

# Biodegradación de la vinaza de caña de azúcar con cepas de los hongos *Schizophyllum commune* y *Trichoderma viride*

Biodegradation of sugarcane vinasse with strains of the fungus *Schizophyllum commune* and *Trichoderma viride*

Colciencias Tipo 1. Artículo original

RECIBIDO: OCTUBRE 31, 2012; ACEPTADO: DICIEMBRE 2, 2012

Luisa Fernanda Baldiris

[lachiqui89207@hotmail.com](mailto:lachiqui89207@hotmail.com)

Jorge Castillo

[jorgejcca@hotmail.com](mailto:jorgejcca@hotmail.com)

Essaul López

[esalora@hotmail.com](mailto:esalora@hotmail.com)

Luz Dary Caicedo

[Luz.caicedo@correounivalle.edu.co](mailto:Luz.caicedo@correounivalle.edu.co)

Grupo de Investigación en Micología (GIM)

Universidad Santiago de Cali

## Resumen

Se determinaron los cambios fisicoquímicos de la biodegradación de la vinaza de caña de azúcar con cepas de los hongos *Schizophyllum commune* y *Trichoderma viride*, en dos medios de cultivo con y sin agitación. Se establecieron los siguientes parámetros: pH, conductividad, sólidos disueltos, turbidez, azúcares reductores, fósforo (P), fenoles, potasio (K), nitrógeno total ( $N_{total}$ ), DQO y DBO. A los resultados obtenidos se les aplicó el análisis de varianza de un factor para contrastar la existencia de diferencias significativas entre el tratamiento control (T<sub>1</sub>: vinaza) y los subtratamientos (T<sub>1.1</sub> y T<sub>1.2</sub>). Los resultados mostraron porcentajes de remoción del 97,7% en la turbidez, 60,5% en el contenido de fenoles, 79,5% en el contenido de K, 75% en DQO y 78,3% en DBO. Se evidenció que estas cepas de hongos pueden ser utilizados en la degradación de compuestos recalcitrantes, como la vinaza, con reducción de su toxicidad y la probabilidad de ser utilizada como complemento de fertilizantes.

## Palabras Clave

*Schizophyllum commune*; *Trichoderma viride*; vinaza; biodegradación.

## Abstract

Physicochemical changes were determined by the biodegradation of the sugar cane vinasse strains of fungi *Trichoderma viride* and *Schizophyllum commune*, two culture media with and without agitation. We established the following parameters: pH, conductivity, dissolved solids, turbidity, reducing sugars, phosphorus (P), phenols, potassium (K), total nitrogen ( $N_{total}$ ), COD and BOD. The results obtained were applied the analysis of variance of a factor for the existence of significant differences between the control treatment (T<sub>1</sub>: vinasse) and subtratements (T<sub>1.1</sub> and T<sub>1.2</sub>). The results showed removal percentages of 97.7% in turbidity, 60.5% phenol content, 79.5% K content, 75% 78.3% COD and BOD. It was evidenced that these strains of fungi can be used in the degradation of recalcitrant compounds, such as sugar cane vinasse, with reduction of its toxicity and the likelihood of being used as a complement to fertilizer.

## Keywords

*Schizophyllum commune*; *Trichoderma viride*; sugar cane vinasse; biodegradation

## I. INTRODUCCIÓN

La vinaza es un subproducto de la producción del etanol, por cada litro de alcohol se producen en promedio de 8 a 18 L de vinaza, la cual puede variar su composición química de acuerdo con la materia prima y los equipos utilizados en el proceso (Kumar et al., 1998; Naik et al., 2008).

El problema principal de la vinaza es su composición química, contiene un alto contenido de materia orgánica (COD en el rango de 50–100 g/L), la cantidad de sustancias inorgánicas como potasio, calcio, magnesio, son muy altas (Gallo., Ospina., & Santos, 1986) es un compuesto muy ácido (pH: 4-5), tiene un color marrón oscuro debido a la presencia de melanoidinas y posee un alto contenido de fenoles (Ferreira, 2009). Estas sustancias son frecuentemente tóxicas para los microorganismos usados en los bio-tratamientos de efluentes y son altamente recalcitrantes, persisten en el suelo y retienen propiedades antioxidantes (Migo et al., 1993; Pérez et al., 2006; Chandra et al., 2008; Mohana et al., 2009).

Con el incremento sustancial en la producción de etanol en el mundo, muchas tecnologías han sido exploradas para el control, la reutilización y/o degradación de la vinaza. Actualmente, los procesos biológicos han sido reconocidos como métodos efectivos para tratamientos de aguas residuales, tanto los sistemas aerobios como anaerobios son usados en descargas de plantas agroindustriales incluyendo los provenientes de destilerías. (Benítez et al., 2003)

Se ha estudiado el tratamiento de las vinazas en condiciones aerobias empleando algunas especies de hongos como *Penicillium decumbens*, *Aspergillus terreus* y *Geotrichum candidum*, con la finalidad de remover compuestos fenólicos, los cuales en concentraciones altas, inhiben la acción de bacterias anaerobias (Jimenez, Borja, & Martín. 2003; García, Bonilla, Jiménez, & Ramos, 2005).

El propósito del presente estudio fue determinar mediante análisis de algunos parámetros fisicoquímicos la capacidad de biodegradación de la vinaza de caña de azúcar en presencia de una cepa del hongo *Schizophyllum commune* y una cepa del hongo *Trichoderma viride* bajo dos condiciones de cultivo con agitación y sin agitación. Estos dos microorganismos poseen enzimas como hidrolasas, peroxidasas, lacasas, entre otras, que les permiten degradar diferentes tipos de contaminantes, sin embargo no se

habían utilizado hasta ahora en la biodegradación de este compuesto.

## II. MATERIALES Y MÉTODOS

### A. Vinaza de Caña de Azúcar

La vinaza fue donada por la empresa Sucromiles S.A., localizada en el municipio de Palmira, Valle del Cauca. Este residuo fue recolectado en recipientes plásticos y almacenado en refrigeración a 4°C. El pH se mantuvo entre 4,6 y 4,7. La concentración inicial fue de 60%.

### 1) Preparación de la vinaza de caña de azúcar para los diferentes ensayos

La vinaza se utilizó a una concentración final del 5% y se le agregó 1 g/L de peptona bacteriológica (Merck No. Cat 107043-1000) como fuente de nitrógeno. Esta mezcla se llevó al autoclave y se esterilizó a 121°C y 15 psi. El pH de la muestra después de salir de la autoclave fue 4,4.

### B. Microorganismos

Se utilizaron dos cepas de hongos *Schizophyllum commune* y *Trichoderma viride* aisladas en el laboratorio de Micología de la Universidad del Valle a partir de maderas contaminadas. Las cepas se conservaron en cajas de Petri con agar Sabouraud, a temperatura ambiente y en refrigeración a 4°C.

### 1) Adaptación de los hongos a la vinaza

Se realizó la adaptación inicial de los hongos en un medio líquido de enriquecimiento (vinaza 2,5%; Glucosa 2% y peptona 1%), se depositaron 100 mL de este medio en dos erlenmeyer de 250 mL, uno para *S. commune* y otro para *T. viride*. Para el inóculo se utilizaron los hongos con 8 días de crecimiento en cajas de Petri con agar Sabouraud, para esto se tomó una porción de 1 cm<sup>2</sup> de micelio de los respectivos hongos y se depositaron en los erlenmeyer correspondientes. Se dejaron en incubación durante 48 horas a una temperatura promedio de 25°C y con una agitación de 150 rpm. A partir de los cultivos de enriquecimiento se obtuvo la masa de micelio que se utilizó como inóculo en la parte experimental.

### C. Parte experimental

Se realizaron dos ensayos:

*Ensayo I.* Se estudió el crecimiento de las dos cepas de hongos en el medio de cultivo (vinaza 5% + peptona 0,1%) sin agitación.

*Ensayo II.* Se estudió el crecimiento de las dos cepas de hongos en el medio de cultivo (vinaza 5% + peptona 0,1%) con agitación a 150 rpm.

Para cada uno de los ensayos se utilizaron tres tratamientos (Tabla 1). Se depositaron 100 mL del medio de cultivo estéril en recipientes de vidrio, se inocularon  $8 \pm 2$  g de micelio de los respectivos hongos y se dejaron sin inocular de hongo los recipientes del tratamiento T<sub>1</sub> que sirvieron como control. Los recipientes se cubrieron con tapones de algodón y gasa estériles. Los ensayos se hicieron por triplicado y se dejaron en incubación a una temperatura promedio de 25°C, los recipientes del ensayo I se dejaron durante 120 días y los del ensayo II se dejaron en durante 20 días. Los estudios fisicoquímicos de los diferentes tratamientos se realizaron el día 0 y al final de cada proceso.

**Tabla 1. Descripción de los tratamientos de los dos ensayos (sin agitación y con agitación a 150 rpm)**

Tratamientos	Descripción
T <sub>1</sub>	vinaza (control)
T <sub>1.1</sub>	vinaza 5% + peptona 0,1% + <i>T. viride</i>
T <sub>1.2</sub>	vinaza 5% + peptona 0,1% + <i>S. commune</i>

#### D. Análisis fisicoquímicos de las muestras

Los análisis fisicoquímicos medidos en los diferentes ensayos y tratamientos fueron: pH (NTC 5167), conductividad y sólidos disueltos (NTC 4531), turbidez (NTC 4704), azúcares reductores (NTC 1779), fósforo (P) (NTC 234), fenoles (método de la 4-aminoantipiridina), potasio (K) (NTC 202), nitrógeno total (N<sub>total</sub>) (NTC 370), DQO (NTC 3629) y DBO (NTC 3630).

En la determinación de pH se utilizó el pH-metro SCHOTT CG841. Para la determinación de la conductividad y los sólidos disueltos utilizó el conductímetro DIST by HANNA HI 90311. La turbidez se leyó directamente de la pantalla del Turbidímetro WTW TUBB 550. La determinación de azúcares reductores con el método de Fehling. La determinación cuantitativa de fósforo con el método espectrofotométrico del fosfomolibdovanadato, método que consiste en hacer que los ortofosfatos reaccionen con el molibdovanadato para formar complejos coloreados que absorben a una longitud de onda de 400nm. La Determinación cuantitativa de potasio se realizó con el método fotométrico de llama, las absorbancias se tomaron en el espectrofotómetro de absorción VARIAN GTA L-93 Llama.

#### 1) Determinación de fenoles

La cuantificación de fenoles se efectuó mediante el método de la 4-aminoantipiridina. Se realizó una solución patrón de 100 ppm de fenol, a continuación se preparó un blanco con 100 mL de agua destilada y una serie de estándares que contenían entre 1 ppm y 15 ppm de fenol. Luego se trató el blanco y los estándares de la siguiente manera: Al blanco y a cada uno de los estándares se les adicionó 2,5 mL de la solución de NH<sub>4</sub>OH 0,5 N y se ajustó el pH a  $10 \pm 0,1$  con una solución tampón de fosfato. Posteriormente se agregó 1 mL de 4-aminoantipiridina; se homogenizó y luego se añadió 1 mL de K<sub>3</sub>Fe(CN)<sub>6</sub> y se agitó. Después de 5 minutos, se estableció la absorbancia de los estándares contra el blanco a una longitud de onda de 550 nm, en un espectrómetro UV-VIS.

#### 2) Determinación de nitrógeno total (N<sub>total</sub>)

Se determinó el N<sub>total</sub> en los tratamientos por el método Kjeldahl cuyo principio consiste en convertir el nitrógeno presente en sulfato de amonio por digestión con H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> concentrado en presencia de un catalizador compuesto por 10,4 g de sulfato de potasio (K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub>, Merck) y 0,3 g de sulfato de cobre pentahidratado (CuSO<sub>4</sub>·5H<sub>2</sub>O, Merck). El amonio formado se libera por adición de NaOH en exceso, se destila en una solución absorbente de HCl y se titula el exceso de ácido con solución valorada de NaOH.

#### 3) Análisis Estadístico

Los datos obtenidos a partir de los análisis fisicoquímicos de los tratamientos fueron llevados a una base de datos. Se realizó el análisis de varianza (ANOVA) de un factor y análisis de significación mediante las pruebas F y t de dos colas, analizando todas las variables cuantificadas. se consideraron los dos medios de cultivo como variables independientes y se compararon simultáneamente las medias de los tratamientos (T<sub>1</sub>, T<sub>1.1</sub> y T<sub>1.2</sub>) para comparar la existencia de diferencias significativas entre ellas. (Miller & Miller, 1993)

### III. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El empleo de hongos para la biodegradación de efluentes industriales se ha convertido en una alternativa importante que permitirá reducir la carga contaminante de subproductos agroindustriales contaminantes. En la Tabla 2 se muestran los resultados del análisis fisicoquímico de la vinaza utilizada en los diferentes ensayos como tratamiento

control (T<sub>1</sub>). De acuerdo con los parámetros fisicoquímicos estudiados, el pH de la vinaza fue ácido; debido a la presencia de ácido láctico, ácido acético, ácido aconítico, fenoles (ácido tánico y húmico), polifenoles y a la utilización de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> libre en el proceso de fermentación del etanol, logrando la disolución de algunos metales, confiriéndole propiedades corrosivas a este residuo.

**Tabla 2. Caracterización fisicoquímica de la vinaza utilizada como control (T<sub>1</sub>)**

Parámetros	Vinaza/Tto control (T <sub>1</sub> )
pH	4,67
Conductividad (μs/ohm) a 25°C	62560
Sólidos disueltos (ppm)	31266,67
Turbidez (NTU)	24533,33
Azúcares reductores (%)	7,53
Fósforo (ppm)	98,73
Fenoles (ppm)	7,09
Potasio (ppm)	6125
Nitrógeno total (ppm)	1839,33
DQO (ppm)	85640
DBO (ppm)	32332,67

La alta conductividad en la vinaza se atribuye a la concentración de cationes monovalentes como Na<sup>+</sup>, K<sup>+</sup> y sales solubles (carbonatos, sulfatos de calcio y magnesio). Las altas concentraciones de sales pueden afectar la presión osmótica de los microorganismos y el sistema respiratorio de los peces (Kumar, Sahay, y Sinha, 1995).

La cantidad de sólidos disueltos en la vinaza fue alta. De acuerdo con García et al., (1997) éstos afectan la permeabilidad del suelo y la filtración, promoviendo de esta manera la fermentación y la producción de malos olores.

La vinaza presentó una turbidez considerable asociada a la cantidad de partículas en suspensión del proceso de producción de alcohol a partir de la fermentación de las mieles finales de la caña de azúcar. El nitrógeno total y el fósforo presentes en la vinaza resultaron altos, debido a que ésta presenta en su composición mayor contenido de carbohidratos y minerales, residuos del proceso fermentativo y nutrientes esenciales para el crecimiento de los microorganismos (Gallo, Ospina & Santos, 1986; Gómez, 1998).

Los valores altos de DQO y DBO<sub>5</sub> que presenta la vinaza favorecen la aplicación de un tratamiento anaerobio para su depuración, debido a que éstos son efectivos en

aguas residuales con altas cargas orgánicas (Durán-De-Bazúa, Cabrero & Poggi, 1991). sin embargo, uno de los parámetros que condicionan la efectividad del mismo es la presencia de compuestos fenólicos, los cuales afectan la eficiencia de remoción de contaminantes, por lo que es importante conocer la cantidad de fenoles en la vinaza, cuyo resultado fue 7,09 ppm. Es preocupante el registro de un valor tan alto en la concentración de fenoles, debido a que una concentración mayor a 2 ppm es tóxica para los peces e incluso concentraciones entre 10 - 100 ppm provoca la muerte de la vida acuática cuando las vinazas son descargadas en mantos acuíferos (Körbahti & Tanyolac, 2003).

Según Freire y Cortez (2000), el potasio es el mineral más abundante encontrado en la vinaza, seguido del calcio, magnesio, nitrógeno y fósforo.

En la Tabla 3 se pueden observar los diferentes parámetros fisicoquímicos de la biodegradación de la vinaza en presencia de *S. commune* y *T. viride* en los medios sin y con agitación. El análisis de los resultados permitió establecer que existen diferencias significativas en los parámetros fisicoquímicos entre los tratamientos T<sub>1.1</sub> y T<sub>1.2</sub> y el tratamiento control T<sub>1</sub> en los medios sin y con agitación.

Al comparar los tratamientos T<sub>1.1</sub> y T<sub>1.2</sub> se logró determinar que en los medios sin agitación hubo diferencias significativas en la turbidez, azúcares reductores, fósforo, potasio, fenoles, DBO<sub>5</sub> y DQO. En los medios con agitación hubo diferencia en casi todos los parámetros analizados, excepto en el pH y en los azúcares reductores.

De acuerdo con los análisis estadísticos se estableció que hubo diferencias significativas en casi todos los parámetros, excepto en los sólidos disueltos en el medio sin agitación y el DQO en el medio con agitación.

En la Tabla 3 se puede apreciar los cambios de pH de la vinaza tratada con *S. commune* y *T. viride* con relación al tratamiento control T<sub>1</sub>. Mediante la acción de estos hongos se logró que la vinaza con características ácidas llegue a pHs cercanos a la neutralidad. El incremento del pH hasta valores de aproximadamente 7, se debe a la formación de amoníaco por vía aerobia en un proceso llamado amonificación o mineralización, en el cual ocurre una desaminación de las proteínas y la descomposición de otros compuestos nitrogenados (Kalil, 2007).

**Tabla 3. Parámetros fisicoquímicos de los tratamientos T1.1 y T1.2 en los medios sin y con agitación**

Parámetros	Vinaza/Tto control (T1)	Vinaza tratada		Medio con agitación (CA)	
		Medio sin agitación (SA)		T1.1	T1.2
		T1.1	T1.2	T1.1	T1.2
pH	4,67	7,36 a	7,55 A	7,16 b	6,89 B
Conductividad (µs/ohm) a 25°C	62560	46400,67 a	46330,67 A	50120 b	54619 B
Sólidos disueltos (ppm)	31266,67	22080 a	23400 A	25376,67 a	26413,33 B
Turbidez (NTU)	24533,33	725,33 a	566 A	4711,33 b	1345,33 B
Azúcares reductores (%)	7,53	2,63 a	2,10 A	3,93 b	3,73 B
Fósforo (ppm)	98,73	79,39 a	75,53 A	62,53 b	66,37 B
Fenoles (ppm)	7,09	3,80 a	2,80 A	5,60 b	4,80 B
Potasio (ppm)	6125	2113,33 a	1256,67 A	3762 b	3178 B
Nitrógeno total (ppm)	1839,33	1328 a	1359 A	2161b	2265,33 B
DQO (ppm)	85640	26699 a	21442,33 A	25473,33 b	21735,33 A
DBO (ppm)	31410,67	9164,33 a	7715,33 A	6828,33 b	8242 B

Nota. Prueba *t*, letras iguales no difieren estadísticamente al 95%, letras no iguales difieren estadísticamente al 95%. La comparación es entre los tratamientos T<sub>1.1SA</sub>, T<sub>1.1CA</sub> y T<sub>1.2SA</sub>, T<sub>1.2CA</sub>; minúsculas para T<sub>1.1SA</sub> y T<sub>1.1CA</sub>, mayúsculas para T<sub>1.2SA</sub> y T<sub>1.2CA</sub>.

La participación de diferentes enzimas utilizadas por las cepas de los hongos cumple un papel importante en la reducción de la conductividad, sólidos disueltos, turbidez, DQO, DBO<sub>5</sub> y los compuestos fenólicos. Lo anterior confirma la capacidad de estos hongos para degradar estos residuos. Los hongos de pudrición blanca poseen un sistema enzimático complejo, el cual es extracelular y no específico, y bajo condiciones limitantes de nutrientes son capaces de degradar compuestos lignolíticos, melanoidinas y compuestos poliaromáticos que no pueden ser degradados por otros microorganismos (Benito, Miranda & Santos, 1997).

Como se muestra en la Tabla 3 hubo una reducción significativa en la conductividad y en los sólidos disueltos en los dos tratamientos sin y con agitación. En el trabajo de Ferreira et al., (2010) se observó, también, una disminución en la conductividad (18,1%) y sólidos disueltos (9,0%) con el sistema *P. sajor-caju*/vinaza, con una reducción en la DQO (82,7%) y DBO (75,3%). Como se ha mencionado anteriormente, con estos resultados se evidencia las potencialidades del tratamiento de este residuo altamente contaminante con estos organismos (Ferreira et al., 2010).

Con relación a la turbidez y DQO, el hongo *S. commune* es un buen degradador de estos parámetros en cualquiera de los medios sin y con agitación. Esto permite confirmar la capacidad de estos hongos de pudrición blanca para degradar este residuo, como se muestra en el reciente trabajo de Pant y Adholeya (2007), donde el hongo *P. florida* EM1303 fue utilizado.

La eliminación de la turbidez y DQO por hongos es

conocida y bien documentada. Las enzimas lignolíticas que excretan son capaces de degradar compuestos aromáticos no polares como el estireno (Roldan et al, 2001) y pueden actuar sobre compuestos fenólicos y sobre hidrocarburos aromáticos policíclicos de alto peso molecular (Boonchan, Britz & Stanley, 2000), explicando la eliminación del color y DQO alcanzado en este tratamiento.

El sistema de degradación de estos hongos se compone de varias enzimas como peroxidases, lacasas, celulosa deshidrogenasas y metil-transferasas. Los residuos como la vinaza pueden ser atacados por este sistema enzimático, debido a su naturaleza no específica para eliminar contaminantes (Tekere, Mswaka & Read, 2001).

Los hongos más estudiados que tienen la capacidad para degradar y decolorar efluentes de destilerías son *Aspergillus* spp., *Aspergillus fumigatus* G-2-6, *Aspergillus niger*, *Aspergillus niveus* y *Aspergillus fumigatus* UB260; dando lugar a un promedio de decoloración del 69 – 75% junto con la reducción del 70 – 90% de DQO (Mohammad, Azarmidokht, Fatollah & Mahboubeh, 2006).

En su lugar, se puede decir que en ambos medios el efecto del *S. commune* prevalece sobre el *T. viride*; resultado que puede atribuirse a dos razones principales: la primera, la no agitación favorece más la acción degradadora de este hongo y la segunda, el periodo de crecimiento del micelio del hongo en el sustrato. Entre mayor sea el tiempo de crecimiento del micelio del hongo, mayor es la biodegradación.

Ninguno de los tratamientos eliminó totalmente los fenoles, la turbidez y la DQO, sin embargo estos tratamientos biológicos son útiles para disminuir la carga

de contaminantes antes de ser descargadas en cuerpos receptores (Neyens & Baeyens, 2003).

Los resultados obtenidos en esta investigación sugiere que la aplicación de este tipo de tratamientos es conveniente para llegar a los valores de remoción de contaminantes exigidos por la ley, que son al menos un poco más soportable para el medio ambiente.

En el trabajo descrito por Chang y Miles (1984) y Wadt (2008), el mineral más abundante en los hongos es el potasio, seguido por el fósforo, sodio y magnesio. Estos minerales son absorbidos del sustrato por el micelio del hongo y luego son transferidos a los cuerpos de fructificación; de esta manera estos hongos utilizan minerales presentes en la vinaza disminuyendo el porcentaje de éstos lo que favorece la utilización de este residuo como sustrato para plantas y animales.

En los diferentes tratamientos *S. commune* mostró un mayor porcentaje de remoción de potasio y similar remoción de fósforo comparado con los resultados obtenidos con *T. viride*.

En este estudio se encontró que la vinaza es un excelente sustrato ya que presenta en su composición azúcares, nitrógeno, y fósforo, nutrientes esenciales para el crecimiento de microorganismos. La vinaza al 5% utilizada en todos los tratamientos tuvo un efecto estimulante en el crecimiento de *T. viride* y *S. commune*, ya que no se necesitó adicionarle otros compuestos para que los hongos llevarán a cabo su metabolismo y expresión de las diferentes enzimas que les permitieron mejorar el pH y la biodegradación de compuestos tóxicos (Bermudez & Maraño, 1997).

Se observó que en el medio con agitación, cualquiera de los hongos reduce el contenido de azúcares reductores. A diferencia en el medio sin agitación el *S. commune* consume más azúcares que el *T. viride*. En general, esta disminución del contenido de azúcares reductores en ambos medios se le atribuye principalmente a su consumo para el crecimiento y soporte energético fácilmente asimilables por los microorganismos.

De acuerdo con los resultados obtenidos, el *S. commune* fijó mayor contenido de nitrógeno que el *T. viride* en el medio con agitación. El gran aumento en la concentración de  $N_{total}$  se puede atribuir, según la literatura, a la mineralización del nitrógeno orgánico a nitrógeno mineral como resultado de la actividad metabólica o muerte microbiana dando una mayor concentración de este

elemento en la etapa final y no en la inicial.

En el medio sin agitación, ambos hongos disminuyen el contenido de  $N_{total}$ , esto puede deberse a la menor tasa metabólica utilizada en condiciones de poca oxigenación y a la etapa de crecimiento de los hongos, fase de equilibrio celular o fase estacionario en la cual los hongos que mueren posiblemente suministran nutrientes para los que permanecen viables.

El uso de este tipo de tratamientos o similar podría ser un medio eficaz para tratar la vinaza con el fin de disminuir el impacto de estas aguas residuales para el medio ambiente. Como se muestra en la Tabla 4, se obtuvo porcentajes de remoción apreciables de los parámetros más contaminantes como turbidez, fenoles, K, DQO y DBO.

**Tabla 4. Porcentajes de remoción de algunos de los parámetros fisicoquímicos de la biodegradación de la vinaza de caña de azúcar por *S. commune* y *T. viride***

Parámetros	Vinaza/Tto control (T1)	Vinaza tratada			
		Medio sin agitación		Medio con agitación	
		T1.1%	T1.2%	T1.1%	T1.2%
Sólidos disueltos (ppm)	31266,67	29.38	25.15	18,8	15.5
Turbidez (NTU)	24533,33	96.92	97.69	80.8	94.51
Azúcares reductores (%)	7,53	65.07	72.1	47.8	50.46
Fenoles (ppm)	7,09	46,4	60.5	21	32.3
Potasio (ppm)	6125	65,5	79.5	38.5	48.1
DQO (ppm)	85640	68.8	75,0	70.25	74.6
DBO (ppm)	31410,67	70.82	75.43	78.26	73.8
DBO (ppm)	31410,67	70.82	75.43	78.26	73.8

#### IV. CONCLUSIONES

- El tratamiento de la vinaza con los hongos *S. commune* y *T. viride* en los medios sin y con agitación resultó en alteraciones de sus características fisicoquímicas al compararse con la vinaza (T<sub>1</sub> control), lo cual permitió reducir el impacto contaminante de este efluente.
- La vinaza alcanzó rangos de neutralidad con los hongos y en ambos medios. De esta forma, la vinaza pierde sus propiedades corrosivas y se podría emplear con mayor facilidad.
- Se evidenció la gran capacidad del sistema *S. commune*/vinaza para reducir la turbidez en ambos medios al final del proceso. Además, es un buen degradador de materia orgánica (DQO), fenoles, K y un fijador potente de nitrógeno.
- Estudios estadísticos muestran que existen diferencias

estadísticas significativas en los parámetros fisicoquímicos de la vinaza de caña de azúcar después del tratamiento con *S. commune* y *T. viride*, constituyendo una alternativa para la biorremediación de compuestos recalcitrantes, reducción en la toxicidad y mejoramiento de sus propiedades fisicoquímicas.

- La agitación afecta los resultados obtenidos de los parámetros fisicoquímicos analizados, lo cual indica que los dos medios bajo la acción de un mismo hongo producen resultados estadísticamente diferentes.

## V. REFERENCIAS

Benitez, F. J.; Real, F.; Acero, J.; García, J. & Sánchez, M. (2003) Kinetics of the ozonation and aerobic biodegradation of wine vinasses in discontinuous and continuous processes. *Journal of Hazardous Materials*, (101), 203-218.

Benito, G. G.; Miranda, M. P. & Santos, D. R. (1997). Decolorization of wastewater from an alcoholic fermentation process with *Trametes versicolor*. *Biores. Technol.* (61), 33-37.

Bermúdez RC, Maraño A. (1998). Caracterización del residual de la destilería "Hatuey" de Santiago de Cuba. *Resúmenes del X Foro Nacional de Ciencia y Técnica*, Santiago de Cuba, 12-16.

Boonchan, S.; Britz, M. & Stanley, G. (2000). Degradation and mineralization of high-molecular-weight polycyclic aromatic hydrocarbons by defined fungal-bacterial cocultures. *Appl. Environ. Microbiol.* (66), 1007-1019.

Chang, S. T. Y Miles, P. G. A. (1984). new look at cultivated mushrooms. *Bioscience*, (34), 358-362.

Chandra, R.; Bharagava, R. N. & Rai, V. (2008). Melanoidins as major colourant in sugarcane molasses based distillery effluent and its degradation. *Biores. Technol.* (99), 4648-4660.

Durán-De-Bazúa, D. C.; Cabrero, M. Y & Poggi, M. (1991). Vinasses biological treatment by anaerobic and aerobic processes: Laboratory and pilot-plant tests. *Bioresource Technology*, (35), 87-93.

Ferreira, L. F. R. (2009). Fungi biodegradation of vinasse from industrial sugarcane processing. Thesis. Brazil: University of Sao Paulo - ESALQ.

Ferreira, L.; Aguiar, M.; Messias, T.; Pompeu, G.; Lopez, A.; Silva, D. & Monteiro, R. (2010). Evaluation of sugar-cane vinasse treated with *Pleurotus sajor-caju* utilizing aquatic organisms as toxicological indicators. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 1-6.

Freire, W. J. & Cortez, L. A. (2000). Vinhaça de cana-de-açúcar. Thesis. Brazil: University of Sao Paulo - ESALQ.

Gallo B., Ospina P., & Santos, V. (1986). Evaluación preliminar de la vinaza, un desecho de destilería, como posible fuente de nutrientes en la alimentación de aves. *Acta agronómica*, (36), 207-220.

García, I.; Bonilla, J.; Jiménez, P. Y Ramos, E. (2005). Biodegradation of phenol compounds in vinasse using *Aspergillus terreus* and *Geotrichum candidum*. *Water Res.* (31)8, 2005-2011.

Gómez, A. (1998). The evaluation of compost quality. *Trends Anal Chem.* (17), 310-314.

Jimenez, A. M.; Borja, R. Y Martín, A. (2003). Aerobic-anaerobic biodegradation of beet molasses alcoholic fermentation wastewater. *Process Biochem.* (38), 1275-1284.

Kalil, S. P. (2007). Seguimiento del proceso de humificación en compost inoculado. Bogotá, D.C. 47p: il. Trabajo de grado Microbiológico Industrial. Pontificia Universidad Javeriana, Facultad de Ciencias.

Körbahti, B. Y Tanyolac, A. (2003). Continuous electrochemical treatment of phenolic wastewater in a tubular reactor. *Water Research*, 1505-1514.

Kumar, V., et al. (1998). Decolorization and biodegradation of anaerobically digested sugarcane molasses spent wash effluent from biomethanation plants by white-rot fungi. *Proc. Biochem.* (33), 83-88.

Kumar, S.; Sahay, S.S. Y Sinha, M. K. (1995). Bioassay of distillery effluent on common Guppy, *Lebistes reticulatus* (Peter). *Bull. Environ. Contam. Toxicol.*

(54), 309-316.

Migo, V. P.; Matsumura, M.; Del Rosario, E. J. & Kataoka, H. (1993). Decolorization of molasses waste water using an inorganic flocculent. *J. Ferment. Bioeng.* (75) 438-442.

Miller, J. C. Y Miller, J. N. (1993). Estadística para química analítica, 2ed. España: Addison-Wesley Iberoamerican, S.A. p. 44-47.

Mohammad, P.; Azarmidokht, H.; Fatollah, M. Y Mahboubbeh, B. (2006). Application of response surface methodology for optimization of important parameters in decolorizing treated distillery wastewater using *Aspergillus fumigatus* UB2.60. *Int. Biodeterior.* (57), 195-199.

Mohana, S.; Acharya, B. K. Y Madamwar, D. (2009). Distillery spent wash: treatment technologies and potential applications. *J. Hazardous Mater.* (163), 12-25.

Naik, N. M.; Jagadeesh, K. S. & Alagawadi, A. R. (2008). Microbial decolorization of spentwash: a review. *Indian J. Microbiol.* (48), 41-48.

Norma Técnica Colombiana 202. (1998). Método cuantitativo para la determinación de potasio en abonos o fertilizantes y fuentes de materias primas para su fabricación. Bogotá, D.C.: ICONTEC, p. 1-7: il. (NTC 202)

Norma Técnica Colombiana 234. (2001). Abonos o fertilizantes. Método de ensayo para la determinación cuantitativa de fósforo. Bogotá, D.C.: ICONTEC, p. 10-12: il. (NTC 234)

Norma Técnica Colombiana 370. (1997). Abonos o fertilizantes. Determinación de nitrógeno total. Bogotá, D.C.: ICONTEC, p. 1-7: il. (NTC 370)

Norma Técnica Colombiana 1779. (1997). Miel de caña. Método para determinar azúcares totales expresados como reductores. Bogotá, D.C.: ICONTEC, 1-5p.: il. (NTC 1779)

Norma Técnica Colombiana 3629. (2002). Calidad del agua. Demanda Química de Oxígeno (DQO). Bogotá, D.C.: ICONTEC, p. 1-10: il. (NTC 3629)

Norma Técnica Colombiana 3630. (2002). Calidad del agua. Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO). Bogotá, D.C.: ICONTEC, p. 1-13: il. (NTC 3630)

Norma Técnica Colombiana 4531. (1998). Calidad del agua. Determinación de la conductividad eléctrica. Bogotá, D.C.: ICONTEC, 1-12p.: il. (NTC 4531)

Norma Técnica Colombiana 4704. (1999). Calidad del agua. Determinación de la turbiedad. Bogotá, D.C.: ICONTEC, 1-8p.: il. (NTC 4704)

Norma Técnica Colombiana 5167. (2004). Productos para la industria aerícola. Productos orgánicos usados como abonos o fertilizantes y enmiendas de suelo. Bogotá, D.C.: ICONTEC, 194p.: il. (NTC 5167)

Neyens, E. Y Baeyens, J. A. (2003). review of thermal sludge pre-treatment processes to improve dewaterability. *J. Hazard Mater.* (98), 51-67.

Pant, D. y Adholeya, A. (2007). Identification, ligninolytic enzyme activity and decolorization potential of two fungi isolated from a distillery effluent contaminated site. *Water Air Soil Pollut.* (183), 165-176

Pérez, S. R.; Savón, R. C.; Díaz, M. S. & Kourouma, A. (2006). Selección de cepas de *Pleurotus ostreatus* para la decoloración de efluentes industriales. *Rev. Mex. Micol.* (23), 9-15.

Roldán, T.; Rodríguez, R.; Vazquez, H.; Cardozo, J. & Torres, A. (2001). Remoción de estireno por *Phanerochaete chrysosporium* en cultivo líquido. *INCI.* (26)12, 1-6.

Tekere, M.; Mswaka, A. Y. & Read, J. S. (2001) Ligninolytic enzyme production in selected subtropical white rot fungi under different culture conditions. *J. Bas. Microbiol.* (41), 115-124.

Wadt, L. C. (2008) Cultivo de *Pleurotus* spp. Em Vinhaça visando a produção de biomassa e exopolissacarídeos. Dissertation. University of São Paulo – CENA.

## VI. CURRÍCULOS

*Luisa Fernanda Baldiris Urquina*. Tecnóloga Química de la Universidad del Valle y Química de la Universidad Santiago de Cali.

*Essaul López Ramírez*. Químico de la Universidad Santiago de Cali.

*Jorge Enrique Castillo.* Licenciado en Química de la Universidad Distrital Francisco José de Caldas (1994), Químico Farmaceuta de la Universidad Nacional (1997), Especialista en Química (2003) y Máster en Química (2007) de la de la Universidad del Valle. Actualmente es docente de la Universidad Santiago de Cali y la Universidad del Valle.

*Luz Dary Caicedo Bejarano.* Licenciada en Ciencias de la Educación de la Universidad Santiago de Cali [USC] (1986), Magister en Microbiología de la Universidad del Valle (1995), Especialista en Docencia para la Educación superior de la USC (2001) y estudiante de Maestría en Micología Médica de la Universidad Nacional del Nordeste (Argentina), cohorte 2012-2013. Trabaja con el Departamento de Microbiología de la Universidad del Valle, en el área de Micología Médica (apoyo a docencia, investigación y extensión) desde 1993. Es docente hora cátedra de la Universidad Santiago de Cali desde el año 1988 y directora del Grupo de Investigación en Micología (GIM) de esta universidad. Su línea de investigación en el GIM es Biotecnología de hongos.