

*Estudio sobre la influencia del engrase del cuero sobre la biodegradabilidad del colorante

Liwen Zheng, Yanchun Li*, Jie Liu, Yufeng Chen

Shandong Polytechnic University, Jinan 250353, China, phone: +86-13573148912, E-mail: lyc@spu.edu.cn

Resumen: Los agentes engrasantes para el cuero y los colorantes son los dos tipos principales de reactivos químicos en el proceso de fabricación del cuero. La mayoría de agentes engrasantes son compuestos orgánicos fácilmente biodegradables mientras que la mayoría de colorantes son materia orgánica refractaria. Los procesos de engrase y tincura se realizan en el mismo baño en la fabricación del cuero y los agentes engrasantes y colorantes son difíciles de separar por medio de métodos mecánicos y físicos en el proceso de tratamiento de las aguas residuales. El estudio, encaminado a determinar la influencia de varios agentes engrasantes de uso común sobre la decoloración biológica de colorantes, midió la velocidad de decoloración de tres colorantes en varios co-sustratos después de agitación y cultivo estático. Para verificar el mecanismo de la influencia del agente engrasante sobre la decoloración, se determinó la demanda biológica de oxígeno de diferentes cultivos y los espectros UV-VIS de los diferentes co-sustratos después del cultivo estático. Los resultados certificaron que los agentes engrasantes oxidados y sulfitados facilitan la degradación anaeróbica del colorante ácido de fucsina y colorante ácido escarlata GR. Estos trabajos proporcionan una base teórica para la elección de material más medioambientalmente sostenible para la fabricación del cuero.

Palabras clave: agente engrasante; colorante; biodegradación; aeróbica; anaeróbica

1 Introducción

Existen muchas clases de colorantes usados en el proceso de tincura del cuero que tienen estructuras complejas y la mayoría son contaminantes orgánicos refractarios. Residuos de colorante en las aguas residuales, incluso en concentraciones pequeñas, pueden disminuir la transmitancia del efluente lo que provoca la

destrucción de ecosistemas acuáticos¹. La razón de la dificultad de biodegradación de organismos refractarios es normalmente el difícil crecimiento de microbios que usan contaminantes orgánicos refractarios como única fuente de carbono. La adición de algunas materias orgánicas fácilmente biodegradables puede aumentar la actividad microbiana y proporcionar una fuente de carbono eficaz y suficiente energía para la síntesis de enzimas implicadas en la degradación de contaminantes orgánicos refractarios, lo que da lugar a una mejora en la biodegradación de los mismos. Estudios previos sobre la biodegradación de colorantes han mostrado que los azúcares pueden mejorar eficazmente su degradación^{2, 3}. Sin embargo, debido a la particularidad de la fabricación del cuero, hay poca cantidad de azúcares y considerable cantidad de contaminantes orgánicos en las aguas residuales de tenería. La adición de azúcares en el proceso de tratamientos de los residuos conduciría a un aumento en el coste de tratamiento y también de carga en los reactores. Por otro lado, los contenidos de proteína y grasa en las aguas residuales de tenería son altos. Estudios previos han mostrado que todos los agentes engrasantes aniónicos y no iónicos, que se preparan a través de modificaciones hidrofílicas de aceites naturales, son sustancias fácilmente biodegradables. Por tanto, es posible que la decoloración biológica de los colorantes pueda ser facilitada por el agente engrasante presente en el efluente.

Los agentes engrasantes para cuero están constituidos principalmente por una fracción de aceite neutro y una fracción emulsionante. La fracción de aceite neutro tiene principalmente la estructura de grasa neutra y ésteres de ácidos grasos o hidrocarburos, y la fracción emulsionante tiene principalmente la estructura molecular anfifílica, es decir de tensioactivo. En el proceso de biodegradación de agentes engrasantes de base grasa, en primer lugar el agente engrasante se hidroliza a

* Trabajo financiado por la Fundación Nacional de Ciencias Naturales de China (N0.21276150)

ácidos grasos y alcoholes de bajo peso molecular por la acción de la lipasa, y los alcoholes son transportados directamente a las células de las bacterias estimulando, a continuación, el crecimiento bacteriano. Simultáneamente, en la degradación de los ácidos grasos se producen el dinucleótido adenina nicotinamida reducido (NADH) y la flavina reducida (FADH₂). En condiciones aeróbicas, estos compuestos reducidos reaccionan con oxígeno con lo que disminuye rápidamente la concentración de oxígeno disuelto lo que ocasiona que el cultivo quede bajo condiciones anaeróbicas. En condiciones anaeróbicas, los compuestos reducidos originados en la degradación de los ácidos grasos podrían facilitar la rotura del enlace azo en los colorantes azo. Además, la fracción emulsionante puede facilitar el traspaso de materia gaseosa en el fondo del medio acuoso afectando de esta forma la degradación del colorante. Por tanto, en este trabajo se estudió la influencia de varios agentes engrasantes, normalmente usados en la fabricación del cuero, en la decoloración biológica de tres colorantes, con el fin de discutir la posible utilización de los agentes engrasantes para facilitar la biodegradación de colorantes.

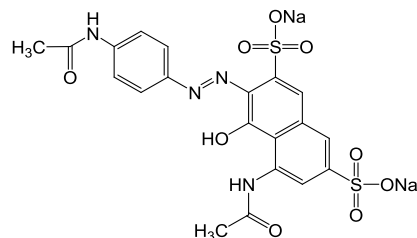
2 Materiales y métodos

2.1 Reactivos y equipos

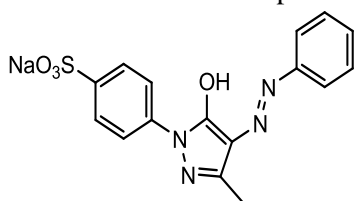
2.1.1 Productos químicos y reactivos

Colorantes: Colorante ácido de fucsina, Colorante ácido Amarillo pálido G y Colorante ácido Escarlata GR de grado de pureza comercial de la firma Tianjin Yadong Chemical Dye de China.

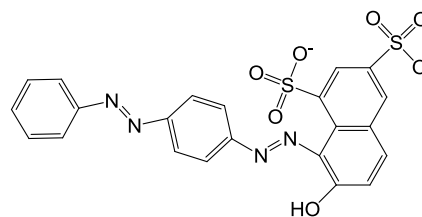
Colorante ácido de fucsina



Colorante ácido Amarillo pálido G



Colorante ácido Escarlata GR



Sal inorgánica: K₂HPO₄ 21.75mg/L, KH₂PO₄ 8.5mg/L, Na₂HPO₄ 16.58mg/L, NH₄Cl 1.7mg/L, MgSO₄ 11.14mg/L, CaCl₂ 27.5mg/L, FeCl₃ 0.15mg/L.

Co-sustratos: agente engrasante fosfatado (Limited Dermino SF Liquid de Clariant Chemicals (China)); agente engrasante oxidado y sulfitado (DT-F210 de Tingjiang new material INC.); agente engrasante no iónico (Limited Dermafimish LB Liquid de Clariant Chemicals (China)).

2.1.2 Equipos

DZF-6021 estufa de vacío; incubador eléctrico tipo 303-1; incubador de shock tipo QYC-200; centrífuga tipo TGL-16G; espectrofotómetros UV/VIS tipo UV-2000 y UV-2550; equipo auto-fabricado para la medida del COD

2.2 Análisis

2.2.1 Estimación de la concentración de biomasa X (mg/L) ⁴

Como blanco se considera el sobrenadante de una muestra que se centrifugó durante 10 minutos a 10,000 rpm. Se midió la absorbancia de las muestras en el espectrofotómetro UV/VIS a una longitud de onda de 600 nm, y luego se determinó la concentración de biomasa (X) a partir de la densidad óptica usando la curva de calibrado referida a peso seco: $X \text{ (mg/L)} = 135.267 \cdot A_{600\text{nm}} \text{ (R}^2=0.9994\text{)}$.

2.2.2 Determinación de la concentración de colorante

La concentración de colorante se determinó espectrofotométricamente a partir de la absorbancia del sobrenadante del cultivo determinada a la longitud de onda específica de máxima absorbancia después de centrifugar 10 minutos a 10,000 rpm. Las concentraciones de los colorantes se

determinaron a partir de las absorbancias de los cultivos a la longitud de onda de absorción máxima del colorante. Las fórmulas para la determinación de las concentraciones de colorante son:

$$C_{\text{colorante ácido de fucsina}}(\text{mg/L}) = 36.941 * A_{525\text{nm}} \quad (R^2=0.99904);$$

$$C_{\text{colorante ácido Amarillo G}}(\text{mg/L}) = 24.888 * A_{390\text{nm}} \quad (R^2=0.99965) \text{ y}$$

$$C_{\text{colorante ácido escarlata GR}}(\text{mg/L}) = 24.6244 * A_{510\text{nm}} \quad (R^2=0.99841).$$

2.2.3 Medida de la COD_{Cr}

La Demanda Química de Oxígeno se determinó mediante el método standard del dicromato potásico.

2.2.4 Medida del oxígeno disuelto (DO)

El método Winkler se usó para medir los valores de oxígeno disuelto en varias aguas residuales sintéticas.

2.3 Métodos

2.3.1 Decoloración de colorantes en diferentes sustratos

Un lodo deshidratado obtenido de una planta de tratamiento de aguas residuales de tenería en la provincia de Shandong (China) se usó en el estudio. El lodo puede proporcionar actividad microbiana aeróbica y anaeróbica. El diluyente del fango activado se usó como inóculo. Muestras de los ensayos son: colorante ácido de fucsina (AF), colorante ácido amarillo pálido G (ALY), colorante ácido escarlata GR (AS), agente engrasante fosfatado (SF), agente engrasante oxidado y sulfitado (DT) y agente engrasante no-iónico (LB).

Ensayo Control 1: AF + sustrato inorgánico + inóculo;

Ensayo Control 2: ALY + sustrato inorgánico + inóculo;

Ensayo Control 3: AS + sustrato inorgánico + inóculo;

Ensayo 1.1: AF + SF + sustrato inorgánico + inóculo;

Ensayo 1.2: AF + DT + sustrato inorgánico + inóculo;

Ensayo 1.3: AF + LB + sustrato inorgánico + inóculo;

Ensayo 2.1: ALY + SF + sustrato inorgánico + inóculo;

Ensayo 2.2: ALY + DT + sustrato inorgánico + inóculo;

Ensayo 2.3: ALY + LB + sustrato inorgánico + inóculo;

Ensayo 3.1: AS + SF +

sustrato inorgánico + inóculo;

Ensayo 3.2: AS + DT + sustrato inorgánico + inóculo;

Ensayo 3.3: AS + LB + sustrato inorgánico + inóculo.

En los sustratos, la concentración de todos los colorantes fue de 50 mg/L y la concentración de los agentes engrasantes fue de 200 mg/L. La concentración referida a peso seco de células biológicas a inocular fue de 42 mg/L. Todas las muestras se dividieron en dos partes, una se mantuvo a 30°C después de 15 días del cultivo en agitación a 110 rpm, la otra se mantuvo a 30°C después de 15 días de cultivo estático. Se midió la absorbancia del colorante en el medio antes del cultivo (A_1), y la absorbancia (A_2) del sobrenadante del medio después del cultivo. A continuación se calculó la actividad de decoloración del siguiente modo:

$$\text{Decolorization}(\%) = \frac{\text{Initial absorbance } (A_1) - \text{Observed absorbance } (A_2)}{\text{Initial absorbance } (A_1)} \times 100\%$$

2.3.2 Estimación de la demanda biológica de oxígeno de los colorantes en los diferentes sustratos

En los experimentos, las concentraciones de colorante fueron de 50 mg/L y las concentraciones de agente engrasante fueron de 200 mg/L en varios medios. Se añadieron a botellas de BOD herméticas 5 ml del medio inicial que a) contenía la solución de colorante, b) no contenía la solución de colorante y c) de agua destilada y se las llamaron Muestra 1, Muestra 2 y Blanco, respectivamente. Se colocó el volumen deseado de agua en la botella adecuada y 1 ml de cada uno de los siguientes compuestos: tampón de fosfato, MgSO_4 , FeCl_3 e inóculo (siembra) por litro de agua. Antes de usar, la temperatura del agua de dilución se llevó a 30°C. Se aireó el agua de dilución con aire filtrado libre de material orgánico. Todas las botellas se mantuvieron en el incubador de agitación a 30°C durante 5 días. Se midieron las concentraciones de oxígeno disuelto (DO) en los medios diluidos antes y después de agitar el cultivo y a continuación se calculó la demanda biológica de oxígeno del colorante después de 5 días de acuerdo con la siguiente fórmula:

$$\text{Biochemical oxygen demand of dye} = [(OD_1 - OD_2) - (OD_3 - OD_4)] \times 50$$

OD_1 y OD_2 – la concentración de

oxígeno disuelto (DO) de la muestra 1 antes y después del cultivo, respectivamente;

OD₃ y OD₄ – la concentración de oxígeno disuelto (DO) de la muestra 2 antes y después del cultivo, respectivamente;

50 – factor de dilución de la muestra y el blanco.

Los valores de demanda biológica de oxígeno (BOD) se compararon entre los de medios iniciales que contenían diferentes agentes engrasantes.

2.3.3 Análisis de los espectros UV/VIS

En condiciones estáticas, los medios que contenían 50 mg/L de colorante se mantuvieron en cultivo durante 15 días. Se compararon los espectros UV/VIS de los sobrenadantes de los medios antes y después del cultivo y se procedió a la posible identificación de compuestos de degradación.

2.3.4 Diseño experimental de la cinética de biodegradación de los colorantes en los co-sustratos.

En los experimentos, las concentraciones más altas y más bajas de los agentes engrasantes se fijaron en 80 mg/L y 8 mg/L, respectivamente, con diferencias de 10 puntos entre muestras. Los medios que contenían 200 mg/L de agente engrasante oxidado y sulfitado (DT) se consideraron como el grupo de ensayo, y los medios que no contenían DT se consideraron como el grupo de ensayo control y, seguidamente, todos los medios se inocularon con bacterias y solución de nutriente inorgánico. La concentración de células de bacterias en peso seco en los cultivos fue de 78 mg/L. En condiciones estáticas, las muestras se mantuvieron en cultivo a 30°C durante 10 días. Se midieron los cambios en biomasa y la concentración degradada de colorante. La proporción de degradación específica se calculó de acuerdo con la siguiente fórmula:

$$\text{The specific degradation rate } q_c (d^{-1}) = \frac{\Delta C_{dye}}{X_0 \times \text{the cultured time}}$$

ΔC_{dye} – concentración degradada de colorante en mg/L;

X_0 – concentración inicial de biomasa (peso seco de células) en mg/L.

3 Resultados y discusión

3.1 Influencia del agente engrasante en

la decoloración de colorantes

La tabla 1 muestra los resultados experimentales de las actividades de decoloración de diferentes colorantes en varios sustratos después del cultivo en agitación. El colorante ácido de fucsina y el colorante ácido escarlata GR fueron decolorados después del cultivo en agitación durante 15 días y la adición de varios agentes engrasantes incrementó las actividades de decoloración de los dos colorantes en varios grados. Sin embargo, este nivel de aumento no fue muy grande. Ello es debido a que la decoloración de los colorantes se produce principalmente por la adsorción de las bacterias en condiciones estáticas. La adición de agentes engrasantes en los sustratos estimuló el crecimiento bacteriano y ello condujo a aumentar la adsorción biológica de bacterias por los colorantes. Un trabajo previo mostró que el agente engrasante fosfatado puede favorecer un crecimiento considerable de bacterias en los medios⁵, de manera que las actividades de decoloración de los medios que contienen agente engrasante fosfatado son las mayores en condiciones aeróbicas.

Tabla 1 Actividades de decoloración (%) de diferentes colorantes en varios sustratos después de cultivo

Colorante \ Co-sustrato	AF	ALY	AS
Blanco	14.99	-*	21.55
SF	19.07	0.47	33.57
DT	16.88	-	29.39
LB	17.82	-	24.91

*significa que los sustratos no tienen decoloración después de cultivo en agitación.

La tabla 2 muestra los resultados experimentales de decoloración de diferentes colorantes en varios sustratos después de un cultivo estático.

Tabla 2 Actividades de decoloración (%) de diferentes colorantes en varios sustratos después de cultivo culture

Colorante \ Co-sustrato	AF	ALY	AS
Blanco	35.29	-*	14.16
SF	39.88	-	33.57
DT	77.39	-	87.53
LB	35.59	-	14.48

*significa que los sustratos no tienen decoloración después de cultivo estático

Después del cultivo estático, los tres agentes engrasantes aumentaron las actividades de decoloración del colorante ácido de fucsina (AF) y del colorante ácido de escarlata GR (AS) a diferentes niveles. Comparando con el agente engrasante oxidado y sulfitado (DT), el aumento de las actividades de decoloración de los dos colorantes por parte del agente engrasante fosfatado (SF) no fueron obvias. Para el colorante ácido de fucsina y el colorante ácido escarlata GR, la diferencia de valor de la actividad de decoloración entre el medio que no contiene el agente engrasante fosfatado (blanco) y el que lo contiene fue 4.59 % y 19.41 %, respectivamente que, en general, concuerda con los resultados experimentales en condiciones aeróbicas. Ello es debido a que la biodegradación del agente engrasante fosfatado produce grandes cantidades de fosfato que pasan a la solución, lo que facilita la actividad fisiológica de bacterias portadoras de fósforo. El colorante ácido de fucsina y el colorante ácido escarlata GR son colorantes azo, y en condiciones anaeróbicas, el enlace azo es reducido y da lugar a dos aminas aromáticas que causan la decoloración de los colorantes. El dinucleótido adenina nicotinamida (NADH) funciona como un co-factor en la reducción del enlace azo. Pero en condiciones anaeróbicas, las bacterias portadoras de fósforo consumen NADH, transformando ácidos grasos de cadena corta en poli- β -hydroxibutirato (PHB)⁶. Hay una inhibición competitiva entre la forma PHB y la decoloración de los colorantes azo. Asimismo, en el medio en el que se añadió el agente engrasante oxidado y sulfitado, las actividades de decoloración del colorante ácido de fucsina y el colorante ácido escarlata GR fueron 77.39% y 87.53%, respectivamente. El agente engrasante oxidado y sulfitado favorece eficazmente la biodegradación de estos dos colorantes. Además, en el medio con el colorante ácido de fucsina después del cultivo estático parece que haya una transformación del color el cual vira a color púrpura. La figura 1 muestra el color del sustrato del colorante ácido de fucsina con y sin inóculo después de un cultivo estático de 15 días..

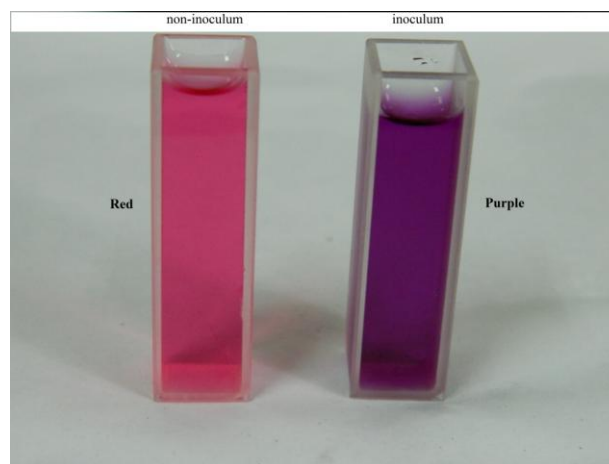


Figura 1 Color del colorante ácido de fucsina con inóculo y sin inóculo después de 15 días de cultivo estático.

Esto puede ser debido a que los cromóforos y auxocromos del colorante ácido de fucsina se han roto y aparecen algunos productos intermedios en condiciones anaeróbicas, de tal manera que el medio que solo contiene el colorante ácido de fucsina y también aquel al que se le ha añadido el tensioactivo no-iónico poseen color púrpura. Pero la degradación de los agentes engrasantes fosfatados y de oxidación y sulfitados consume inicialmente una gran cantidad de oxígeno, los medios cambian a condiciones anaeróbicas y ello facilita la biodegradación de estos productos intermedios y ello da lugar a que los medios que contienen estos dos agentes engrasantes muestren color rojo. Ello indica que el agente engrasante facilita la biodegradación de los colorantes en condiciones anaeróbicas y promociona consecuentemente la decoloración biológica del colorante.

De las tablas 1 y 2 se concluye que los agentes engrasantes no tuvieron ningún efecto significativo en facilitar la decoloración biológica del colorante ácido Amarillo pálido G después de agitación o en condiciones estáticas. Ello puede ser debido a que el colorante ácido Amarillo pálido G no es biodegradable en condiciones aeróbicas o anaeróbicas, mientras que la capacidad de adsorción de microorganismos por el colorante es demasiado pequeña para utilizar el agente engrasante en facilitar la decoloración adsorptiva del colorante ácido amarillo pálido G. De las tablas 1 y 2 puede también observarse que el agente engrasante no-iónico no tiene un efecto obvio en promocionar la decoloración de colorantes en condiciones de cultivo con agitación o estáticas. La razón es que el agente engrasante no-iónico es el agente engrasante

basado en aceite mineral de poca biodegradabilidad⁷, el cual no estimula un crecimiento adecuado microbiano y no proporciona energía eficaz y fuente de carbono necesarios para la síntesis de enzimas para la degradación de los colorantes. Por tanto, la promoción del agente engrasante basado en aceite neutro en la decoloración biológica del colorante es mayor que la del agente engrasante basado en aceite mineral.

3.2 Demanda biológica de oxígeno de colorantes en diferentes sustratos

Con el fin de determinar si la biodegradación de los colorantes se dio en condiciones aeróbicas, en este trabajo se ha estimado la demanda biológica de los colorantes en diferentes sustratos y los resultados se muestran en la tabla 3.

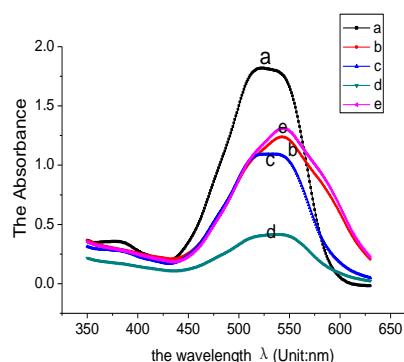
La tabla 3 muestra que las demandas biológicas de oxígeno de los colorantes después de 5 días de cultivo son todas negativas, es decir, que la demanda biológica de oxígeno de la muestra 1 a la que se añadió colorante es menor que la de la muestra 2 que no contiene colorante. Ello indica que la promoción del agente engrasante en la decoloración biológica de los colorantes en condiciones aeróbicas se logró principalmente por la mayor adsorción de bacterias en los colorantes. Debido a que los colorantes inhibieron la actividad biológica en los cultivos y disminuyeron la biodegradación de los agentes engrasantes, todas las DBO (demandas biológicas de oxígeno) tuvieron valores negativos.

Tabla 3 Demanda biológica de oxígeno de colorantes en diferentes sustratos después de 5 días de cultivo

Colorante Co-sustrato	AF	ALY	AS
Ninguno	-	-	-
SF	1.79824	5.84427	7.64251
DT	-29.43	-	-
LB	23.8266	2.69736	-
	58.2341	26.4251	56.1949
	-	-	-68.333
	26.3154	26.9736	

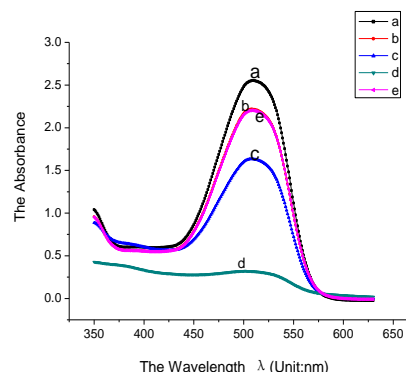
3.3 Resultado del análisis de los espectros UV/VIS

Figura 2 y Figura 3 muestran respectivamente los espectros de absorción UV-VIS correspondientes a las muestras inicial y final de los experimentos de decoloración del colorante ácido de fucsina y del colorante ácido de escarlata GR. Se analizaron las absorbancias de 350 a 630nm. Las soluciones iniciales del colorante ácido de fucsina y del colorante ácido de escarlata GR mostraron el pico de máxima absorbancia a una longitud de onda de 524 y 509 nm respectivamente. El colorante decolorado mostró desaparición de los picos después del cultivo estático, lo que indica que la decoloración del colorante es debida a la degradación del colorante⁸.



a - UV/VIS-spectra of the initial acid fuchsin dye solution;
b - UV/VIS-spectra of the acid fuchsin dye in the medium which is not added fatliquor;
c - UV/VIS-spectra of the acid fuchsin dye in the medium which is added SF;
d - UV/VIS-spectra of the acid fuchsin dye in the medium which is added DT;
e - UV/VIS-spectra of the acid fuchsin dye in the medium which is added LB.

Figura 2 Espectros de absorción UV-VIS delcolorante ácido de fucsina



a - UV/VIS-spectra of the initial acid scarlet GR solution;
b - UV/VIS-spectra of the acid scarlet GR in the medium which is not added fatliquor;
c - UV/VIS-spectra of the acid scarlet GR in the medium which is added SF;
d - UV/VIS-spectra of the acid scarlet GR in the medium which is added DT;
e - UV/VIS-spectra of the acid scarlet GR in the medium which is added LB.

Figura 3 Espectros de absorción UV-VIS del colorante ácido escarlata GR

2.3.4 Cinética de degradación de colorantes en los co-sustratos

Con el fin de discutir los efectos específicos del agente engrasante en la biodegradación de los colorantes, se han establecido los modelos en relación a los efectos del DT sobre la biodegradación del colorante ácido de fucsina y el colorante ácido escarlata GR en cultivo estático. Para el crecimiento microbiano en el co-sustrato, los crecimientos bacterianos de sustratos limitantes de crecimiento dobles pueden dividirse en tres casos: con utilización de sustrato concurrente, con utilización de sustrato secuencial y eliminación de sustrato secuencial⁹. Asumiendo que la degradación del colorante y agente engrasante es un caso de utilización de sustrato concurrente, los colorantes no apoyan el crecimiento de células microbianas, es decir, la degradación del co-sustrato de colorante y agente engrasante es el co-metabolismo, por tanto, se ha establecido el siguiente modelo de acuerdo con estudios previos de Criddle¹⁰.

$$q_c = (T_c^g q_g + q_{c,max}) \left(\frac{S_c}{K_c + S_c + \frac{K_c S_g}{K_g}} \right)$$

en la que q_c y q_g representan la velocidad de degradación específica del colorante y del agente engrasante, respectivamente y las unidades son día⁻¹. S_c y S_g son, respectivamente, la concentración inicial de colorante y agente engrasante en el co-sustrato y las unidades son mg/L. K_c es el coeficiente de media-saturación del colorante en el medio en el que el colorante es el sustrato limitado único y las unidades son mg/L. T_c^g es el coeficiente de capacidad de transformación del sustrato de crecimiento, el cual caracteriza la actividad del agente engrasante DT en promocionar la degradación del colorante y la unidad es 1. Debido a que todos los co-sustratos en el experimento contenían 200 mg/L del agente engrasante DT, el valor de q_g es una constante. Por tanto, la multiplicación de T_c^g por q_g podría indicar valores de $T_c^g \cdot q_g$. K_g es el coeficiente de inhibición del sustrato de crecimiento respecto la velocidad de degradación del sustrato de no-crecimiento, lo cual indica la inhibición del agente engrasante DT en los colorantes debido a la inhibición competitiva. Las unidades de K_g son mg/L.

Las curvas de ajuste del modelo para los datos experimentales del colorante ácido de fucsina y el colorante ácido escarlata GR se muestran en las figuras 4 y 5, respectivamente.

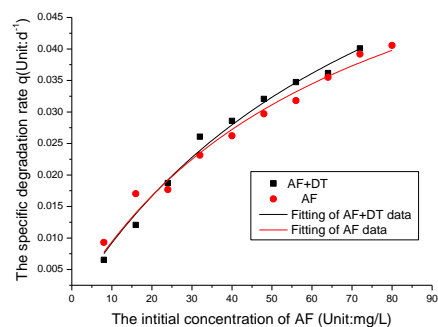


Figura 4. Curva de ajuste del modelo para el colorante ácido de fucsina

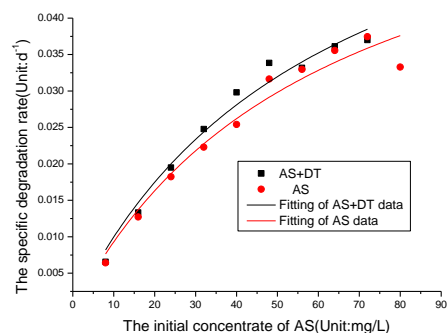


Figure 5 Curva de ajuste del modelo para el colorante ácido escarlata GR

Los parámetros de ajuste del modelo se muestran en la Tabla 4.

Tabla 4. Los parámetros de ajuste del modelo en relación con el co-metabolismo de los colorantes

Parámetro Sustrato	q_c	K_c	$T_c^g \cdot q_g$	K_g
AF+DT	0.0738	68.538	0.0133	847.481
AS+DT	0.0666	61.651	0.00498	55452.1

La Tabla 4 muestra que el coeficiente de la capacidad de transformación del DT sobre la degradación del colorante ácido de fucsina es mayor que aquel sobre la degradación del colorante ácido escarlata GR, lo cual indica que la promoción del DT sobre la biodegradación del colorante ácido de fucsina es más eficaz. Además, los coeficientes de inhibición del DT sobre la velocidad de degradación de los colorantes ácidos escarlata

GR y de fucsina son muy elevados, lo cual indica que hay poca inhibición competitiva entre la biodegradación de los colorantes y el agente engrasante DT.

the biodegradation of the dyes and the DT fatliquor.

4 Conclusiones

(1) En condiciones aeróbicas y anaeróbicas, todos los agentes engrasantes tienen efectos estimulantes sobre la decoloración biológica del colorante ácido de fucsina y el colorante ácido escarlata GR pero no en el caso del colorante Amarillo G. Además, el agente engrasante basado en aceite mineral facilita en menor medida la decoloración biológica de los colorantes que el agente engrasante basado en aceite neutro.

(2) En condiciones de agitación, la decoloración del colorante ácido de fucsina y del colorante ácido escarlata GR dependen

principalmente de la adsorción biológica, de modo que la adición de agente engrasante mejora la adsorción física de colorante a través de estimular el crecimiento microbiano del lodo y conduce a facilitar la decoloración biológica aeróbica de los colorantes.

(3) En condiciones estáticas, la decoloración del colorante ácido de fucsina y del colorante ácido escarlata GR dependen principalmente de la biodegradación de los colorantes. El agente engrasante oxidado y sulfitado es eficaz en facilitar la biodegradación de los colorantes lo que facilita la decoloración biológica anaeróbica de los colorantes.

(4) La promoción del DT en la biodegradación del colorante ácido de fucsina es más eficaz que la del colorante ácido escarlata GR, mientras que hay poca inhibición competitiva entre la biodegradación de los colorantes y del agente engrasante DT.

Bibliografía:

- 1 Spadary, J.T., Isabelle, L. and Ranganathan, V. 1994. Hydroxyl radical mediated degradation of azo dyes: evidence for benzene generation. *Environmental Science and Technology*. 28, 1389-1393.
- 2 Telke AA, Kalyani DC, Jadhav JP and Govindwar SP 2008. Kinetics and mechanism of Reactive Red 141 degradation by a bacterial isolate *Rhizobium radiobacter* MTCC 8161. *Acta Chim Slov* 55:320–329.
- 3 Kuppusamy V.S., Chiya A.B., and Harinarayan J.P. 2010. The potential of free cells of *Pseudomonas aeruginosa* on textile dye degradation. *Bioresource Technology*. 101(8): 2678-2684.
- 4 K. Pakshirajan, Dipankar Chugh and P. Saravanan. 2008. Feasibility of m-cresol degradation using an indigenous mixed microbial culture with glucose as co-substrate. *Clean Techn Environ Policy*, 10:303–308.
- 5 Yanchun Li, Liwen Zheng, et al. 2011. Study on the Biodegradability of Fatliquors Based on Dynamic Model. *China Leather*. 39(7):13-15.
- 6 Mohamed Merzouki, Jean-Philippe Delgenes, Nicolas Bernet, et al. 1999. Polyphosphate-Accumulating and Denitrifying Bacteria Isolated from Anaerobic-Anoxic and Anaerobic-Aerobic Sequencing Batch Reactors. *Current Microbiology*, 38: 9-17.
- 7 Zheng Liwen, Li Yanchun and Liu jie. 2011. Study on the Biodegradability of Fatliquors. *China Leather*. 35(3): 34-37.
- 8 Gurulakshmi. M, Sudarmani. D.N.P and Venba. R. 2008. Biodegradation of Leather Acid dye by *Bacillus subtilis*. *Advanced Biotech*. 12: 12-18.
- 9 E Stumm Zollinger. 1966. Effects of Inhibition and Repression on the Utilization of Substrates by Heterogeneous Bacterial Communities. *Applied and Environmental Microbiology*. 14(4): 654-664.
- 10 Craig S. Criddle. 1993. The kinetics of cometabolism. *Biotechnol Bioeng*. 41: