

SELECCIÓN Y OPTIMIZACIÓN DE MICROORGANISMOS AUTÓCTONOS PARA LA BIODEPURACIÓN Y DETOXIFICACIÓN DE EFLUENTES LÍQUIDOS Y AGUAS CONTAMINADAS

Alfredo Gallego¹, Virginia Gemini¹, María Susana Fortunato¹, Susana Rossi¹, Luis Higa², Estela Planes³, Carlos E. Gomez², Sonia Korol¹

¹Cátedra de Higiene y Sanidad. Facultad de Farmacia y Bioquímica. Universidad de Buenos Aires. ²Instituto Nacional del Agua. ³Instituto Nacional de Tecnología Industrial Junín 956 4º piso (1113) Ciudad Autónoma de Buenos Aires T. E.: 011 4964-8258 Fax 011 4964-8274 sekorol@ffyb.uba.ar.

INTRODUCCIÓN

En Argentina, las principales causas de contaminación de las aguas superficiales tanto en áreas urbanas como rurales es el vertido de efluentes líquidos industriales y /o cloacales sin tratamiento previo o escasamente tratados. Por este motivo estas aguas superficiales han perdido valor como recurso recreativo, turístico y pesquero. Asimismo, en muchas ciudades del país existen problemas graves de contaminación de aguas subterráneas debido a la mala disposición de los residuos sólidos urbanos.

Muchos compuestos aromáticos persistentes tales como clorofenoles, nitrofenoles, cresoles y clorobenzoatos suelen encontrarse en efluentes líquidos industriales, hospitalarios, agrícolas o urbanos. (Young y Cerniglia, 1995; Mohn y Stewart, 1997). La persistencia en el medio ambiente está relacionada con la mayor o menor facilidad de ser degradados química y biológicamente (Bath y Vaindynathan, 1995).

Estos compuestos pueden originarse como consecuencia de la degradación parcial de moléculas más complejas como herbicidas, bifenilos policlorados y medicamentos (Halling-Sorensen, 1998). Los derivados clorados, además pueden formarse durante el tratamiento de los efluentes por la utilización de cloro en el proceso de desinfección.

Distintos autores han detectado en aguas superficiales y subterráneas la presencia de metabolitos de fármacos y de drogas utilizadas para el diagnóstico vertidos con los efluentes hospitalarios o urbanos (Kümmerer, 2001; Stuer-Lauridsen y col., 2000; O'Nelly y col., 2000). Cabe señalar que se tiene poca información acerca de la emisión de éstas sustancias provenientes de establecimientos y centros de atención de salud y de la capacidad de ser degradadas en nuestro medio.

Los compuestos aromáticos mencionados son tóxicos y dada su persistencia no son removidos mediante los procesos de tratamiento convencionales pudiendo llegar a los ecosistemas ocasionando un serio impacto ambiental que afecta directa o indirectamente a la salud de la población.

La degradación de compuestos persistentes por microorganismos específicamente seleccionados resulta una estrategia útil para la depuración y detoxificación de efluentes y aguas contaminadas. (Alexander, 1994; Crawford y Crawford, 1996), por lo tanto, la biodegradación es una alternativa válida y ventajosa para la eliminación de contaminantes (Nyholm, 1996).

La capacidad de los microorganismos para metabolizar compuestos orgánicos persistentes y la velocidad a la cual la degradación ocurre dependen de la interacción de numerosos factores bióticos y abióticos tales como: pH, temperatura, presencia de otros sustratos, elementos interferentes y flora acompañante (Crawford y Crawford, 1996; Providenti y col., 1993).

El objetivo de nuestro trabajo fue: a) seleccionar a partir de fuentes naturales microorganismos autóctonos capaces de degradar y detoxificar compuestos persistentes cresoles, 2-clorofenol, 2,4-diclorofenol, 2,4,6-triclorofenol, p-nitrofenol, 2,4-dinitrofenol, ácido 3- clorobenzoico, b) estudiar los factores que inciden en el proceso de biodegradación, c) efectuar ensayos de biodegradación a escala laboratorio y piloto empleando efluentes sintéticos o industriales, d) evaluar la reducción de la toxicidad por la acción de los microorganismos seleccionados mediante bioensayos de toxicidad estandarizados.

MATERIALES Y MÉTODOS

Selección e identificación de microorganismos.

A partir de muestras provenientes de efluentes líquidos, suelos, aguas superficiales y sedimentos se realizó la selección de comunidades microbianas y microorganismos autóctonos capaces de degradar compuestos tóxicos persistentes. La selección de microorganismos y comunidades se realizó exponiendo las muestras a los distintos compuestos como única fuente de carbono en medios mínimos. Los cultivos se realizaron en frascos Erlenmeyer a 28°C con agitación plano rotatoria (200 rpm).

Los microorganismos que demostraron capacidad degradativa fueron aislados en medios mínimos agarizados suplementados con los compuestos en estudio como única fuente de carbono

Los microorganismos seleccionados fueron sometidos a pruebas tintoriales y bioquímicas así como a estudios de las características nutricionales. Se complementó la identificación realizando análisis de la secuencia del rDNA 16S.

Compuestos químicos

Los compuestos utilizados: 2-clorofenol, 2,4-diclorofenol, 2,4,6-triclorofenol, m-cresol, o-cresol, p-cresol, p-nitrofenol, 2,4-dinitrofenol, ácido 3-clorobenzoico fueron calidad cromatográfica (Merck -Darmstadt, Alemania). Las soluciones de los compuestos fueron preparadas asépticamente en NaOH 0,1 N estéril.

Caracterización de efluentes y aguas contaminadas

Los efluente y las aguas contaminadas donde se estudio el comportamiento de los microorganismos seleccionados fueron caracterizados química y microbiológicamente en base a la determinación de los siguientes parámetros: pH, sólidos sedimentables, cloro residual, demanda química de oxígeno (DQO), sustancias reactivas al azul de metileno, sustancias solubles en éter etílico, fósforo total, nitrógeno amoniacal y sulfuros.

Todas las determinaciones se efectuarán según lo establecido por el Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater 20th edition (APHA,1998).

Ensayos de biodegradación en reactores “batch”

Los microorganismos seleccionados fueron sometidos a procesos de adaptación a los compuestos en estudio como única fuente de carbono, para ello se realizaron siembras sucesivas en

medio mínimo incubando en baño termostático con agitación plano rotatoria a 200 rpm a 28 °C (cultivo stock).

Los ensayos de biodegradación se llevaron a cabo en un microfermentador Multigen TA (New Brunswick) de 1.250 mL de volumen efectivo. Se operó a temperatura controlada (28 °C), con agitación (200 rpm), aireación, a pH 7,4 y en condiciones de esterilidad. El sistema fue inoculado con 5 mL del cultivo stock. A diferentes intervalos de tiempo se tomaron muestras para determinar la cantidad de compuesto y la biomasa bacteriana.

Para determinar la concentración remanente de los compuestos en estudio las células bacterianas fueron separadas por centrifugación y el sobrenadante fue analizado espectrofotométricamente utilizando un espectrofotómetro Metrolab UV 1700.

El crecimiento bacteriano fue evaluado empleando la técnica de recuento en placa (APHA, 1998).

Para asegurar la degradación de los compuestos y la ausencia de metabolitos al finalizar los ensayos de biodegradación las muestras fueron analizadas por cromatografía gaseosa asociada a un espectrómetro de masa. La eficiencia de los procesos fue evaluada en términos de reducción de la demanda química de oxígeno (DQO).

Se estudió la influencia de los siguientes factores sobre la biodegradación.: presencia de sustratos fácilmente metabolizables, presencia de compuestos análogos estructurales, concentración de los compuestos en estudio y pH. La elección de los sustratos fácilmente metabolizables se realizó de acuerdo a las características metabólicas de cada cepa.

Ensayos de biodegradación en reactor de lecho fluidizado

Los ensayos de biodegradación en flujo continuo se realizaron en un reactor aeróbico de lecho fluidizado con recirculación (volumen efectivo 6 litros) relleno con carbón activado granular CARVEGAT, tipo ACCF (FACASA), construido empleando una columna de acrílico de 152 cm de longitud y 9,2 cm de diámetro interno.

El reactor operó en condiciones ambientales (sin esterilidad) a temperatura ambiente (entre 14,8 °C y 31,4 °C), el pH fue de 7,6 y el tiempo de retención hidráulica de 24- 26 horas.

El reactor fue alimentado continuamente con un efluente sintético conteniendo los compuestos en estudio y fertilizante libre de cloruros, relación N:P:K de 10:2:6.

El reactor fue inoculado con 1 litro del inóculo obtenido en los ensayos “batch”.

Bioensayos de toxicidad

La reducción de la toxicidad por la acción de los microorganismos o comunidades microbianas seleccionadas se evaluó a través de ensayos de toxicidad aguda empleando *Daphnia magna* como organismo de prueba. Los ensayos se llevaron a cabo conforme a la norma ISO (International Standard) 6341 (E), 1992. El resultado de toxicidad se expresó como concentración efectiva 50 (CE 50), concentración/dilución que produce inmovilización del 50% de los organismos de la población testada en un periodo de exposición de 24 o 48 horas. Los ensayos de toxicidad se llevaron a cabo en muestras tomadas al inicio y al final de cada ensayo “batch” y en la alimentación y salida del reactor de lecho fluidizado.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Selección y caracterización de microorganismos

Nuestro grupo de trabajo ha seleccionado y optimizado bacterias y comunidades bacterianas capaces de degradar cresoles, clorofenoles, nitrofenoles, ácido 3-clorobenzoico, individuales y mezclas de estos compuestos. En la tabla 1 se muestran los principales compuestos orgánicos persistentes que son metabolizados por las bacterias y/o las comunidades bacterianas seleccionadas. Las bacterias fueron identificadas como pertenecientes a los géneros: *Pseudomonas*, *Alcaligenes*, *Burkholderia*, *Comamonas* y *Rhodococcus*. Para la identificación del género *Rhodococcus* se realizó además análisis de la secuencia del rDNA 16S.

Se comprobó que los microorganismos seleccionados fueron capaces de degradar altas concentraciones de los compuestos en estudio. Las máximas concentraciones metabolizadas fueron 1000 mg/L de o-cresol, 1000 mg/l de m-cresol, 1200 mg/L de p-cresol por *Pseudomonas putida* AG31; 300 mg/L de 2-clorofenol por *Alcaligenes* sp.; 100 mg/L de 2,4-diclorofenol por *Comamonas acidovorans*; 350 mg/L de 2,4,6-triclorofenol por la comunidad RS 24; 170 mg/L de p-nitrofenol por *Rhodococcus* sp.; 300 mg/L de 2,4-dinitrofenol por *Burkholderia cepacia*; 200 mg/L de ácido 3-clorobenzoico por *Pseudomonas putida* AG32; 300 mg/L de fenol, 200 mg/L de 2-clorofenol, 300 mg/L de m-cresol por la comunidad bacteriana RR 14.

Los estudios de degradación en reactores “batch” y continuos se realizaron empleando las concentraciones de los compuestos en estudio que son metabolizadas en tiempos compatibles con los tratamientos biológicos de efluentes.

Ensayos de biodegradación en reactores “batch”

Degradación de cresoles por Pseudomonas putida AG 31

Una cepa autóctona de *Pseudomonas putida* aislada de un efluente industrial demostró ser capaz de degradar o, m y p-cresol. Se trabajó con mezclas de 100 mg/L y 200 mg/L de cada uno de los tres isómeros. La velocidad específica de crecimiento (μ) fue en el primer caso de $0,61 \text{ h}^{-1}$ y en el segundo de $0,19 \text{ h}^{-1}$, completándose el proceso en 14 horas y 32 horas respectivamente (Figura 1). Cambios en el pH inicial del medio mínimo a valores ácidos: pH 5 o alcalinos: pH 9 no afectaron el proceso biodegradativo. Resultados similares se obtuvieron con la presencia simultanea de sustratos fácilmente metabolizables tales como acetato o piruvato

Degradación de 2-clorofenol por Alcaligenes sp.

Alcaligenes sp. fue capaz de degradar 100 mg/L y 200 mg/L de 2-clorofenol en 36 horas y 39 horas con una velocidad específica de crecimiento (μ) de $0,12 \text{ h}^{-1}$ y $0,11 \text{ h}^{-1}$ respectivamente, pudiendo degradar hasta 300 mg/L en 45 horas. (Figura 2)

La biodegradación de 100 mg/L de 2-clorofenol no se vio afectada por la presencia simultanea acetato y piruvato ni por la variación del pH del medio de cultivo a valores alcalinos (pH 9). A pH ácido (pH 5) disminuye la velocidad de crecimiento del microorganismo no inhibiéndose la biodegradación del compuesto.

Degradación de 2,4-diclorofenol por Comamonas acidovorans

Comamonas acidovorans fue capaz de metabolizar 25 mg/L y 50 mg/L de 2,4 diclorofenol en 44 horas y 50 horas, respectivamente. La velocidad específica de crecimiento fue en ambos casos $0,09 \text{ h}^{-1}$ (Figura 3). Variaciones del pH del medio entre 5 y 9 o la presencia simultánea de glucosa, acetato o piruvato no alteraron el proceso biodegradativo.

Degradación de 2,4,6 triclorofenol por una comunidad bacteriana RS24

Una comunidad bacteriana RS24 capaz de degradar 2,4,6-triclorofenol fue aislada de aguas superficiales contaminadas. RS 24 degrada 50 mg/L y 100 mg/L de 2,4,6-triclorofenol en 42 horas y 45 horas, respectivamente (Figura 4). Variaciones del pH del medio alteran el procesos biodegradativo: pH ácidos (menores que pH 6) inhiben la biodegradación, mientras que a pH 9 se acelera marcadamente el proceso obteniéndose una metabolización de 50 mg/L del compuesto en 30 horas. Asimismo se observó un aumento en la cinética de degradación tanto en presencia de sustratos fácilmente metabolizables (glucosa o acetato) como en presencia de compuestos análogos estructurales (fenol o 4-clorofenol).

Degradación de p-nitrofenol por Rhodococcus sp.

Una cepa bacteriana autóctona capaz de degradar p-nitrofenol fue aislada de sedimentos de un río contaminado de Buenos Aires. La cepa bacteriana fue identificada como perteneciente al género *Rhodococcus*. El microorganismo seleccionado fue capaz de degradar 0,36 mM (50 mg/L) y 0,72 mM (100 mg/L) de p-nitrofenol en 34 horas y 56 horas, con una velocidad específica de crecimiento (μ) $0,18 \text{ h}^{-1}$ y $0,17 \text{ h}^{-1}$, respectivamente (Figura 5). Bajo las mismas condiciones la cepa fue capaz de degradar hasta 1,22 mM (170 mg/L). Durante la biodegradación de p-nitrofenol se libera nitrito como producto del metabolismo, esto coincide con los resultados obtenidos por otros autores (Ray y col., 1999; Bhushan y col., 2000). Dado que el nitrito es un tóxico ambiental se implementó un proceso anóxico con el fin de eliminarlo del medio. La presencia de sustratos fácilmente metabolizables (glucosa o acetato) no alteraron el proceso biodegradativo

Degradación de 2,4-dinitrofenol por Burkholderia cepacia

A partir de sedimentos de un río contaminado de Buenos Aires se seleccionó una cepa bacteriana autóctona capaz de degradar 2,4-dinitrofenol. La cepa bacteriana fue identificada como *Burkholderia cepacia*. El microorganismo seleccionado fue capaz de degradar 50 mg/L y 100 mg/L de 2,4 dinitrofenol en 24 horas y 38 horas, con una velocidad específica de crecimiento (μ) $0,18 \text{ h}^{-1}$ y $0,17 \text{ h}^{-1}$, respectivamente (Figura 6).

Degradación de ácido 3-clorobenzoico por Pseudomonas putida AG32

Pseudomonas putida AG32 capaz de utilizar ácido 3-clorobenzoico como única fuente de carbono fue seleccionada a partir de aguas superficiales contaminadas. Esta bacteria degrada 25 mg/L y 50 mg/L de ácido 3-clorobenzoico en 17 horas y 23 horas respectivamente. La velocidad de crecimiento específica (μ) fue 0.43 h^{-1} . (Figura 7)

Degradación de 2-clorofenol, fenol y m-cresol por la comunidad bacteriana RR14

Se seleccionó una comunidad bacteriana autóctona capaz de metabolizar una mezcla de 100 mg/L de 2-clorofenol, 50 mg/l de fenol y 50 mg/L de m-cresol en 38 horas. (Figura 8) Los resultados obtenidos demostraron una remoción de compuestos fenólicos del 99,8% y de 92,5% de DQO. Se observó además una marcada reducción de la toxicidad.

Ensayos de biodegradación en reactores “batch” con efluentes industriales

Se realizaron ensayos de biodegradación en reactores “batch” empleando la cepa autóctona de *Pseudomonas putida* AG 31 con el fin de depurar efluentes líquidos industriales que contienen elevadas concentraciones de cresoles. En la tabla 2 se muestran los resultados de la caracterización del efluente industrial.

La metabolización de 200 mg/L de cada uno de los isómeros se llevó a cabo en 32 horas, no observándose modificaciones en la velocidad específica de crecimiento con respecto a los ensayos realizados en medio mínimo (Figura 9). La eficiencia del proceso expresada en términos de remoción de cresoles y de DQO fue de 99,9 % y 92,7 %, respectivamente. No se detectó toxicidad al final del proceso (CE 50 24 horas expresada en % v/v mayor de 90).

Cabe destacar la capacidad degradativa de la cepa seleccionada en condiciones ambientales y en presencia de los contaminantes químicos y biológicos del efluente.

Ensayos de biodegradación en reactor de lecho fluidizado con efluentes sintéticos

Se efectuaron ensayos de biodegradación en reactor de lecho fluidizado con efluentes sintéticos conteniendo 2-clorofenol, (100 mg/L), fenol (50 mg/L) y m-cresol (50 mg/L) empleando la comunidad bacteriana RR14 (Figura 10).

Los resultados obtenidos demostraron una remoción de compuestos fenólicos del 99,8% y de 94,4% de DQO. Se observó además una total reducción de la toxicidad.

Es importante señalar que la biomasa de microorganismos degradadores en el reactor se mantuvo constante y que esta se desarrolló a partir de un solo inóculo inicial, siendo innecesaria una reinoculación del sistema.

Se comprobó la completa degradación de los compuestos fenólicos y la ausencia de metabolitos mediante cromatografía gaseosa realizadas a la salida del reactor (Figura 11).

Bioensayos de toxicidad

Los resultados de los bioensayos de toxicidad realizados con *Daphnia magna* demostraron la capacidad de *Pseudomonas putida* AG31 y *Rhodococcus* sp. para detoxificar cresoles y p-nitrofenol, respectivamente. Los valores de CE50 24 horas obtenidos fueron superiores a 90 % en ambos casos.

Los estudios de biodegradación de 2-clorofenol con *Alcaligenes* sp. y de 2,4-diclorofenol con *Comamonas acidovorans* demostraron la capacidad de los microorganismos para disminuir marcadamente a toxicidad: CE 50 24 h inicial: 2,3% v/v; CE 50 24h final: 34,5% v/v y CE 50 24 h inicial: 8,9 % v/v; CE 50 24 h final: 34,5 % v/v), respectivamente.

En los ensayos de biodegradación realizados con la comunidad bacteriana RR14 los resultados obtenidos tanto a la entrada del reactor de lecho fluidizado como al inicio del reactor “batch” mostraron elevados niveles de toxicidad, con valores medios de CE 50 24 horas de 0,7% v/v. A pesar de los elevados porcentajes de remoción de compuestos fenólicos, las muestras tomadas del reactor “batch” al

finalizar cada ensayo resultaron tóxicas (CE 50 24h: 40,6 % v/v) de acuerdo a las recomendaciones de la Agencia de Protección Ambiental de Estados Unidos (EPA, 1991). Sin embargo, no se detectó toxicidad a la salida del reactor continuo, la heterogeneidad de los organismos en equilibrio presentes en este sistema resulta ventajosa analizada en términos de remoción de toxicidad respecto al sistema “batch”.

En todos los ensayos se logró una remoción de los compuestos tal que la concentración al final del proceso de biodegradación se encuentra por debajo de los límites de descarga permitidos por la legislación vigente. Además, se comprobó la capacidad de los microorganismos para reducir la toxicidad de los compuestos en estudio.

Los ensayos realizados con efluentes industriales permitieron demostrar que la presencia simultánea de otros contaminantes y de flora acompañante no afectan los procesos biodegradativos.

Los resultados obtenidos en el reactor de lecho fluidizado adquieren singular importancia si se tiene en cuenta que conforme a lo establecido por la ley de Residuos Peligrosos (Ley 24051/92) y su decreto Reglamentario (Decreto 830/93), la toxicidad es una de las características que identifican a un residuo como peligroso.

Este estudio pretende posibilitar tanto la planificación de métodos de biodepuración de efluentes líquidos como el uso potencial de los microorganismos hallados en la biorecuperación de ecosistemas acuáticos contaminados.

AGRADECIMIENTOS

Este trabajo forma parte del Proyecto B 125 Programación Científica UBACYT 2004-2007

BIBLIOGRAFÍA

Alexander M. (1994). *“Biodegradation and Bioremediation”*. Academia Press, California.

APHA. (1998). *“Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater”*. 20th ed. American Public Health Association, American Water Works Association, Water Environment Federation, Washington D. C.

Bath, M. A.; C. S. Vaindynathan. (1995). *“Microbial Degradation of Halogenated Aromatics. Biotransformations. Microbial Degradation of Health-Risk-Compounds”*. Progress in Industrial Microbiology. pp: 125-156. Elsevier. Science, Amsterdam.

Bhushan B.; S. K. Chauhan; R. K. Samanta. (2000). *“Kinetics of Biodegradation of p-Nitrophenol by Different Bacteria”*. Biochemical and Biophysical Research Communication. **274**: 626-630.

Crawford R. L.; D. L. Crawford. (1996). *“Bioremediation: Principles and Applications”*. Ed. Cambridge University. Press. Cambridge.

EPA, Technical support document for water quality-based toxics control. (1991). PB91-127415

Halling-Sorensen B.; S. Nors Nielsen; P. F. Lanzky; F. Ingerslev; H. C. Holten Lützhof; S. E. Jorgensen. (1998). *“Occurrence, Fate and Effects of Pharmaceutical Substances in the Environment -a Review”*. Chemosphere. **36**: 357-393.

ISO - International Organization for Standardization. (1992). *“Water Quality Determination of the Inhibition of the Mobility of Daphnia magna (Crustacea, Cladocera)”*. ISO 6341 (E).

Kümmerer K. (2001). *“Drugs in the Environment: Emission of Drugs, Diagnostic Aids and Disinfectants into Wastewater by Hospitals in Relation to other Sources-a Review”*. Chemosphere. **45**: 957-969.

Mohn, W.; G. Stewart. (1997). *“Bacterial Metabolism of Chlorinated Dehydroabietic Acid Occurring in Pulp and Paper Mill Effluents”*. Applied Environmental Microbiology. **63** (8): 3014-3020.

Nyholm, N. (1996). *“Biodegradability characterization of mixtures of chemical contaminants in wastewater –the utility of biotest”*. Water Science Technology. **33** (6) 195-206

O'Neill F. J.; K. C. A. Bromley-Challenor; R. J. Greenwood; J. S. Knapp. (2000). *“Bacterial Growth on Aniline: Implications for the Biotreatment of Industrial Wastewater”*. Water Research **34** (18) 4397-4409.

Providenti A.; H. Lee; J. Trevors. (1993). *“Selected Factors Limiting the Microbial Degradation of Recalcitrant Compounds”*. Journal of . Industrial Microbiology. **12**: 379-395

Ray, P.; M. Ait Oubelli; C. Loser (1999). *“Aerobic 4-nitrophenol degradation by microorganisms fixed in a continuously working aerated solid-bed reactor”*. Applied Microbiology and Biotechnology. **51**: 284-290.

Stuert-Lauridsen F.; M. Birkved; L. .P. Hansen; H. C. Holten Lützhof; B. Halling-Sorensen. (2000). *“Environmental risk assesment of human pharmaceuticals in Denmark after normal therapeutic use”*. Chemosphere **40**: 783-793

Young L. Y., C. E. Cerniglia. (1995). *“Microbial Transformation and Degradation of Toxic Organic Chemical”*. Wiley-Liss, New York.

TABLA 1

Microorganismo	Compuesto	Concentración (mg/L)		
		Inicial	Final	% Remoción
<i>Pseudomonas putida</i> AG 31	o, m y p-cresol	592	ND	99,9
<i>Alcaligenes</i> sp	2-clorofenol	300	3,6	99,8
<i>Comamonas acidovorans</i>	2,4-diclorofenol	50	4,0	92,0
Comunidad bacteriana RS24	2,4,6-triclorofenol	100	1,0	99,0
<i>Rhodococcus wratislaviensis</i>	p-nitrofenol	100	ND	99,9
<i>Burkholderia cepacia</i>	2,4-dinitrofenol	100	1,4	98,6
<i>Pseudomonas putida</i> AG2	ácido 3-clorobenzoico	50	4,0	92,0
Comunidad bacteriana RR14	2-clorofenol, fenol y m-cresol	210	ND	99,8
<i>Pseudomonas putida</i> AG31 reactor "batch", efluente industrial	o, m y p-cresol	590	ND	99,9
Comunidad bacteriana RR14 Reactor lecho fluidizado, efluente sintético	2-clorofenol, fenol y m-cresol	197	ND	99,8

ND: no detectable

TABLA 2

Caracterización del efluente industrial

Parámetro	
pH	7,2
Sólidos Sedimentables en 10 minutos (ml/L)	<0,1
en 2 horas (ml/L)	0,1
Cloro residual total (mg/L)	ND
Demanada Química de Oxígeno (DQO) (mg/L)	1210
Sustancias Reactivas al Azul de Metileno (mg/L)	0,2
Sustancias Solubles en Éter Etílico (mg/L)	<10
Fósforo total (mg/L)	1,2
Nitrógeno Amoniacal (mg/L)	12
Sulfuros (mg/L)	<0,1
Cresoles (mg/L)	590

ND: No detectable