No hubo diferencia significativa entre las vinazas tratadas ni entre éstas con el grupo control.

El vertisol (Gráfica 6), presentó la misma dinámica de transformación de la materia orgánica que el acrisol, lo cual reflejó una notable mineralización y humificación de la materia orgánica en todos los casos. En general, se ha observado que cuando el suelo es cultivado, la cantidad de materia orgánica que queda como desecho declina rápidamente hasta alcanzar un nuevo estado constante (Jenkinson, 1991; Monreal y Janzen, 1993). De esta manera, el carbono orgánico total que se agregó como vinaza decreció con el tiempo en todas las muestras hasta alcanzar su estabilidad. Probablemente, después de la cuarta semana, la dinámica de materia orgánica en el suelo es determinada por la actividad de los sistemas biológicos, implicados en el suelo. La cantidad de carbono orgánico degradado (principalmente por actividad microbiana) es directamente proporcional al tiempo transcurrido, comportamiento similar observado en composta de desechos orgánicos (García *et al.*, 1991a,b).



Gráfica 5. Porcentaje de carbono orgánico total (%COT) de suelos de la unidad acrisol (A) regados con vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)



Gráfica 6. Porcentaje de carbono orgánico total (%COT) de suelos de la unidad vertisol (V) regados con vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)

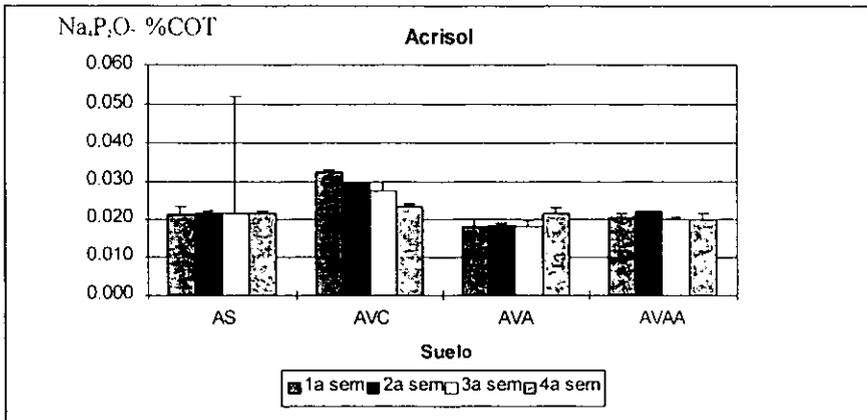
4.3 Fracción de carbono soluble

La fracción de carbono soluble en agua contiene azúcares, fenoles, y ácidos orgánicos aparte de la fracción soluble de ácidos fulvicos. Según García *et al.*, (1991a, b), esta fracción de materia orgánica es transformada hacia la mineralización. El análisis de esta fracción fue determinada cualitativamente con base en el color de la solución preparada para el análisis. Los suelos control no presentaron coloración, su aspecto era traslúcido, en contraste a los que recibieron VC y tratadas. Los lotes que recibieron vinazas tratadas presentaron una coloración café-amarilla y con mayor intensidad que los suelos que recibieron VC. La intensidad del color

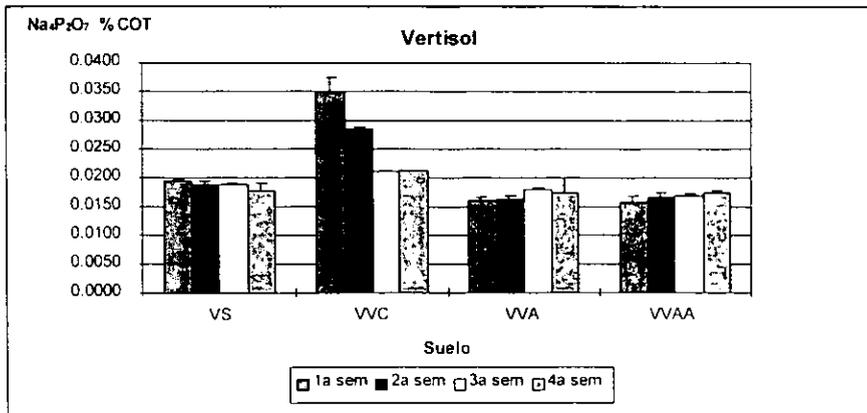
era más perceptible en el vertisol que en el acrisol, probablemente debido al propio color del suelo.

4.4 Fracción de carbono soluble en pirofosfato de sodio

El carbono soluble en pirofosfato de sodio (Gráficas 7 y 8) es una fracción de la materia orgánica que se integra progresivamente a la fracción húmica. Incluye todos los compuestos orgánicos de fácil mineralización (García *et al.*, 1991a, b). El acrisol (Gráficas 7) tiene una fracción de materia orgánica muy pequeña. El suelo regado con VC presento valores más altos, sobre todo en las primeras semanas. Los que fueron regados con vinazas tratadas no tuvieron cambios significativos con respecto del suelo control.



Gráfica 7. Carbono soluble en pirofosfato de sodio de suelos de la unidad acrisol (A), regado con vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)

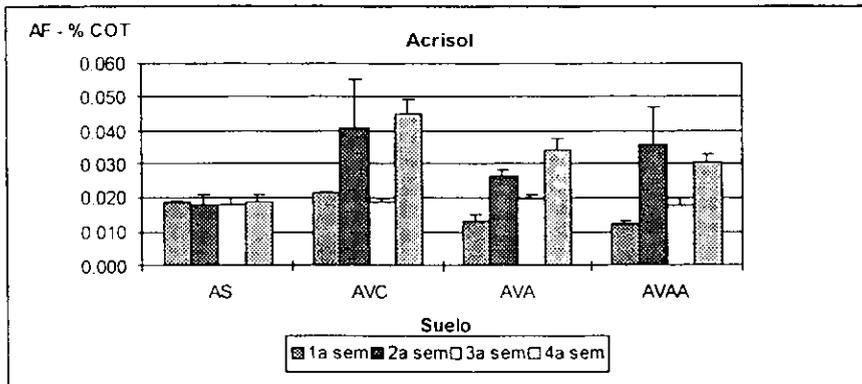


Gráfica 8. Carbono soluble en pirofosfato de sodio de suelo de la unidad vertisol (V), regado con vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)

El vertisol presentó un incremento mayor en el contenido de carbono con la presencia de la VC, teniendo un comportamiento similar al observado con el análisis de COT. La transformación de esta fracción de materia orgánica fue directamente proporcional al tiempo (Gráfica 8).

4.5 Fracción de sustancias reportadas como ácidos fúlvicos

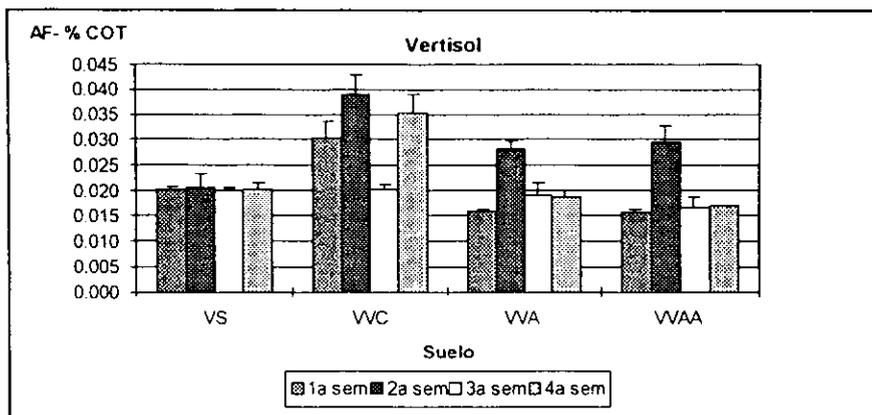
La Gráfica 9 representa el carbono soluble a un valor de pH de 2 para las cuatro semanas de monitoreo. Esta fracción de carbono mide ácidos fúlvicos, azúcares y ácidos húmicos, pero la que se encuentra en mayor proporción es la de ácidos fúlvicos. La tendencia general de esta fracción es la de ir aumentando con el tiempo, conforme se van transformando los compuestos carbonosos a fulvatos. Sin embargo, en las muestras de la tercera semana se observó una disminución no explicable con estos experimentos. Será importante en un experimento subsiguiente corroborar estos resultados que pudieran ser solamente de error experimental. Para el suelo de la unidad vertisol, la vinaza cruda fue la más representativa en materia orgánica y se puede apreciar un incremento de esta fracción de materia orgánica en las dos primeras semanas, a diferencia de las vinazas tratadas (Gráfica 10).



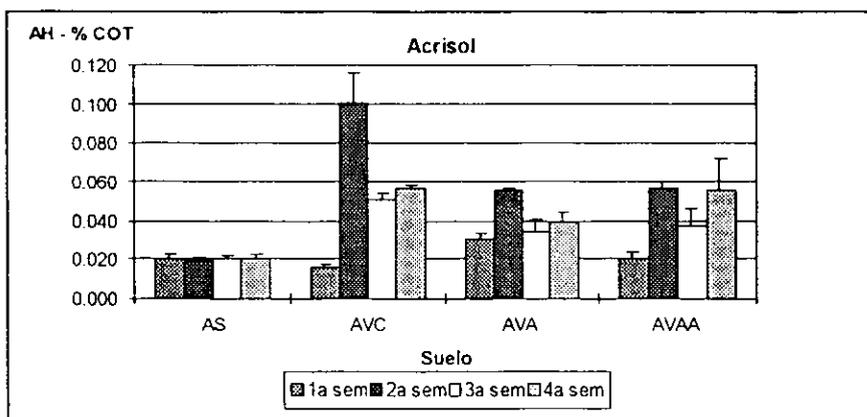
Gráfica 9. carbono como ácidos fúlvicos (AF), de suelos de la unidad acrisol (A) regados con vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)

4.6 Fracción de sustancias reportadas como ácidos húmicos

En las gráficas 11 y 12 se presentan los datos de la fracción de carbono insoluble a un valor de pH de 2. Esta fracción corresponde mayoritariamente a los ácidos húmicos, aunque también contiene otros compuestos de carbono como radicales. En la primera semana no se observó una humificación clara, sino que es a partir de la segunda semana donde se tienen ya aumentos significativos. Los porcentajes más altos se reportaron con la adición de vinaza cruda sobre todo en acrisol y se obtuvo la transformación de los compuestos carbonados a humatos a partir de la segunda semana en ambos suelos.



Gráfica 10. Carbono como ácidos fúlvicos (AF), de suelos de la unidad y vertisol (V) regados con vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)

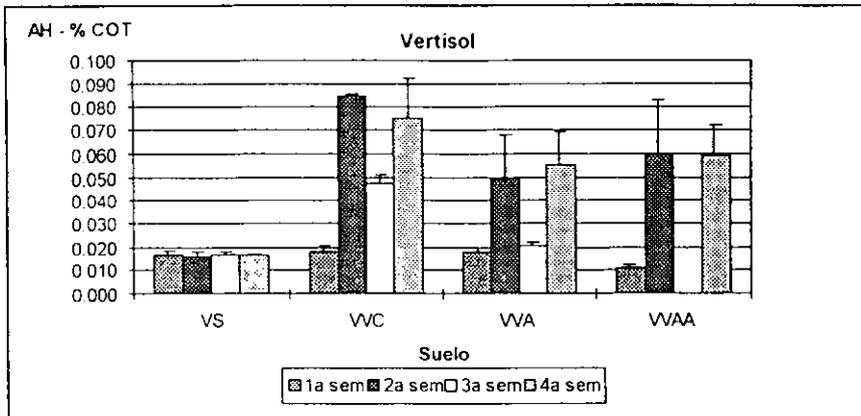


Gráfica 11. Carbono como ácidos húmicos (AH), de suelos de la unidad acrisol (A) regados con vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)

4.7 Cationes intercambiables Ca, Mg, Na, K

La cantidad de estos elementos se incrementó significativamente en los tratamientos con vinaza cruda, no así con los que recibieron vinazas tratadas. Cabe mencionar que el elemento más abundante fue el calcio en ambos suelos, tanto en controles como en los tratamientos. Los elementos que siguen en abundancia son el potasio y el magnesio (Tabla 6). Sin embargo, dado que las vinazas crudas tienen concentraciones altas de estos cationes, al igual que de Ca y Mg (Tabla 6), la probabilidad de que se incrementen sus concentraciones en el suelo al regarlo con ellas se incrementa también. Los suelos que han recibido vinaza presentan concentraciones altas de

estos elementos con valores de pH cercanos a la neutralidad, en tanto que los que no han recibido vinaza presentan concentraciones bajas y valores de pH ácidos (Rivas, 1996).



Gráfica 12. Carbono como ácidos húmicos (AH), de suelos de la unidad vertisol (V) regados con vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)

Tabla 6. Análisis de cationes intercambiables en suelos de las unidades acrisol y vertisol, regados con vinaza después de la cuarta semana

	AS	AVC	AVA	AVAA	VS	VVC	VVA	VVAA
Ca	6416	7866	6048	6326	16960	17620	15952	16320
Mg	1392	2216	1370	1512	1044	1608	1028	1040
K	3058	12778	4346	4555	1016	11928	2216	2408
Na	777	770	2662	2664	740	980	2440	2712
suma	11643	23630	14426	15057	19760	32136	21636	22480

Suelos testigo A y V acrisol y vertisol, respectivamente. Vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-aerobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)

4.8 Micronutrientes como Cu, Zn, Mn, Fe

La concentración de micronutrientes en la solución del suelo en condiciones naturales es extremadamente pequeña; generalmente, son menores que $1 \mu\text{g cm}^{-3}$ a 1mg cm^{-3} . Estos elementos, los cuales son solo requeridos a niveles trazas, usualmente tienen funciones catalíticas como cofactores de las enzimas. Los micronutrientes evaluados, se presentan en concentraciones altas, principalmente en el vertisol, aún cuando no es regado con vinazas crudas. En el caso del acrisol se observa un incremento mayor cuando es regado con vinaza cruda (Tabla 7).

El fósforo asimilable no se encontró en concentraciones altas. Hay diferencia significativa entre los dos suelos en estudio. Los resultados de ambos suelos regados con las vinazas dan un ligero aumento en este ión, pero no es el caso de las vinazas tratadas anaerobia-aerobiamente en el

que el ión ha sido prácticamente incorporado a los microorganismos. Para el caso del nitrógeno inorgánico (nitratos), principalmente en acrisol, se tiene un valor muy alto. La determinación de este anión con la técnica analítica usada puede ser interferida por la presencia de hierro y otros componentes presentes en la vinaza cruda, por lo que deben ser confirmados por alguna otra metodología analítica (Scow *et al.*, 1986)

Tabla 7. Análisis de micronutrientes extraíbles, fósforo asimilable y nitratos, en suelos de las unidades acrisol y vertisol, regados con vinaza después de la cuarta semana

	AS	AVC	AVA	AVAA	VS	VVC	VVA	VVAA
Fe	51.3	93.3	54.5	53.2	958.1	1101.9	1093.1	1030.6
Mn	775	2721.3	741.9	835	743.8	1830.6	931.3	993.8
Cu	1.8	2.7	1.9	1.8	9.1	10.1	10.3	10
Zn	118.8	277.5	288.8	117.5	221.9	75	79.4	75.6
NO ₃ ⁻	2895	80	3030	1845	705	35.8	723.8	547.5
PO ₄ ³⁻	9	17	11	9	337	390	351	35

Análisis de micronutrientes en mg/kg. Suelos testigo A y V acrisol y vertisol, respectivamente. Vinaza cruda (VC), vinaza anaerobia (VA) y vinaza anaerobia-acrobia (VAA) y suelo control regado con agua corriente (S)

4.9 Observaciones de la actividad microbiana

Fotografías tomadas con un sistema de videograbación acoplado al microscopio óptico (Olimpus BH-2), con contraste de fases y cámara fotográfica, permitieron verificar la abundancia y diversidad de organismos. En las observaciones al microscopio de los microorganismos que se desarrollaron en los suelos control y regados con vinaza, se encontraron poblaciones muy heterogéneas. La Tabla 8 muestra la representación fotográfica de la abundancia de organismos observada en el microscopio. El suelo más rico en microorganismos fue el acrisol. Los microorganismos indicadores del grado de contaminación, como flagelados y ciliados se observaron en las dos últimas semanas del tratamiento (Tabla 8). Tinciones de Gram hechas expresamente revelaron mayor abundancia de bacterias gram negativas.

La adición de la VC y vinaza tratada representan una fuente rica en carbono para los microorganismos por lo que se esperaba observar una mayor cantidad de microorganismos en la VC, debido a sus características, que con la adición de vinaza tratada. Los primeros organismos en aparecer fueron bacterias en la primeras semanas y continuaron a lo largo del tratamiento. En la cuarta semana de tratamiento se observaron ciliados y algunos otros microorganismos como algas (Diatomeas). La presencia de microorganismos en el suelo está estrechamente relacionada con la textura, estructura, pH, porcentaje de materia orgánica del suelo, así como la disponibilidad de oxígeno (Bääth *et al.*, 1995; Burdon *et al.*, 1976). La disponibilidad del oxígeno en este caso es limitada ya que al conservar la humedad del suelo durante el tratamiento, con la adición de agua corriente a las macetas, se disminuía la cantidad de oxígeno, por lo que la abundancia de organismos dependientes de él era mínima, como es el caso de los protozoarios.

En la figura 11 se ilustran las representación fotográfica de la abundancia microbiana con los que se elaboró la Tabla 8, tomadas con el sistema de videograbación. En el cuadro que ejemplifica una abundancia de organismos se observan dos "manchas" de materia orgánica. También se observó la presencia de otra clase de microorganismos, diatomeas y hongos, observados en algunos tratamientos. Se observaron mayor cantidad de hongos principalmente el género *Aspergillus sp.*, que tapizaban la superficie del suelo en las macetas que contenían los tratamientos con vinaza cruda.

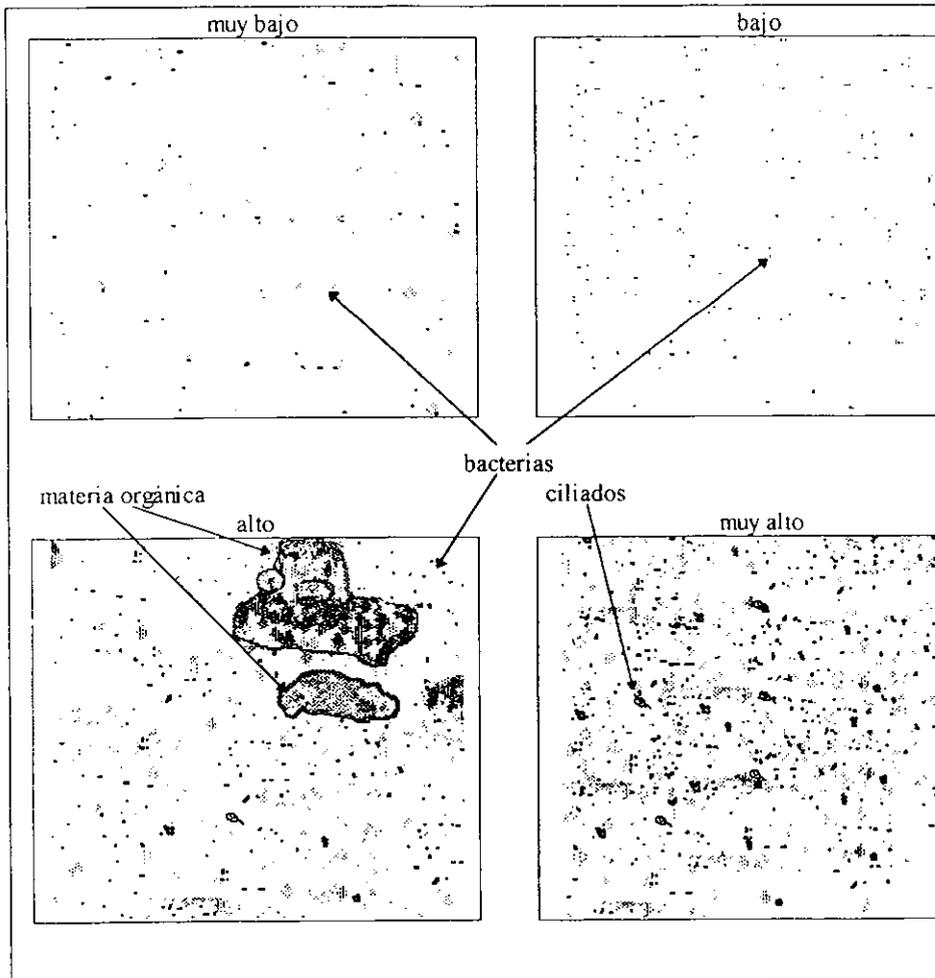


Figura 11. Representación fotográfica de la abundancia microbiana

Tabla 8. Observaciones de la abundancia microbiana en suelos de las unidades acrisol y vertisol regados con vinazas

Microorganismos	Vinaza			
	Control	Cruda	Anaerobia	Anaerobia-aerobia
Primera semana				
ACRISOL				
bacterias	xx	xxxx	xxxx	xxxx
flagelados	-	-	-	-
ciliados	-	-	-	-
VERTISOL				
bacterias	xx	xxxx	xxxx	xxxx
flagelados	-	-	-	-
ciliados	-	-	-	- *
Segunda semana				
ACRISOL				
bacterias	xx	xxxxx	xxxx	xxxxx
flagelados	x	-	xx	xx
ciliados	-	-	x	x
VERTISOL				
bacterias	xx	xxxx	xxxx	xxx
flagelados	x	xxx	xxx	xxx
ciliados	-	-	x *	x *
Tercera semana				
ACRISOL				
bacterias	xx	xxxxx	xxxx	xxxx
flagelados	x	x	x	xx
ciliados	x	-	x	xx
VERTISOL				
bacterias	xx	xxxx	xxxx	xxxxx
flagelados	x	x	x	xx
ciliados	-	x	x *	xx *
Cuarta semana				
ACRISOL				
bacterias	xx	xxxxx	xxxxx	xxxxx
flagelados	x	x	xx	xx
ciliados	x	-	xx	xx
VERTISOL				
bacterias	xx	xxxx	xxxx	xxxx
flagelados	x	x	x *	xxx
ciliados	x	x *	x *	x

x = muy bajo, xx = bajo, xxx = alto, xxxx = muy alto, * presencia de algas diatomeas

4.10 Respiración en suelos

La producción de CO₂ por el metabolismo de los microorganismos en el suelo ha sido usado por muchos años como indicador de la actividad microbiana (Reiners, 1968; Bond *et al.*, 1976; Anderson y Domsch, 1978; Insam y Haselwandter, 1989) o para determinar la biodegradabilidad de compuestos orgánicos (Kretschmar y Ladd, 1993). En los últimos años, el

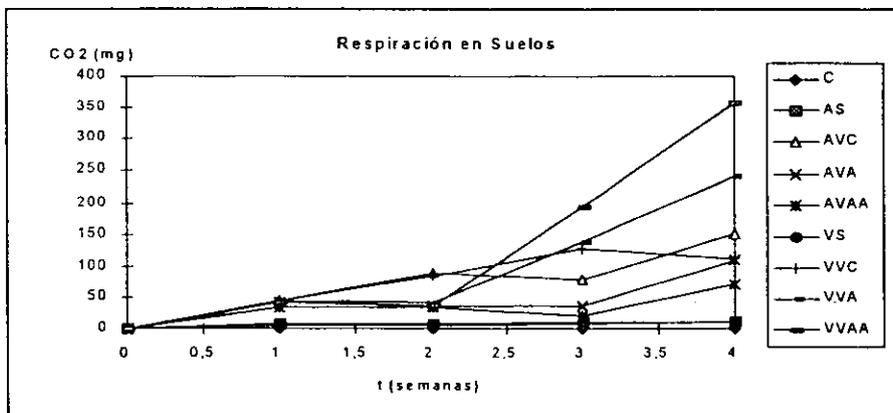
análisis de CO₂ ha evolucionado y es usado como una técnica estándar para evaluar la biodegradabilidad y grado de mineralización de compuestos orgánicos en el suelo (U.S. EPA, 1979; OECD, 1981; U. S. FDA, 1987; VFR, 1992; El-Din Sharabi y Bartha, 1993).

Los resultados de respiración se presentan en la gráfica 13 y en la tabla 9. La gráfica 13 presenta los datos generales de respiración en los suelos acrisol y vertisol, en función de la generación de CO₂ con un análisis de regresión lineal (Tabla 9). Esto muestra que en las dos primeras semanas la respiración fue relativamente constante y se incrementó en la tercera y cuarta semanas, especialmente en el suelo de la unidad vertisol regado con vinazas tratadas.

Tabla 9. Datos de regresión lineal de la respiración en suelo

Y=A+B*X	AS*	AVC*	AVA*	AVAA*	VS**	VVC**	VVA*	VVAA*
A	6.71646	12.1720	5.80774	15.2363	2.8282	29.6738	-56.126	-117.29
B	0.835	31.4201	20.4109	9.61649	1.70788	24.9726	68.9543	109.893
sd A	0.63124	29.3141	36.9997	25.4775	1.04371	27.5615	49.7057	79.4093
sd B	0.23049	10.7040	13.5104	9.30307	0.38111	10.0640	18.1499	28.9962
R	0.93153	0.90089	0.73005	0.5901	0.95364	0.8688	0.93718	0.9369
SD	0.5154	23.9348	30.2101	20.8023	0.85218	22.5039	40.5845	64.8375
N	4	4	4	4	4	4	4	4
P	0.06847	0.09911	0.26995	0.4099	0.04636	0.1312	0.06282	0.0631

A= ordenada al origen, B= coeficiente de la variable independiente, R= coeficiente de correlación lineal.
Respiración en suelos acrisol* y vertisol** regados con vinaza cruda, anaerobia y anaerobia-aerobia



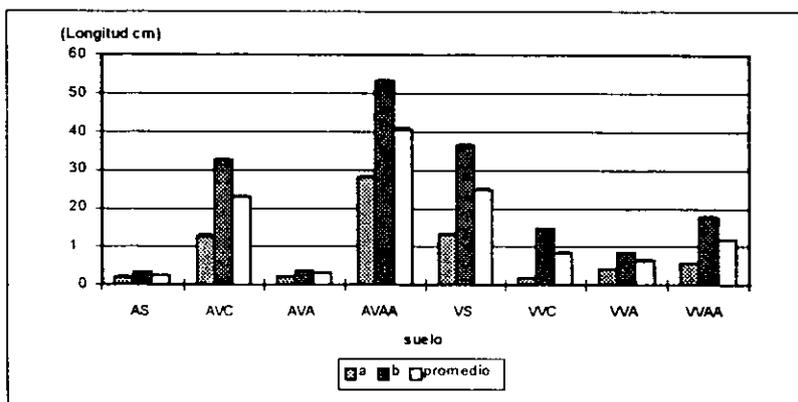
Gráfica 13. Respiración en suelos acrisol (A) y vertisol (V) regados con vinazas cruda (VC), anaerobia (VA) y anaerobia-aerobia (VAA), comportamiento en cuatro semanas

4.11 Evaluación de la toxicidad en condiciones de invernadero con plantas de maíz y frijol

Los experimentos de toxicidad realizados con semillas de maíz en macetas se presentan en la Gráfica 14, la cual muestra los resultados de los lotes de semillas de maíz germinadas en suelos acrisol y vertisol regados con vinazas. Se midieron las tallas de las plántulas después de 14 y 26 días del brote vegetativo. Se encontró que la talla de las plántulas varía en relación al tipo de suelo y a la vinaza con la cual fueron regadas. En el acrisol, el desarrollo de las plántulas se ve favorecido cuando es regado con VC y VAA, lo cual resulta lógico a la luz de las características del acrisol (valor de pH muy ácido). Cabe resaltar que los valores son bajos en el experimento con VA, lo cual puede ser debido a errores experimentales no controlados durante la germinación, por lo que será necesario repetir este experimento, para descartar la posibilidad. En cambio, el desarrollo de las plántulas de maíz en el vertisol se ve afectado en relación al grupo control (Gráfica 14). Definitivamente, las vinazas, tanto crudas como tratadas, no favorecen la germinación de las semillas de maíz ni el crecimiento de las plántulas en este suelo (Tabla 10).

Las diferencias en germinación podrían deberse a la presencia de algún agente externo que afecte la germinación. Naturalmente, ésta es una especulación que requiere de un experimento controlado que permita establecer con más precisión el efecto de las vinazas sobre la germinación y el crecimiento.

La Tabla 11 presenta los resultados del último ensayo que se realizó con semillas de maíz embebiéndolas directamente en el sustrato (vinaza), sin considerar el efecto del suelo. La germinación de las semillas con vinazas cruda y tratada presentan una germinación muy similar las germinadas con VAA-VA y el lote testigo, ya que germinaron todas las semillas y el porcentaje de germinación no es menor al 80%. Las semillas embebidas en VC no germinaron. Esto se debió principalmente a la gran cantidad de sales en solución y al pH ácido de la vinaza.



Gráfica 14. Germinación y crecimiento de semillas de maíz en suelos acrisol y vertisol regados con vinazas (vinaza cruda, VC; vinaza anaerobia, VA y vinaza aerobia-anaerobia, VAA); a: 14 días, b: 26 días y el promedio de ambos registros

Las semillas de semillas de frijol presentaron el mismo comportamiento de germinación que las semillas de maíz. El frijol embebido en vinaza cruda se reportó negativo, esto es, no germinó (Ver tabla 11). Una indicación interesante es que los microorganismos presentes en el suelo, especialmente acrisol, se convierten en un contrapeso para el efecto negativo de las vinazas crudas en el suelo. Para corroborar esto se están realizando estudios de germinación con diferentes diluciones de la vinaza (p. ej., en vinazas diluidas con agua en una proporción 1:10 se tiene una germinación del 50%).

Tabla 10. Resultados de germinación de semillas de maíz en suelos (acrisol y vertisol) regados con las tres clases de vinaza (vinaza cruda, VC; vinaza anaerobia, VA y vinaza aerobia-anaerobia, VAA) a temperatura ambiente

SUELO	LOTES CON SEMILLAS GERMINADAS EN SUELOS REGADOS CON VINAZA	
	semillas de maíz que sí germinaron	%
AS	3	100
AVC	3	100
AVA	2	67
AVAA	3	100
VS	3	100
VVC	3	100
VVA	2	67
VVAA	1	33

Se germinaron 3 semillas por lote en macetas con 300g de suelo y regadas con vinaza cruda y tratada. Suelos testigo regados con agua corriente. Suelos testigo (AS y VS) acrisol y vertisol respectivamente

Tabla 11. Resultados de germinación de semillas de maíz y frijol humedecidas con las tres clases de vinazas (vinaza cruda, VC; vinaza anaerobia, VA y vinaza aerobia-anaerobia, VAA) a 25°C

SEMILLAS GERMINADAS UTILIZANDO COMO SUSTRATO VINAZA (cruda y tratada)		
	Maíz	Frijol
Control	18/18	18/18
%	100	100
VC	0	0
%	0	0
VA	15/18	18/18
%	83.3	100
VAA	18/18	18/18
%	100	100

Se germinaron 18 semillas de maíz y frijol embebidas con vinaza cruda (VC) y tratada (VA y VAA). El lote control con semillas embebidas en agua corriente.

Un último punto que es interesante mencionar, aunque en este trabajo no se analizó, es el de la situación geográfica de la zona. Éste es uno de los factores que influye para que el proceso de salinización o sodificación y el exceso de micronutrientes no se dé en los suelos, ya que siendo una zona de alta precipitación pluvial, se favorece el proceso de escurrimiento. Esta podría ser

Naturalmente, éste es un proyecto en sí mismo que deberá ser abordado por los propios interesados, ya que es sumamente costoso, sobre todo desde el punto de vista analítico.

En el siguiente capítulo se dan las conclusiones de este trabajo y algunas recomendaciones que podrán enriquecer proyectos futuros de investigación.

V CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1 Conclusiones

Con base en estos estudios puede concluirse lo siguiente:

1. La vinaza cruda contiene suficientes nutrimentos para el desarrollo de microorganismos en el suelo, sin embargo, la cantidad de sales que también presenta son una limitante para tal efecto. Esto no ocurre con vinaza tratada, ya que ha perdido gran parte de sus nutrimentos en los tratamientos que ha recibido; sin embargo, se reportó mayor proliferación de microorganismos por la ausencia de posibles compuestos tóxicos
2. El acrisol presentó mayor actividad bacteriana, empero, se observó más favorecida cuando ambos suelos recibieron vinaza tratada tanto aerobia como aerobia-anaerobia. Este dato se correlaciona con el análisis de respiración en suelo, donde el mayor beneficio lo recibieron el vertisol con vinaza anaerobia-aerobia.
3. Aunque la conductividad eléctrica se incrementa en ambos suelos con la adición de vinaza cruda, no significa para ambos suelos un efecto negativo inmediato
4. Los macro y micronutrimentos revelan una alta cantidad de sales presentes en las vinazas tanto crudas como tratadas que aparentemente no afectan a los suelos en estudio. La cantidad de micronutrimentos, en general, está por arriba de lo normal, ya que se encuentran en concentraciones altas desde los grupos controle, principalmente en el vertisol.
5. La pendiente que presenta los terrenos regados con vinaza favorece el lavado de sales y otros elementos por precipitación pluvial. Los terrenos de la zona de riego también son lixiviados, y los suelos que no tienen ambos sistemas de riego son contaminados por escorrentía.
6. Las semillas germinadas en suelos regados con vinazas (cruda y tratadas) se desarrollaron normalmente. Sin efecto apreciable morfológicamente
7. El desarrollo de las plántulas en el suelo se ve favorecido cuando reciben VC y VAA, principalmente en acrisol.
8. Las semillas embebidas directamente en vinaza cruda no son viables ya que la gran cantidad de sales en solución actúan como un deshidratante impidiendo su germinación.
9. Las semillas embebidas directamente en vinaza tratada germinan aparentemente sin problemas.

10. La fracción reportada como humificada (AH y AF) no se incremento notablemente durante el tratamiento.
11. El incremento de algunos macro y micronutrientos es marcadamente significativo principalmente con la presencia de vinaza cruda, lo cual significa que la mineralización predomina sobre la humificación.

5.2 Recomendaciones

1. Es necesario identificar los suelos que no han sido contaminados con vinaza y caracterizarlos adecuadamente, con objeto de realizar ensayos tanto de transformación de la materia orgánica como de las sales y otras sustancias tóxicas presentes en las vinazas. Es importante hacer experimentos a nivel laboratorio e *in situ* antes de iniciar riegos masivos con vinazas en cañavrales que pudieran causar problemas irreversibles.
2. Es necesario hacer un seguimiento de los micronutrientos de los suelos recién contaminados y su posible interacción con el pH y su disponibilidad. En este trabajo se observó un incremento en Fe, Mn y Cu y un decremento en el Zn para el caso del vertisol.
3. El acrisol aparentemente presenta características que le permiten recibir mayores dosis de vinaza tanto cruda como tratada. La adición de vinaza cruda incrementa los valores de pH, factor muy importante para las propiedades del suelo y el cultivo de caña de azúcar. Sin embargo, es recomendable hacer un análisis más profundo ya que los resultados de este trabajo son todavía preliminares.
4. Es recomendable un seguimiento de respiración en suelo y evaluar la actividad enzimática de ureasa y/o fosfatasa o bien hacer un seguimiento de nitrógeno y fósforo asimilables así como potasio intercambiable en ambos suelos durante el tratamiento para abordar el problema de fertilidad de la zona.
5. Finalmente, es recomendable continuar con los estudios de germinación ya que permitirían usar los suelos poco aptos para el cultivo de granos básicos empleando vinazas tratadas como enmienda.
6. Cabe mencionar que en el presente trabajo los compuestos obtenidos por las técnicas utilizadas para el análisis de humatos o sustancias húmicas requieren de un análisis más profundo por medio de técnicas más adecuadas para una mejor apreciación.
7. Es necesario hacer estudios a nivel fisiológico para descartar cualquier posibilidad en contra, de la germinación de semillas embebida en vinaza tanto cruda como tratada.

VI BIBLIOGRAFÍA

- Anderson, J. P. E. y K. H. Domsch. 1978. A physiological method for the quantitative measurement of microbial biomass in soil. *Soil Biology and Biochemistry*, **10**: 215-221.
- APHA, 1990. Standard methods for the examination of water and wastewater. 16a. Ed. Washington D.C. EEUUA. Pp (5-20)-(5-31)
- Bääth, E., Á. Frostegard y H. Fritze. 1992. Soil bacterial biomass, activity, phospholipid fatty acid pattern and pH in an area polluted with alkaline deposition. *Applied and Environmental Microbiology*, **58**:426-4031.
- Bääth, E., Á. Frostegard., A. Frostegard y H. Fritze 1995. Microbial community structure and pH response in relation to soil organic matter quality in wood-ash fertilized, clear-cut or burner coniferous forest soil. *Soil Biological Biochemistry*, **27**(2):229-240.
- Bautista, Z. F. 1996. Efecto de la aplicación de la vinaza cruda sobre las propiedades físicas, biológicas, bioquímicas, químicas y de dos suelos del municipio Miguel Alemán del Estado de Veracruz, México. Tesis Doctoral (Biología). Facultad de Ciencias, UNAM. México D. F. México. No publicada, comunicación personal
- Berenson, L. M. y M. D. Levine. 1994. Estadística básica en administración, conceptos y aplicaciones. Prentice-Hall Hispanoamericana, S.A. México D. F. México. Pp 483-528.
- Bernal, M. 1997. Tratamiento anaerobio-aerobio a nivel laboratorio de aguas residuales de la industria alcoholera a partir de melazas de caña de azúcar aciduladas con HCl (ácido clorhídrico). Tesis profesional. Facultad de Química, UNAM. México D. F. México. Pp 1-70.
- Bernal-González, M., T. Campos-González, J. A. García-García, R. M. Jiménez-Ambriz, M.A. Martínez-Garza, R. Meza-Pérez, M. A. Ríos-Enriquez, R. Ríos-Vázquez, J. Villatoro-Reséndiz, y F. Bautista-Zúñiga, R. S. Briones-Méndez, C. Durán-de-Bazúa, A. Espinosa-Fuentes, R. Krishnan, I. Kuppusamy, V. M. Luna-Pabello, A. Noyola-Robles, T. Pandiyan, J. Rosales-Oscós. 1995. Treatment and Disposal of Hydrochloric Acid-Acidified Vinasses from the Mexican Sugarcane Industry. En Proceedings of the Third International Symposium on Waste Management Problems in Agro-Industries. G. Buitrón, Ed., Pub. IAWQ-SMISA. Oct. 4-6 México D. F. México. Pp 34-240.
- Bernal-Lugo, I. y A. C. Leopold. 1995. Seed stability during storage: Raffinose content and see glassy state. *Seed Science Research*, **5**:75-80.
- Bidwell, R. G. S. 1979. Fisiología vegetal. A. G. T. Editor, S.A. México D. F. México. Pp 265-375.

- Bond, H., B. Lighthart, R. Shimabuku y L. Russell. 1976. Some effects of cadmium on coniferous forest soil and litter microcosms. *Soil Science*, **121**:278-287.
- Bonneau, M y B. Souchier. 1987. Edafología, constituyentes y propiedades del suelo. Masson, S. A. Madrid, España.
- Bornemisza, E., y H. Fassbender. 1987. Química de suelos con énfasis en suelos de América Latina. IICA, S. A. San José, Costa Rica. pp 45-186.
- Burdon, K. I. y R. P. Williams. 1976. Microbiología. Publicaciones culturales. S. A. México D. F. México. pp 113-207
- Brandes, E. W. 1958. Sugarcane. USDA Handbook. **22**: 307. Washington, EEUA.
- Camacho, M. A. 1994. Tratamiento aerobio de vinazas diluidas en un reactor de biodiscos. estudio a 283, 293 y 303K de temperatura. Tesis profesional. Facultad de Química. UNAM. México D. F. México. 83 pp
- Campbell, R. 1987. Ecología microbiana. Limusa S.A. de C.V. México D F. México. 268 pp.
- Campos, G. T. y M. A. Rios. 1995. Tratamiento aerobio de vinazas pretatadas anaerobiamente en un reactor de biodiscos de 3000 litros. Tesis profesional. Facultad de Química. UNAM. México D. F. México. 207 pp.
- Cardozo, P. de L. 1995. Cálculo de una planta de tratamiento de agua por clarifloculación química para una industria metal-metálica. Tesis profesional. Facultad de Química. UNAM. México D. F. México. Pp 15-45.
- Coleman, C. D., M. J. Oades y G. Uehara. 1989. Dynamics of Soil Organic Matter in Tropical Ecosystems. NifTAL. Honolulu, Hawaii, EEUA. Pp 10-31.
- Chávez, M. 1995. Comunicación personal (Ingenio el Potrero)
- Duchaufour, P. y B. Souchier. 1984. Edafología y clasificación. Masson, Vol I. S. A. Barcelona, España. 493 pp.
- Durán-de-Bazúa, C.; A. Noyola; H. Poggi-Veraldo y L. E. Zedillo. 1991. "Biodegradation of process industry waste water. Case problem: Sugarcane industry". En Biological degradation of wastes. De. A.M. Martin. Cap. 17. Pp 363-388. Elsevier Appl. Sci. Pub. Ltd. Londres, Inglaterra.
- Durán-de-Bazúa, C. 1994. Tratamiento biológico de las aguas residuales de la industria química y de proceso. Pub. PIQAYQA. Facultad de Química UNAM, México D. F. México. Pp 57-66.

- Eckenfelder, W. W. y D. L. Ford. 1970. Water pollution control. Experimental procedures for process design. Jenkins Book Pub. Co. Nueva York, EEUUA.
- El-Din Sharabi, N. y R. Bartha. 1993. Testing of some assumptions about biodegradability in soil as measured by carbon dioxide evolution. *Applied and Environmental Microbiology*, **59**:1201-1205.
- Elizondo, G. 1993. Estudio del problema de la contaminación en México. Caso de una industria textil contaminante. Tesis profesional. Facultad de Química. UNAM. México D. F. México.
- Evans, L. T. 1980. Crop Physiology. Cambridge University Press. Cambridge, Gran Bretaña.
- Fajardo, C. y J. P. Guyot. 1993. Arranque de un reactor UASB alimentado con vinazas: Aspectos microbiológicos. En memorias del V Congreso Nacional de Biotecnología. **3**:153-155. Puerto Vallarta, Jal. México.
- FAO. 1989. Mapa mundial de suelos UNESCO. Italia, Roma.
- García, C., T. Hernández y F. Costa. 1991a. The influence of composting on the fertilizing value of an aerobic sewage sludge. *Plant and Soil*, **136**: 269-272.
- García, C., T. Hernández y F. Costa. 1991b. Changes in carbon fraction during composting and maturation of organic wastes. *Environmental Management*. **15**(3):433-439.
- García, E. 1984. Manual de campo en caña de azúcar. Instituto para el Mejoramiento de la Producción de Azúcar. IMPA, México, D. F: México.
- Grant, W. D. y P.E. Long. 1989. Microbiología ambiental. Acribia, S. A. Barcelona, España. pp 1-35
- Guyot, J. P. 1990. Introducción a la microbiología de los "digestores" anaerobios. En Memorias de la conferencia de bioprocesos anaerobios para el tratamiento de efluentes industriales. UAM Iztapalapa. México, D. F. México. pp. 1-17
- Hartt, C. E. 1929. Potassium deficient in sugar cane. *Botany Gazette*. **88**:229-261.
- Hartt, C. E. 1934. Some effects of potassium upon the amounts of protein and amino forms of nitrogen, sugars, and enzyme activity of sugar cane. *Plant Physiology*, **9**:453-490.
- Hassett, J. J. y W. L. Banwart. 1992. Soil and their environment. Prentice-Hall. Englewood Cliffs, New Jersey, EEUUA. pp. 235-302.

- Houba, V. J. G, J. J. Van der Lee, I. Novozamsky e I. Walinga. 1988. Soil and Plant Analysis. Department of Soil Science and Plant Nutrition. Wageningen Agricultural University. Wageningen, Holanda.
- Ilangovan, K. y A. Noyola. 1993. Availability of micronutrients during anaerobic digestion of molasses stillage using an upflow anaerobic sludge blanket (UASB) reactor. *Environmental Technology*, **14**:1-5.
- INEGI. 1984. Carta geológica Orizaba, E 14-6 Escala 1:250,000. México D. F. México.
- Insam, H. y K. Haselwandter. 1989. Metabolic quotient of the soil microflora in relation to plant succession. *Oecologia*, **79**:174-178.
- Jackson, M. L. 1970. Análisis químico de suelos. Omega, S. A. Madrid, España. 662 pp.
- Jenkinson, D. S. 1991. The Rothamsted long-term experiments: Are they still of use? *Agronomical Journal*, **83**:2-10.
- Jiménez, R. M. y M.A. Martínez. 1995. Instalación y arranque de un reactor anaerobio en un tren anaerobio-aerobio de una planta piloto de tratamiento de vinaza. Tesis profesional. Facultad de Química, UNAM. México D. F. México.
- Kretzschmar, A. y J. N. Ladd. 1993. Decomposition of ¹⁴C-labelled plant material in soil: The influence of substrate application, soil compaction and earthworm numbers. *Soil Biology and Biochemistry*, **25**:803-809.
- Lee, N. L. , M. El-Sayed y A. E. Mofiah. 1989. Hydrolytic transformation of organic chemicals in the environment. En: Reacción and movement of organic chemicals in soils. SSSA, Wisconsin, EEUUA.
- Lehninger, A. L., D. L. Nelson y M. M. Cox. 1993. Principles of Biochemistry. Worth Publishers. Nueva York, EEUUA. pp. 25-51.
- Licht, F. O. 1990. International sugar and sweetener report. **122**: 16. International Molasses and Alcohol Report, **29**: 9.
- López, A., A. Espinosa., A. Noyola. y K. Ilangovan. 1993. Limite de biodegradación de ácidos grasos volátiles por un lodo anaerobio. En Memorias del V Congreso Nacional de Biotecnología. **3**:90-99. Puerto Vallarta, Jal. México.
- Luna-Pabello, V. M. 1987. Estudio de los protozoarios ciliados presentes en un sistema de tratamiento por medio de "biodiscos". Tesis profesional. Facultad de Ciencias, UNAM. México D. F. México.

- Luna-Pabello, V. M. 1990. Efecto de la temperatura en las poblaciones de protozoarios ciliados en un reactor de biodiscos. Tesis de Maestría (Biología). Facultad de Ciencias, UNAM. México D. F. México.
- Luna-Pabello, V. M. 1993. Estudio comparativo de las poblaciones de protozoarios ciliados en un reactor de biodiscos alimentado con diferentes sustratos. Tesis Doctoral (Biología). Facultad de Ciencias. UNAM. México D. F. México. 152 pp.
- McCarthy, P., C. E. Clapp, R. L. Malcolm y P.R. Bloom. 1990. Humic Substances in Soil and Crop Sciences: Selected Readings. American Society of Agronomy, Inc. Soil Science Society of America, Inc. Washington, D. C. EEUUA.
- McLaren, A. D. y G. H. Peterson. 1967. Soil Biochemistry. V. 1. Marcel Dekker Inc. Nueva York, EEUUA.
- Microsoft. 1994. Versión 5.0a, Microsoft Excel. Microsoft Corp.
- Monreal, C. y H. H. Janzen. 1993. Soil Organic Carbon Dynamics after 80 Years of Cropping a Dark Brown Chernozem. *Canadian Journal Soil Society*. 73:133-136.
- Motavalli, P. P., C. A. Palm, W. J. Parton, E. T. Elliott y S. D. Frey. 1995. Soil, pH, and organic C dynamics in tropical forest soils: Evidence from laboratory and simulation studies. *Soil Biology Biochemistry*, 27(12):1589-1599.
- NOM-064-ECOL.1995. Diario oficial de la federación. Secretaría de Desarrollo Social (SEDESOL), Normas Oficiales Mexicanas en Materia de Proyección Ambiental. México D. F. México.
- OECD. 1981. Inherent biodegradability in soil. En Organisation for Economic Co-operation and Development *Guideline for Testing of Chemicals*, parte 304A. pp. 1-11. OECD, París, Francia.
- Page, A. L. y D. R. Keeney. 1982. Methods of soil analysis. Part 2. Chemical and microbiological properties. American Society of Agronomy y Soil Society of America. Washington, D. C. EEUUA. Pp 49-72.
- Panje, R. R. y C. N. Babu. 1960. Studies in *S. spontaneum*. Distribution and geographical association of chromosome numbers. *Cytologia*, 25:152-172
- Paul, E. A. y E. F. Clark. 1991. Soil Microbiology and Biochemistry. Academic Press, Inc. Londres, Inglaterra. Pp 49-72.
- Porta, J. M. López-Acevedo y C. Roquero. 1994. Edafología para la agricultura y el medio ambiente. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. Pp. 167-201

- Ramírez, C. E., V. L. Cardoso., N. P. Mijaylova. y A. S. López. 1993. Tratamiento y disposición de lodos residuales. En Memorias del V Congreso Nacional de Biotecnología. 3:82-89. Puerto Vallarta, Jal. México.
- Reiners, W. A. 1968. Carbon dioxide evolution from the floor of three Minnesota forests. *Ecology*, **49**:471-483.
- Rivas, S. H. 1996. Estudio y evaluación de algunas propiedades físicas y químicas de los suelos agrícolas aledaños al ingenio azucarero "El Potrero" en Córdoba Veracruz, México. Tesis profesional. Facultad de Ciencias, UNAM. México D. F. México. 99 pp.
- Scheffer, F. y B. Ulrich. 1960. Humus und Humusdüngung. 2a ed. F. Enke Verlag. 327 p. Stuttgart, RFA.
- Scow, K. M., S. Simkins y M. Alexander. 1986. Kinetics of mineralization of organic compounds at low concentrations in soil. *Applied and Environmental Microbiology*, **51**: 1028-1035.
- Sedue. 1990. Informe sobre el estado del medio ambiente en México. Secretaría de Desarrollo Urbano y Ecológico. Poder Ejecutivo Federal. México D. F. México. Pp 22-60.
- Speece, R. E. 1983. Anaerobic biotechnology for industrial wastewater treatment. *Environmental Society Technology*, **17**:9 416-427.
- Stevenson, F. 1982. Humus chemistry, genesis, composition reactions. John Wiley and Sons. Nueva York. EEUUA. pp1-222.
- Thomann, C. 1963. Some observation on the extraction of soil humus. The sodium-pyrophosphate method. ORSTOM. *Cahiers Pédologie*, **3**: 43-72.
- U. S. EPA 1979. Toxic Substances Control Act Premanufacture Testing of New Chemical Substances. Environmental Protection Agency. *Federal Register*, **44**: 16240-16292.
- U. S. FDA. 1987. *Environmental Assessment Technical Assistance Handbook* PB87-175345. Food and Drug Administration. National Technical Information Service, Washinton, D. C. EEUUA.
- VFR.1992. Inherent Biodegradability in Soil. Code of Federal Regulations 40 796.3400, pp 224-229. U. S. Government Printing Office. Washington, D. C. EEUUA.
- Wilding, L. P., N. E. Smeck, y G. F. Hall. 1983. Pedogenesis and soil taxonomy. II Soil order. Elsevier. Amsterdam, Holanda.
- Yuan, T. L., N. Gammon y R. G. Leighty. 1967. Relative contribution of organic matter and clay fraction to cation exchange capacity of sandy soils from several soil groups. *Soil Science*, **104**: 123-128.

Zámamo, H. A., L. E. Zedillo Ponce de León y C. Durán de Bazúa. 1991. Tratamiento biológico de aguas residuales de la industria alcoholera a partir de melazas de la caña de azúcar. Informe técnico de trabajo VIN-01-90. Pub. Facultad de Química, UNAM. México D. F. México. Pp 13-26.

Zedillo, L. E. 1990. Informe interno. Instituto para el Mejoramiento de la Producción Azucarera (IMPA). Azúcar, S. A. México D. F. México. Pp 20-41.

APÉNDICE A

CUANTIFICACIÓN DE CARBONO ORGÁNICO TOTAL

Por el método de Lichterfelder modificado

Material y equipo

Matraz aforado de 50 mL

Tubos para centrifuga

pipeta volumétricas de 0.5, 1.0, 1.5 y 2 mL

Espectrofotómetro de luz visible

Estufa, horno o placa caliente

Balanza analítica.

Reactivos

Ácido sulfúrico concentrado

Dicromato de potasio al 2 N. Se prepara con 98.07 g de dicromato de potasio más 100 mL de ácido sulfúrico concentrado y aforar a 1000 mL.

Solución patrón de carbono, que se prepara con 39 g de glucosa aforados a 1000 mL, contiene 15.14 g C/L

Método para suelo

1. Pesar 1.5 g de suelo por duplicado en balanza analítica (molido y tamizado a 2 mm) en matraces aforados de 50 mL.
2. Agregar 5 mL de dicromato de potasio 2 N y 5 mL de ácido sulfúrico concentrado.
3. Colocar las muestras 90 minutos en estufa a 120°C
4. Enfriar y aforar con agua destilada.
5. Centrifugar por 10 minutos a 3,500 rpm
6. Leer en espectrofotómetro a 578 nm.

Nota: El método para cuantificar % de carbono orgánico total en muestras líquidas es el mismo que para el suelo: se toman alícuotas de 2.5 mL en matraces aforados de 50 mL, siguiendo el procedimiento anterior.

Curva estándar

Preparar la curva estándar de carbono, colocando 0, 0.5, 1.0, 1.5, 2 mL de la solución patrón de carbono en matraces aforados de 50 mL y adicionar 5 mL de dicromato de potasio y 5 mL de ácido sulfúrico concentrado, continuar con el mismo procedimiento de las muestras. Las soluciones contienen: 0, 7.57, 15.14, 22.71 y 30.28 mg de carbono por 50 mL

Resultados

Calcular la concentración de carbono orgánico total en las muestras de suelo, de acuerdo a la curva estándar.

APÉNDICE B

Análisis de Varianza de dos factores

Análisis de varianza (4a semana)						
RESUMEN						
Grupos	Cuenta	Suma	Promedio	Varianza		
AS	4	11.471	2.868	0.032		
AVC	3	10.226	3.409	0.026		
AVA	4	11.506	2.876	0.010		
AVAA	4	11.357	2.839	0.029		
ANÁLISIS DE VARIANZA						
Origen de las variaciones	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Promedio de los cuadrados	F	Probabilidad	Valor crítico para F
Entre grupos	0.723	3	0.241	9.886	0.002	3.587
Dentro de los grupos	0.268	11	0.024			
Total	0.991	14				
COMPARACIONES MÚLTIPLES: MÉTODO DE T DE TUCKEY						
Q α ,c, n-c	4.53	valor crítico superior				
MSW	0.024	varianza dentro del grupo				
n _j	4	número de observaciones en el grupo j				
Q α ,c, n-c $\sqrt{\frac{1.645}{n}}$	0.354	valor crítico				
n = número total de observaciones, c = número de grupos						
Diferencia Absoluta de las Medias			Intervalos de Confianza			
AS vs AVC	11.47-10.23 =	0.541	0.541 + 0.354 =	-0.895	0.541 - 0.354 =	-0.187
AS vs AVA	11.47-11.51 =	0.009	0.009 + 0.354 =	-0.362	0.009 - 0.354 =	0.345
AS vs AVAA	11.47-11.36 =	0.029	0.029 + 0.354 =	-0.325	0.029 - 0.354 =	0.382
AVC vs AVA	10.23-11.51 =	0.532	0.532 + 0.354 =	0.179	0.532 - 0.354 =	0.886
AVC vs AVAA	10.23-11.36 =	0.570	0.570 + 0.354 =	0.216	0.570 - 0.354 =	0.923
AVA vs AVAA	11.51-11.36 =	0.037	0.037 + 0.354 =	-0.316	0.037 - 0.354 =	0.391

APÉNDICE C

Estadística descriptiva

% DE CARBONO ORGÁNICO TOTAL

Estadística	1A SEMANA				2A SEMANA			
	AS	AVC	AVA	AVAA	AS	AVC	AVA	AVAA
Media	2.90	3.53	3.02	2.91	2.88	3.40	2.92	2.89
Error típico	0.11	0.11	0.12	0.03	0.15	0.06	0.10	0.05
Mediana	2.88	3.52	3.02	2.89	2.83	3.45	2.90	2.86
Desviación estándar	0.22	0.19	0.17	0.05	0.30	0.12	0.19	0.10
Varianza de la muestra	0.05	0.04	0.03	0.00	0.09	0.02	0.04	0.01
Suma	11.62	10.58	6.03	8.74	11.54	13.61	11.69	11.56
Cuenta	4	3	2	3	4	4	4	4
	3A SEMANA				4A SEMANA			
Media	2.87	3.41	2.88	2.84	2.88	3.29	2.87	2.77
Error típico	0.09	0.09	0.05	0.09	0.07	0.04	0.03	0.00
Mediana	2.85	3.43	2.87	2.78	2.87	3.31	2.86	2.77
Desviación estándar	0.18	0.16	0.10	0.17	0.15	0.08	0.06	0.00
Varianza de la muestra	0.03	0.03	0.01	0.03	0.02	0.01	0.00	0.00
Suma	11.47	10.23	11.51	11.36	11.54	13.18	11.46	5.54
Cuenta	4	3	4	4	4	4	4	2
	1A SEMANA				2A SEMANA			
	VS	VVC	VVA	VVAA	VS	VVC	VVA	VVAA
Media	2.97	3.63	3.13	3.10	2.95	3.60	3.13	3.06
Error típico	0.10	0.15	0.09	0.13	0.06	0.06	0.31	0.25
Mediana	2.97	3.49	3.13	3.03	2.91	3.60	2.90	2.88
Desviación estándar	0.14	0.26	0.13	0.26	0.13	0.13	0.62	0.51
Varianza de la muestra	0.02	0.07	0.02	0.07	0.02	0.02	0.39	0.26
Suma	5.93	10.88	6.26	12.41	11.79	14.38	12.53	12.24
Cuenta	2	3	2	4	4	4	4	4
	3A SEMANA				4A SEMANA			
Media	2.95	3.55	3.00	2.91	2.94	3.43	2.92	2.84
Error típico	0.02	0.01	0.05	0.05	0.06	0.03	0.04	0.03
Mediana	2.96	3.55	2.95	2.92	2.91	3.43	2.93	2.82
Desviación estándar	0.03	0.02	0.09	0.09	0.12	0.04	0.06	0.06
Varianza de la muestra	0.00	0.00	0.01	0.01	0.01	0.00	0.00	0.00
Suma	8.84	10.64	8.99	11.62	11.75	6.86	8.76	11.37
Cuenta	3	3	3	4	4	2	3	4

pH

Estadística	1A SEMANA				2A SEMANA			
	AS	AVC	AVA	AVAA	AS	AVC	AVA	AVAA
Media	4.9	5.8	5.6	5.6	4.8	6.0	5.5	5.6
Error típico	0.03	0.02	0.03	0.02	0.02	0.02	0.03	0.03
Mediana	4.88	5.78	5.55	5.62	4.80	6.00	5.50	5.60
Desviación estándar	0.08	0.06	0.08	0.07	0.05	0.07	0.07	0.09
Varianza de la muestra	0.01	0.00	0.01	0.00	0.00	0.00	0.01	0.01
Suma	39.26	46.10	38.96	45.03	33.90	48.20	27.50	44.76
Cuenta	8	8	7	8	7	8	5	8
	3A SEMANA				4A SEMANA			
Media	4.8	6.1	5.2	6.2	4.8	6.6	5.1	7.0
Error típico	0.15	0.05	0.02	0.03	0.00	0.25	0.00	0.21
Mediana	4.69	6.07	5.25	6.22	4.80	6.55	5.10	7.21
Desviación estándar	0.41	0.15	0.04	0.07	0.00	0.50	0.00	0.42
Varianza de la muestra	0.17	0.02	0.00	0.01	0.00	0.25	0.00	0.17
Suma	33.79	49.07	31.43	37.40	19.20	26.29	20.40	28.21
Cuenta	7	8	6	6	4	4	4	4
	1A SEMANA				2A SEMANA			
	VS	VVC	VVA	VVAA	VS	VVC	VVA	VVAA
Media	6.9	6.2	7.4	7.4	6.9	6.4	7.2	7.4
Error típico	0.03	0.01	0.01	0.05	0.02	0.02	0.03	0.03
Mediana	6.85	6.18	7.34	7.44	6.87	6.40	7.10	7.40
Desviación estándar	0.07	0.03	0.04	0.14	0.04	0.04	0.09	0.08
Varianza de la muestra	0.01	0.00	0.00	0.02	0.00	0.00	0.01	0.01
Suma	54.91	36.98	58.83	59.55	27.42	38.50	57.30	44.50
Cuenta	8	6	8	8	4	6	8	6
	3A SEMANA				4A SEMANA			
Media	6.9	6.9	7.1	7.2	6.8	7.4	6.8	6.8
Error típico	0.02	0.13	0.04	0.05	0.03	0.07	0.02	0.00
Mediana	6.94	7.02	7.02	7.20	6.70	7.40	6.80	6.80
Desviación estándar	0.05	0.36	0.11	0.15	0.06	0.14	0.05	0.00
Varianza de la muestra	0.00	0.13	0.01	0.02	0.00	0.02	0.00	0.00
Suma	55.49	55.51	56.42	57.35	29.00	29.57	27.10	28.40
Cuenta	8	8	8	8	4	4	4	4

CONDUCTIVIDAD ELECTRICA
microSiem/cm

Estadística	1A SEMANA				2A SEMANA			
	AS	AVC	AVA	AVAA	AS	AVC	AVA	AVAA
Media	304	1763	493	471	321	1361	414	487
Error típico	5.52	37.88	6.79	13.54	13.06	59.07	16.12	40.50
Mediana	303.5	1762.5	491	463	333	1360.5	401	486.5
Desviación estándar	11.03	75.76	13.58	23.46	29.21	144.70	36.04	57.28
Varianza de la muestra	121.67	5739.33	184.33	550.33	853.30	20937	1299.00	3280.50
Suma	1214	7052	1970	1412	1603	8167	2070	973
Cuenta	4	4	4	3	5	6	5	2
	3A SEMANA				4A SEMANA			
Media	312	1341	418	417	369	1384	496	488
Error típico	15.13	45.44	11.02	9.94	11.57	39.20	12.08	22.70
Mediana	301	1359	421.5	423	381	1390	501	488
Desviación estándar	37.06	120.24	26.99	19.87	25.88	87.65	29.58	50.76
Varianza de la muestra	1373.47	14456.6	728.67	394.92	669.70	7682.30	874.97	2576.80
Suma	1870	9389	2506	1669	1846	6922	2977	2442
Cuenta	6	7	6	4	5	5	6	5
	1A SEMANA				2A SEMANA			
	VS	VVC	VVA	VVAA	VS	VVC	VVA	VVAA
Media	345	3048	462	445	292	3196	391	411
Error típico	14.19	288.37	8.64	1.44	8.18	117.92	6.29	12
Mediana	351.5	3250.	464.	446.5	297	3370	386	411
Desviación estándar	28.38	576.74	17.29	2.87	18.28	263.69	12.58	16.97
Varianza de la muestra	805.67	332625	298.92	8.25	334.3	69530	158.25	288
Suma	1378	12190	1849	1781	1462	15980	1565	822
Cuenta	4	4	4	4	5	5	4	2
	3A SEMANA				4A SEMANA			
Media	266	2057	420	456	327	1649	486	454
Error típico	14.66	240.26	13.21	17.74	13.70	133.84	13.10	14.01
Mediana	263	1927	432	463.5	328	1805	485	452.5
Desviación estándar	32.78	635.67	32.35	43.46	33.57	299.29	29.29	34.31
Varianza de la muestra	1074.7	404079	1046.67	1889.1	1126.67	89571.7	857.8	1177.47
Suma	1329	14397	2518	2733	1964	8246	2428	2722
Cuenta	5	7	6	6	6	5	5	6

% COT DE ÁCIDOS FÚLVICOS

	1A SEMANA				2A SEMANA			
	AS	AVC	AVA	AVAA	AS	AVC	AVA	AVAA
Media	0.019	0.022	0.013	0.012	0.019	0.041	0.026	0.037
Error típico	0.0001	0.0002	0.001	0.0004	0.001	0.007	0.001	0.005
Mediana	0.019	0.022	0.013	0.012	0.018	0.041	0.026	0.036
Desviación estándar	0.0002	0.0003	0.002	0.001	0.003	0.014	0.002	0.011
Varianza de la muestra	5.2E-08	1.1E-07	3.2E-06	7.1E-07	7.6E-06	2.1E-04	3.1E-06	0.0001
Suma	0.076	0.086	0.053	0.049	0.076	0.163	0.106	0.147
Cuenta	4	4	4	4	4	4	4	4
	3A SEMANA				4A SEMANA			
Media	0.019	0.019	0.020	0.018	0.019	0.044	0.034	0.031
Error típico	0.001	0.0004	0.001	0.001	0.001	0.002	0.002	0.001
Mediana	0.019	0.019	0.020	0.018	0.019	0.045	0.034	0.030
Desviación estándar	0.002	0.001	0.001	0.002	0.002	0.004	0.003	0.002
Varianza de la muestra	3.2E-06	5.2E-07	2.2E-06	5.8E-06	5.0E-06	1.7E-05	9.3E-06	4.4E-06
Suma	0.075	0.076	0.078	0.072	0.076	0.175	0.136	0.122
Cuenta	4	4	4	4	4	4	4	4
	1A SEMANA				2A SEMANA			
	VS	VVC	VVA	VVAA	VS	VVC	VVA	VVAA
Media	0.020	0.031	0.016	0.016	0.021	0.039	0.027	0.029
Error típico	0.0003	0.002	0.0001	0.0003	0.001	0.002	0.001	0.002
Mediana	0.020	0.030	0.016	0.016	0.020	0.039	0.028	0.029
Desviación estándar	0.001	0.003	0.0003	0.001	0.003	0.004	0.002	0.003
Varianza de la muestra	4.0E-07	1.1E-05	8.9E-08	2.7E-07	8.1E-06	1.5E-05	2.7E-06	9.6E-06
Suma	0.081	0.124	0.063	0.063	0.082	0.156	0.110	0.116
Cuenta	4	4	4	4	4	4	4	4
	3A SEMANA				4A SEMANA			
Media	0.020	0.020	0.018	0.017	0.020	0.035	0.019	0.017
Error típico	0.0004	0.0004	0.001	0.001	0.001	0.002	0.001	0.0001
Mediana	0.020	0.020	0.019	0.017	0.020	0.035	0.019	0.017
Desviación estándar	0.001	0.001	0.003	0.002	0.001	0.004	0.001	0.0002
Varianza de la muestra	6.7E-07	7.6E-07	6.5E-06	4.8E-06	1.5E-06	1.4E-05	1.4E-06	3.9E-08
Suma	0.080	0.080	0.073	0.069	0.080	0.141	0.074	0.067
Cuenta	4	4	4	4	4	4	4	4

% COT DE ÁCIDOS HÚMICOS

	1A SEMANA				2A SEMANA			
	AS	AVC	AVA	AVAA	AS	AVC	AVA	AVAA
Media	0.020	0.016	0.030	0.021	0.020	0.097	0.056	0.058
Error típico	0.001	0.001	0.001	0.002	0.001	0.008	0.001	0.002
Mediana	0.020	0.016	0.031	0.020	0.020	0.101	0.056	0.057
Desviación estándar	0.003	0.002	0.002	0.004	0.001	0.015	0.001	0.003
Varianza de la muestra	6.8E-06	2.7E-06	5.4E-06	1.3E-05	1.6E-06	0.00023	1.8E-06	1.2E-05
Suma	0.080	0.062	0.120	0.083	0.080	0.387	0.224	0.230
Cuenta	4	4	4	4	4	4	4	4
	3A SEMANA				4A SEMANA			
Media	0.020	0.050	0.037	0.039	0.020	0.056	0.040	0.054
Error típico	0.001	0.002	0.003	0.004	0.001	0.001	0.003	0.008
Mediana	0.020	0.051	0.034	0.038	0.020	0.057	0.039	0.056
Desviación estándar	0.002	0.003	0.007	0.008	0.002	0.002	0.006	0.016
Varianza de la muestra	4.9E-06	1.2E-05	4.4E-05	7.2E-05	4.2E-06	4.6E-06	3.3E-05	0.00026
Suma	0.080	0.202	0.149	0.158	0.080	0.225	0.161	0.216
Cuenta	4	4	4	4	4	4	4	4
	1A SEMANA				2A SEMANA			
	VS	VVC	VVA	VVAA	VS	VVC	VVA	VVAA
Media	0.016	0.018	0.018	0.011	0.016	0.085	0.051	0.060
Error típico	0.001	0.001	0.001	0.001	0.001	0.000	0.009	0.012
Mediana	0.017	0.018	0.018	0.011	0.015	0.085	0.050	0.060
Desviación estándar	0.002	0.003	0.002	0.001	0.002	0.000	0.018	0.024
Varianza de la muestra	3.3E-06	7E-06	3.2E-06	1.5E-06	5.2E-06	1.3E-07	0.00032	0.00055
Suma	0.06435	0.07043	0.07141	0.04343	0.06438	0.34165	0.20338	0.24084
Cuenta	4	4	4	4	4	4	4	4
	3A SEMANA				4A SEMANA			
Media	0.016	0.047	0.021	0.019	0.016	0.075	0.052	0.062
Error típico	0.001	0.002	0.001	0.000	0.000	0.009	0.007	0.007
Mediana	0.016	0.047	0.021	0.020	0.016	0.076	0.055	0.059
Desviación estándar	0.002	0.004	0.001	0.000	0.001	0.017	0.014	0.013
Varianza de la muestra	3.4E-06	1.4E-05	1.8E-06	1.3E-07	9.7E-07	0.00029	0.0002	0.00017
Suma	0.064	0.190	0.082	0.078	0.064	0.300	0.206	0.250
Cuenta	4	4	4	4	4	4	4	4

FÓSFORO ASIMILABLE mg/kg

	4A SEMANA			
	AS	AVC	AVA	AVAA
Media	9	17	11	9
Error típico	1	1	1	1
Mediana	9	17	11	9
Desviación estándar	1	1	1	1
Varianza de la muestra	2	2	2	2
Suma	18	34	22	18
Cuenta	2	2	2	2
	VS	VVC	VVA	VVAA
Media	337	390	351	359
Error típico	13	4	1	5
Mediana	337	390	351	359
Desviación estándar	18	6	1	7
Varianza de la muestra	338	32	2	50
Suma	674	780	702	718
Cuenta	2	2	2	2

NITRATOS mg/kg

	4A SEMANA			
	AS	AVC	AVA	AVAA
Media	2895	80	3030	1845
Error típico	425	0	0	255
Mediana	2895	80	3030	1845
Desviación estándar	601	0	0	361
Varianza de la muestra	361250	0	0	130050
Suma	5790	160	6060	3690
Cuenta	2	2	2	2
	VS	VVC	VVA	VVAA
Media	705	36	724	548
Error típico	20	3	126	35
Mediana	705	36	724	548
Desviación estándar	28	5	179	49
Varianza de la muestra	800	22	31878	2450
Suma	1410	72	1448	1095
Cuenta	2	2	2	2

CALCIO mg/kg

	4A SEMANA			
	AS	AVC	AVA	AVAA
Media	6416	7866	6048	6326
Error típico	76	165	66	62
Mediana	6412	7984	6070	6386
Desviación estándar	151	330	131	124
Varianza de la muestra	22816	108944	17227	15408
Suma	25664	31464	24192	25304
Cuenta	4	4	4	4
	VS	VVC	VVA	VVAA
Media	16960	17620	15952	16320
Error típico	84	226	371	147
Mediana	16936	17520	15736	16368
Desviación estándar	169	452	743	294
Varianza de la muestra	28501	204523	551765	86357
Suma	67840	70480	63808	65280
Cuenta	4	4	4	4

MAGNESIO mg/kg

	4A SEMANA			
	AS	AVC	AVA	AVAA
Media	1392	2216	1370	1512
Error típico	13.37	32.17	174.58	10.33
Mediana	1396	2228	1524	1512
Desviación estándar	26.73	64.33	349.16	20.66
Varianza de la muestra	715	4139	121915	427
Suma	5568	8864	5480	6048
Cuenta	4	4	4	4
	VS	VVC	VVA	VVAA
Media	1044	1608	1028	1040
Error típico	4.00	24.87	29.48	6.53
Mediana	1040	1624	1024	1040
Desviación estándar	8.00	49.75	58.97	13.06
Varianza de la muestra	64	2475	3477	171
Suma	4176	6432	4112	4160
Cuenta	4	4	4	4

POTASIO mg/kg

	4A SEMANA			
	AS	AVC	AVA	AVAA
Media	3058	12778	4346	4555
Error típico	22	101	25	30
Mediana	3058	12736	4342	4562
Desviación estándar	43	201	51	60
Varianza de la muestra	1861	40549	2587	3588
Suma	12232	51112	17384	18220
Cuenta	4	4	4	4
	VS	VVC	VVA	VVAA
Media	1016	11928	2216	2408
Error típico	27	158	61	24
Mediana	1024	11968	2200	2400
Desviación estándar	55	315	123	48
Varianza de la muestra	2987	99243	15104	2304
Suma	4064	47712	8864	9632
Cuenta	4	4	4	4

SODIO mg/kg

	4A SEMANA			
	AS	AVC	AVA	AVAA
Media	777	770	2662	2664
Error típico	20.22	107.85	140.23	61.04
Mediana	782	868	2578	2658
Desviación estándar	40	216	280	122
Varianza de la muestra	1636	46523	78661	14901
Suma	3108	3080	10648	10656
Cuenta	4	4	4	4
	VS	VVC	VVA	VVAA
Media	740	980	2440	2712
Error típico	36.59	69.55	92.49	43.57
Mediana	712	968	2416	2688
Desviación estándar	73	139	185	87
Varianza de la muestra	5355	19349	34219	7595
Suma	2960	3920	9760	10848
Cuenta	4	4	4	4

FIERRO mg/kg

	4A SEMANA			
	AS	AVC	AVA	AVAA
Media	51	93	55	53
Error típico	11	3	1	3
Mediana	57	95	55	55
Desviación estándar	22	6	2	6
Varianza de la muestra	505	33	4	37
Suma	205	373	218	213
Cuenta	4	4	4	4
	VS	VVC	VVA	VVAA
Media	958	1102	1093	1031
Error típico	52	128	141	95
Mediana	923	1033	1088	1018
Desviación estándar	104	255	283	189
Varianza de la muestra	10852	65131	79910	35881
Suma	3833	4408	4373	4123
Cuenta	4	4	4	4

MANGANESO mg/kg

	4A SEMANA			
	AS	AVC	AVA	AVAA
Media	775	2721	742	835
Error típico	100	117	28	24
Mediana	726	2723	730	834
Desviación estándar	199	234	57	48
Varianza de la muestra	39696	54619	3218	2279
Suma	3100	10885	2968	3340
Cuenta	4	4	4	4
	VS	VVC	VVA	VVAA
Media	744	1831	931	994
Error típico	27	67	108	65
Mediana	728	1774	914	994
Desviación estándar	53	134	215	130
Varianza de la muestra	2819	17860	46435	16927
Suma	2975	7323	3725	3975
Cuenta	4	4	4	4

COBRE mg/kg

	4A SEMANA			
	AS	AVC	AVA	AVAA
Media	2	3	2	2
Error típico	0	0	0	0
Mediana	2	3	2	2
Desviación estándar	0	0	0	0
Varianza de la muestra	0	0	0	0
Suma	7	11	8	7
Cuenta	4	4	4	4
	VS	VVC	VVA	VVAA
Media	9	10	10	10
Error típico	0	1	1	0
Mediana	9	10	10	10
Desviación estándar	0	1	1	0
Varianza de la muestra	0	1	1	0
Suma	37	41	41	40
Cuenta	4	4	4	4

ZINC mg/kg

	4A SEMANA			
	AS	AVC	AVA	AVAA
Media	119	278	289	118
Error típico	12	31	90	9
Mediana	123	250	270	115
Desviación estándar	23	62	181	18
Varianza de la muestra	540	3825	32740	342
Suma	475	1110	1155	470
Cuenta	4	4	4	4
	VS	VVC	VVA	VVAA
Media	222	75	79	76
Error típico	123	2	3	1
Mediana	115	75	79	76
Desviación estándar	245	5	5	2
Varianza de la muestra	60210	21	27	6
Suma	888	300	318	303
Cuenta	4	4	4	4

% COT DE CARBONO DISUELTO EN PIROFOSFATO DE SODIO

	1A SEMANA				2A SEMANA			
	AS	AVC	AVA	AVAA	AS	AVC	AVA	AVAA
Media	0.021	0.032	0.018	0.020	0.022	0.030	0.018	0.022
Error típico	0.002	0.0002	0.002	0.001	0.0004	0.0003	0.0002	0.001
Mediana	0.021	0.032	0.018	0.020	0.022	0.030	0.018	0.022
Desviación estándar	0.002	0.0003	0.002	0.001	0.001	0.0004	0.0003	0.001
Varianza de la muestra	4.8E-06	1.2E-07	5.6E-06	1E-06	2.6E-07	1.3E-07	1.1E-07	1E-06
Suma	0.04213	0.06485	0.03566	0.04093	0.04356	0.05958	0.03664	0.0438
Cuenta	2	2	2	2	2	2	2	2
	3A SEMANA				4A SEMANA			
Media	0.022	0.028	0.018	0.020	0.022	0.023	0.022	0.020
Error típico	0.022	0.002	0.001	0.000	0.000	0.000	0.001	0.001
Mediana	0.022	0.028	0.018	0.020	0.022	0.023	0.022	0.020
Desviación estándar	0.031	0.002	0.001	0.0003	0.0002	0.0002	0.0012	0.002
Varianza de la muestra	0.001	0.0000	0.0000	0.0003	0.0000	0.0000	0.0000	0.0000
Suma	0.043	0.055	0.036	0.040	0.044	0.047	0.043	0.040
Cuenta	2	2	2	2	2	2	2	2
	1A SEMANA				2A SEMANA			
	VS	VVC	VVA	VVAA	VS	VVC	VVA	VVAA
Media	0.0195	0.0350	0.0160	0.0158	0.0189	0.0285	0.0164	0.0168
Error típico	0.0002	0.0017	0.0004	0.0008	0.0004	0.0004	0.0005	0.0006
Mediana	0.0195	0.0350	0.0160	0.0158	0.0189	0.0285	0.0164	0.0168
Desviación estándar	0.0003	0.0023	0.0005	0.0012	0.0005	0.0005	0.0007	0.0008
Varianza de la muestra	1.1E-07	5.5E-06	2.5E-07	1.4E-06	2.6E-07	2.6E-07	4.6E-07	7.2E-07
Suma	0.03903	0.0701	0.03209	0.03161	0.03783	0.05697	0.03279	0.03353
Cuenta	2	2	2	2	2	2	2	2
	3A SEMANA				4A SEMANA			
Media	0.0188	0.0212	0.0182	0.0169	0.0177	0.0214	0.0175	0.0174
Error típico	0.0002	0.0002	0.0001	0.0002	0.0011	0.0001	0.0018	0.0003
Mediana	0.0188	0.0212	0.0182	0.0169	0.0177	0.0214	0.0175	0.0174
Desviación estándar	0.0003	0.0003	0.0002	0.0003	0.0015	0.0001	0.0025	0.0004
Varianza de la muestra	1.1E-07	1.1E-07	2.9E-08	1.1E-07	2.3E-06	7.2E-09	6.4E-06	1.8E-07
Suma	0.0003	0.0003	0.0002	0.0003	0.0015	0.0001	0.0025	0.0004
Cuenta	0.0376	0.0424	0.0364	0.0338	0.0354	0.0427	0.0350	0.0348
	2	2	2	2	2	2	2	2