

REDUCCIÓN DEL BORO EN SUSTRATOS POR ACCIÓN DE ESPECIES NATIVAS

S. Albarracín Franco, G. Larenas Parada., M. Quiroga, M. de Viana.
Instituto de Ecología y Ambiente Humano. Universidad Nacional de Salta,
Buenos Aires N° 177, 4400, Salta, Argentina. albarracin_silvia@yahoo.com.ar

RESUMEN La actividad de las industrias borateras constituye una fuente puntual y difusa de contaminación del aire, suelo y aguas. Una técnica relativamente nueva, barata (en comparación con las técnicas tradicionales) y efectiva a mediano y largo plazo para descontaminar suelos, es la fitorremediación, que emplea plantas y microorganismos asociados. El primer paso es detectar las especies vegetales tolerantes, lo que constituye el objetivo de este trabajo. Se realizó un bioensayo para evaluar la germinación, la supervivencia y el crecimiento de distintas especies en diferentes concentraciones de boro (5, 10, 20 y 30 ppm). La concentración de boro se determinó al final del experimento (110 días) para cada tratamiento. Se encontraron diferencias significativas debidas al tratamiento, la especie y la interacción especie*tratamiento. *A. caven*, *C. indica* y *E. crista-galli* fueron las especies de mayor tolerancia al boro. Las otras especies presentaron una disminución en todas las variables respuesta en función de la concentración del contaminante. Se concluye que todas las especies son prometedoras en remediación.

Palabras clave: boro, contaminación, especies tolerantes, fitorremediación.

INTRODUCCION

Con el desarrollo tecnológico e industrial se produce un gran número y cantidad de desechos que ocasionan el deterioro y contaminación del ambiente. Estos cambios implican entre otros, pérdida de la calidad de vida y de biodiversidad (Streit y Kuhn, 1994). Es precisamente esta pérdida de bienes, lo que provoca una disminución en los servicios del ecosistema, no sólo a nivel local sino también a nivel regional y global (Cornejo et al., 2001; Herkovits, 1996). La contaminación ambiental debida a la presencia de agentes tóxicos orgánicos e inorgánicos, constituye un riesgo para la salud de los ecosistemas y especialmente para la salud humana (Vega, 1988).

Algunos efectos desfavorables de los contaminantes en el suelo se pueden mencionar: destrucción del poder de autodepuración por procesos de regeneración biológica (al haberse superado la capacidad de aceptación del suelo se ve afectado el ciclo biológico y la función de biofiltro), disminución cualitativa y cuantitativa del crecimiento normal de los microorganismos del suelo y de las plantas o bien alteración de su diversidad, o transferencia de los contaminantes a las aguas superficiales y freáticas por procesos de filtración (Brussard et al., 1996; Roelofs et al., 1996).

En el Valle de Lerma existen dos plantas procesadoras de ácido bórico y otros derivados: Ulex (en Estación Alvarado) y Agenor (en Parque Industrial); y dos en Campo Quijano Bórax Argentina y Minera Santa Rita (Flores, 2004). La continua actividad de estas empresas constituye una fuente puntual y difusa de contaminación del aire, suelo y aguas tanto superficiales como profundas. En el proceso de industrialización de ácido bórico y boratos, estas industrias han contaminado grandes superficies de suelo y agua, que superan los niveles de toxicidad permisibles para la salud humana y tolerancia de la mayoría de las especies vegetales (Lomniczi et al., 1997).

El boro es un micronutriente esencial para el crecimiento de las plantas (Karen y Bingham 1985). Concentraciones de 0.2 mg B/l son necesarias para la germinación, crecimiento y reproducción de las mayoría de las plantas (Davis et al., 2002). Es necesario en la síntesis y transporte de carbohidratos, en el metabolismo de los ácidos nucleicos (Frick 1985), en la división, desarrollo y diferenciación celular y de tejidos y, en el metabolismo de giberelinas (Barceló Coll et al., 1998). Las plantas absorben boro del suelo bajo la forma iónica de ácido bórico. Los límites entre deficiencia y toxicidad son muy estrechos (Gupta 1983). Concentraciones de 0.3 ppm pueden resultar tóxicas para especies sensibles (Bohn et al., 1993). Los síntomas de toxicidad en las plantas incluyen una reducción del vigor, disminución del desarrollo, necrosis de las hojas y disminución en el número, tamaño y peso de los frutos (Paull et al., 1992; Nable et al., 1997).

Se conoce desde hace tiempo que algunas especies vegetales pueden ser usadas en la recuperación de suelos contaminados. La fitorremediación se basa en la capacidad de algunas especies de absorber, transformar, secuestrar o degradar directa o indirectamente algunos contaminantes que se encuentran en la zona radicular (Cunningham y Ow 1996; Raskin 1996; EPA

2000). La fitorremediación tiene diversas ventajas: es de bajo costo, es efectiva a mediano y largo plazo (dependiendo de las concentraciones del contaminante y del ciclo de vida de las plantas), puede ser utilizada "in situ" y es ambientalmente aceptable (Schnoor et al., 1995). Una ventaja especial de la fitorremediación comparada con otras técnicas es, que restituye las propiedades funcionales del suelo, ya que promueve la actividad de la flora y fauna del mismo (Trapp y Karlson, 2001).

Para aplicar fitorremediación, las especies se seleccionan teniendo en cuenta la tolerancia al contaminante, que está relacionada con mecanismos fisiológicos que permiten el normal funcionamiento en presencia de altas concentraciones de tóxicos potenciales (Baker 1987). Por lo tanto, el primer paso en la fitorremediación consiste en evaluar la germinación y el crecimiento de distintas especies en experimentos de laboratorio, que serán la base para la toma de decisiones en aplicaciones en campo (Trapp y Karlson 2001).

Si bien los sistemas de biorremediación están siendo utilizados con éxito en países desarrollados, la aplicación de estas tecnologías en Argentina es incipiente y de carácter experimental (Maine et al., 2001; Pozzo-Ardizzi et al., 2001). Probablemente esto se deba a que el éxito de los tratamientos de biorremediación depende no solo de la introducción de especies (bacterias o plantas) sino también del manejo integrado del ecosistema. Por tal motivo sería de interés desarrollar metodologías que se adapten a las condiciones ecológicas de cada ambiente en particular (Abril, 2005).

El objetivo de este estudio fue evaluar el potencial de cinco especies nativas de germinar y crecer en altas concentraciones de boro.

MATERIALES Y MÉTODOS

Bioensayo

Se realizó un experimento en germinador con fotoperíodo de 12 horas, temperatura media de $25 \pm 2.6^\circ\text{C}$ y humedad relativa media de $66 \pm 5.7\%$, siguiendo un diseño en bloques completos al azar con dos factores: especie vegetal y concentración de boro (0, 10, 20 y 30 ppm), con cuatro repeticiones para cada tratamiento. Las especies empleadas fueron *Jacaranda mimosifolia*, *Tecoma stans*, *Acacia caven*, *Canna indica* y *Erythrina crista-galli*. Estas se eligieron a partir de experiencias previas de tolerancia donde se estudió la respuesta de germinación y supervivencia en altas concentraciones de boro de un mayor número de especies (Albarracín Franco et al. 2007).

En cada unidad experimental (recipientes plásticos de 18 x 14 x 4 cm), se colocaron 10 semillas (las semillas se lavaron con una solución de NaClO al 10 % para evitar el ataque de hongos durante el experimento) que se sembraron en 200 gr de arena (sustrato) esterilizada en autoclave (1 atm y 120°C , durante 1 hora y posteriormente secada en estufa a 130°C durante 18 hs). El sustrato se mezcló con las concentraciones correspondientes de boro, fueron preparadas a partir de una solución madre de boro (H_3BO_3 Merck pro análisis) de 1000 ppm, la que fue diluida con agua destilada hasta obtener las concentraciones correspondientes a cada tratamiento. El riego se realizó diariamente con agua destilada y se complementó una vez por semana con 55 ml de solución nutritiva Rorisson sin B, a partir de la emergencia de las plántulas (Hendry y Grime 1993). Los controles se regaron de la misma forma, pero con solución Rorisson completa.

Durante un período de 30 días se registró diariamente el número de semillas germinadas, tomando como indicador el brote de la radícula.

Determinación de boro en el sustrato

Las concentraciones de boro se determinaron final del experimento por colorimetría a 420 nm. (4802 UV/VIS Double Beam Spectrophotometer) con el método de Azomethina-H (Rump y Krist, 1992). Las determinaciones se realizaron en el sustrato por triplicado en todos los tratamientos, utilizando 5g de sustrato.

Análisis de los datos

Para cada especie y tratamiento se estimó el porcentaje y la velocidad de germinación hasta los 30 días y el porcentaje de supervivientes a intervalos mensuales hasta finalizar el experimento (110 días). La velocidad de germinación (S), se estimó según Ahmed y Wardle (1994) como:

$$S = [N_1/1 + N_2/2 + N_3/3 + \dots + N_n/n] \times 100$$

donde $N_1, N_2, N_3, \dots, N_n$, es la proporción de semillas que germinaron en los días 1, 2, 3, ..., n durante el bioensayo. S varía entre 100 (si todas las semillas germinan el primer día) y 0 (si no se registran germinaciones al final del experimento).

Las variables respuesta (porcentaje de germinación a los 30 días, velocidad de germinación y porcentaje de sobrevivientes a los 110 días), se compararon para las especies y los tratamientos con M (ANOVA) de dos factores. La concentración de boro en el sustrato se comparó para cada tratamiento y cada especie. Estos datos se analizaron con ANOVA, donde se dan los valores del estadístico F y los valores de probabilidad P, utilizándose el paquete estadístico Systat (1992).

RESULTADOS

Las especies utilizadas fueron seleccionadas a partir de un bioensayo previo donde se evaluó la germinación y supervivencia de especies nativas (hierbas, arbustos y árboles) en distintas concentraciones de boro (Albarracín Franco et al. 2007). Estas especies mostraron diferencias en las variables respuestas analizadas. En *A. caven*, *E. crista-galli* y *C. indica* la germinación comenzó en el segundo día de iniciado el experimento, fue máxima y sin diferencias entre los tratamientos. *T. stans* también comenzó a germinar en el segundo día, con el aumento de la concentración de boro disminuye la germinación aunque superó el 80% en 30 ppm. En cambio *J. mimosifolia* germinó a partir del sexto día, también con el aumento de la concentración de boro hubo un retraso en la germinación, pero después no presentó diferencias (Figura 1).

Se registraron respuestas fenotípicas notorias en los distintos tratamientos a partir de la tercera semana: los ápices de los cotiledones y de las hojas presentaron clorosis, que se mantuvo hasta el final del experimento. Al principio la toxicidad del boro se manifestó con clorosis en el ápice de las primeras hojas emergidas. Posteriormente, se extendió al resto del limbo foliar, desde el ápice hacia la base (clorosis marginal) y de las márgenes del limbo hacia el nervio principal (clorosis intervenal). Las raíces de las plántulas de las especies fueron blancas y carecían de raicillas laterales en las mayores concentraciones de boro.

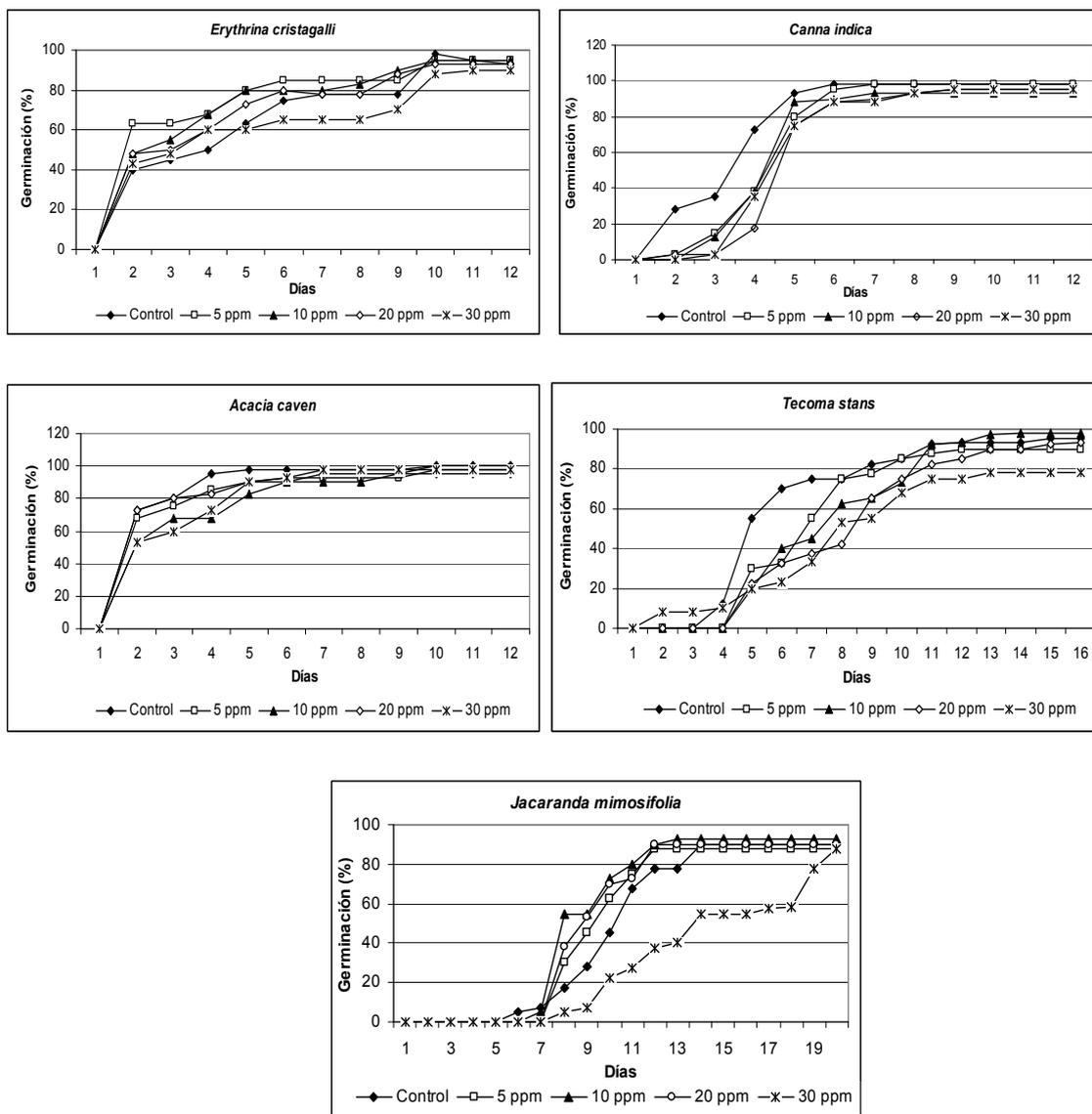


Figura 1. Porcentaje acumulado de germinación de las especies en los distintos tratamientos con boro.

Se encontraron diferencias significativas en la germinación a los 30 días con relación a la especie ($F = 4.151$, $P = 0.002$), al tratamiento ($F = 3.106$, $P = 0.021$) y no en la interacción especie*tratamiento ($F = 0.721$, $P = 0.792$). Las especies con mayor porcentaje de germinación en todas las concentraciones de boro probadas fueron *A. caven*, *C. indica* y *E. crista-galli*. Las otras dos especies presentaron una disminución en el porcentaje de germinación con el aumento de la concentración de boro, siendo más evidente en *T. stans* en la mayor concentración empleada con relación al control en los primeros 30 días del experimento. En el análisis para cada especie, *T. stans* es la única que presentó diferencias en el porcentaje de germinación ($F = 3.932$, $P = 0.022$), siendo menor en el tratamiento con 30 ppm de boro. *A. caven* no mostró diferencias en la misma variable ($F = 0.5$, $P = 0.736$), al igual que *C. indica* ($F = 1.071$, $P = 0.405$), *E. crista-galli* ($F = 0.750$, $P = 0.573$) y *J. mimosifolia* ($F = 0.139$, $P = 0.965$) (Cuadro 1).

Especie	Tratamiento				
	Control	5 ppm	10 ppm	20 ppm	30 ppm
<i>A. caven</i>	100	100	97.5 (2.5)	97.5 (2.5)	97.5 (2.5)
<i>C. indica</i>	97.5 (2.5)	97.5 (2.5)	97.5 (2.5)	92.5 (4.79)	90 (4.08)
<i>E. crista-galli</i>	100	97.5 (2.5)	95 (5)	92.5 (4.79)	90 (7.07)
<i>T. stans</i>	97.5 (2.5)	95 (2.89)	90 (5.77)	92.5 (2.5)	77.5 (4.79)
<i>J. mimosifolia</i>	92.5 (2.5)	90 (4.08)	90 (5.77)	90 (4.08)	87.5 (6.29)

Cuadro 1. Porcentaje de germinación a los 30 días del experimento (media y error estándar entre paréntesis).

Se encontraron diferencias significativas en la velocidad de germinación, con relación a la especie (ANOVA $F = 157.399$, $P < 0.0005$), al tratamiento (ANOVA $F = 5.397$, $P < 0.0005$), aunque no en la interacción especie*tratamiento (ANOVA $F = 0.524$, $P = 0.947$). En todas las especies la velocidad de germinación fue menor con el aumento en la concentración de boro, aunque las diferencias no fueron significativas en *A. caven* (ANOVA $F = 1.30$, $P = 0.315$), *E. crista-galli* (ANOVA $F = 0.960$, $P = 0.458$) y *T. stans* (ANOVA $F = 0.769$, $P = 0.548$). En cambio *C. indica* y *J. mimosifolia* si presentaron diferencias significativas (ANOVA $F = 7.149$, $P = 0.002$; ANOVA $F = 3.287$, $P = 0.040$ respectivamente). En *C. indica* la velocidad de germinación en el tratamiento de 5 ppm de boro disminuyó 26% con respecto al control, en el tratamiento de 10 ppm de boro, disminuyó un 30% y en las altas concentraciones (20 y 30 ppm de boro) disminuyó entre un 34 % y 36%. *J. mimosifolia* es la especie más sensible al boro, al presentar la menor velocidad de germinación en las distintas concentraciones de boro en comparación con las demás especies. En esta especie la velocidad de germinación disminuyó un 5% en el tratamiento de 5 ppm de boro, un 10 % en el tratamiento de 10 ppm de boro, un 17% en el tratamiento de 20 ppm de boro y 38% en la máxima concentración empleada (30 ppm de boro) (Cuadro 2).

Especie	Tratamiento				
	Control	5 ppm	10 ppm	20 ppm	30 ppm
<i>A. caven</i>	43.22 (0.67)	41.82 (3.43)	40.65 (2.3)	36.67 (2.76)	36.47 (3.26)
<i>C. indica</i>	30.23 (2.67)	22.37 (1.8)	21.17 (1.22)	19.37 (0.64)	19.92 (1.14)
<i>E. crista-galli</i>	37.17 (1.52)	33.5 (2.08)	32.45 (1.25)	30.17 (2.76)	29.85 (5.42)
<i>T. stans</i>	13.1 (1.2)	12.05 (1.19)	12.42 (0.33)	10.15 (0.71)	8.55 (2.11)
<i>J. mimosifolia</i>	10.41 (2.5)	9.84 (0.41)	9.34 (0.80)	8.6 (1.49)	6.47 (0.41)

Cuadro 2. Velocidad de germinación para las diferentes especies en los tratamientos con distintas concentraciones de boro (media y error estándar entre paréntesis).

Con relación al porcentaje de sobrevivientes se encontraron diferencias significativas debidas a la especie (ANOVA $F = 21.737$, $P < 0.0005$), al tratamiento (ANOVA $F = 8.683$, $P < 0.0005$) y no a la interacción especie*tratamiento (ANOVA $F = 1.135$, $P = 0.947$). En todos los casos, la mayor supervivencia de plántulas fue en el control y disminuye con el aumento de la concentración de boro. *A. caven*, *C. indica* y *E. crista-galli* no presentaron diferencias significativas en la variable analizada (ANOVA $F = 1.303$, $P = 0.314$; ANOVA $F = 1.071$, $P = 0.405$; ANOVA $F = 0.368$, $P = 0.828$, respectivamente). Estas especies tuvieron una elevada cantidad de plántulas sobrevivientes, la mortalidad varió entre un 7% y un 10% al final del experimento (110 días). En cambio se encontraron diferencias significativas en la supervivencia de *J. mimosifolia* (ANOVA $F = 4.142$, $P = 0.004$) y de *T. stans* (ANOVA $F = 6.150$, $P = 0.004$). Estas especies presentaron mayor sensibilidad al boro que se evidenció en un menor porcentaje de supervivientes en comparación a las otras especies. Con el aumento de la concentración de boro disminuye la supervivencia de las plántulas, llegando a una disminución del 18% en *J. mimosifolia* y del 24% en *T. stans* en la máxima concentración de boro empleada (30 ppm de boro) con relación al control (Cuadro 3).

Especie	Tratamiento				
	Control	5 ppm	10 ppm	20 ppm	30 ppm
<i>A. caven</i>	100	100	97.5 (2.5)	92.5 (4.787)	90 (7.071)
<i>C. indica</i>	97.5 (2.5)	97.5 (2.5)	97.5 (2.5)	92.5 (4.787)	90 (4.082)
<i>E. crista-galli</i>	97.5 (2.5)	95 (5)	92.5 (2.5)	92.5 (4.787)	90 (7.071)
<i>T. stans</i>	92.5 (2.5)	85 (2.887)	82.5 (2.5)	75 (6.455)	70
<i>J. mimosifolia</i>	82.5 (2.5)	82.5 (7.5)	80 (4.082)	72.5 (6.292)	67.5 (4.787)

Cuadro 3. Plántulas sobrevivientes (porcentaje) en los distintos tratamientos hasta los 110 días (error estándar entre paréntesis).

Determinación de boro en el sustrato

En todos los tratamientos iniciados con 5, 10, 20 y 30 ppm de boro, la concentración detectada al final del experimento (110 días) en los sustratos varió entre un 58% y un 96%. La reducción máxima en los sustratos ocurrió en *A. caven* en el tratamiento con 30 ppm de boro, y la mínima reducción de boro en los sustratos con *J. mimosifolia* en los tratamientos con 5 ppm de boro (Cuadro 4).

En los tratamientos iniciados con 5 ppm de boro, *A. caven*, *C. indica* y *E. crista-galli* ocasionaron una reducción de un 27 a 42 % de boro, mientras que *J. mimosifolia* y *T. stans* redujeron un 4 y un 6% de boro a los 110 días. En los tratamientos comenzados con 10 ppm de boro, la reducción de boro en los sustratos con *C. indica*, *A. caven* y *E. crista-galli* fue de 25, 31 y 32 % respectivamente. En los tratamientos contaminados con 20 ppm de boro, la máxima reducción fue del 33% con *C. indica* y del 31 % con *A. caven*. Finalmente en los tratamientos comenzados con 30 ppm de boro, la reducción de boro en los sustratos con *T. stans* y *A. caven* fue de 29 y 49% respectivamente (Cuadro 4).

En el análisis para cada especie, se encontraron diferencias significativas en la concentración de boro en los sustratos para los distintos tratamientos en *A. caven* (ANOVA F = 65.050, P <0.0005) y en *T. stans* (ANOVA F = 41.504, P <0.0005), con la mayor disminución de la concentración de boro en los tratamientos de 30 ppm. En *C. indica* (ANOVA F = 51.621, P <0.0005) tuvo la mayor reducción en el tratamiento de 20 ppm. En *E. crista-galli* (ANOVA F = 37.969, P <0.0005) y *J. mimosifolia* (ANOVA F = 84.909, P <0.0005), la mayor reducción de la concentración ocurrió en los tratamientos de 10 ppm de boro. En los tratamientos iniciados con 20 ppm de boro, con la mayor disminución se registró en *A. caven*, *C. indica* y *E. crista-galli*.

Especie	Tratamiento			
	5 ppm	10 ppm	20 ppm	30 ppm
<i>A. caven</i>	2.91 (0.2)	6.91 (0.86)	14.78 (1.01)	15.46 (0.71)
<i>C. indica</i>	3.44 (0.22)	7.5 (0.7)	13.5 (1.29)	22.06 (1.7)
<i>E. crista-galli</i>	3.67 (0.1)	6.78 (0.8)	18.01 (0.69)	27.56 (0.38)
<i>T. stans</i>	4.69 (0.24)	8.5 (0.24)	17.73 (0.65)	21.34 (2.3)
<i>J. mimosifolia</i>	4.82 (0.12)	8.32 (0.23)	18.05 (0.3)	26.55 (0.53)

Cuadro 4. Concentración de boro (ppm) determinada al final del experimento para los tratamientos con boro. Media y error estándar entre paréntesis

CONCLUSIÓN

Las concentraciones empleadas en este trabajo superan ampliamente los límites establecidos en la Ley Nacional de Argentina 24.051 de Residuos Peligrosos. El boro ejerce un efecto tóxico en la mayoría de las especies cuando está presente en el agua y/o suelo en niveles que superen los 4 ppm.

Si bien son escasos los trabajos publicados de tolerancia al boro, resultados similares fueron obtenidos por Bañuelos et al. (1999), los que emplearon dos germoplasmas de tomate, maíz y alfalfa, obteniendo porcentajes de germinación superiores al 60% en 20 y 40 ppm de boro, y por Albarracín Franco, de Viana y Flores (2007) con *Aspidosperma quebracho blanco* y *Lolium multiflorum* con una supervivencia superior al 70% en 50 ppm de boro de suelo extraído de la planta Baradero (Provincia de Salta) y diluido con arena hasta llegar a la concentración mencionada.

Los resultados de este trabajo indican que *A. caven*, *C. indica* y *E. crista-galli* podrían considerarse prometedoras en la remediación de suelos con concentraciones de boro de hasta 30 ppm, ya que produjeron una reducción del boro en el sustrato de entre 26 y 49%.

Teniendo en cuenta tanto la reducción del boro en el sustrato como la supervivencia, podemos concluir que *J. mimosifolia* y *T. stans* podrían ser empleadas también en remediación de sustratos, aunque su poder de reducción fue menor, varió entre un 4 y 28%. Estas plantas tienen características ecológicas que son de importancia a la hora de seleccionar especies tolerantes para remediación *in situ*. Son de amplia distribución, de rápido crecimiento, la reproducción es temprana en el ciclo vital (en especial *C. indica*, *A. caven* y *T. stans*), entre otras, por lo que podrían secuestrar y mantener el contaminante en su biomasa, por un período de tiempo interesante (superior a los 20 años), con la ventaja adicional que se podría incorporar la recuperación de sitios contaminados en programas relacionados con secuestro de carbono, en el marco del Protocolo de Kyoto. Además, la combinación de las especies de ciclos de vida más cortos y extensión más superficial de las raíces, podría tener efectos sinérgicos en la absorción del contaminante.

Sería importante en bioensayos posteriores extender la escala temporal de los experimentos y además, realizar la determinación de boro en el tejido vegetal.

REFERENCIAS

Abril, A. (2005). Manejo de hábitat y microorganismos para degradar efluentes industriales: un estudio de caso. *Ecología Austral* 15: 9 - 16.

- Ahmed M. y Wardle D.A. (1994). Allelopathic potencial of vegetative and flowering ragwort (*Senecio jacobea* L.) plants against associated pasture species. *Plant Soil* 64: 61-68.
- Albarracín Franco, S., de Viana M. L. y Flores H. (2007). Germinación y supervivencia de dos especies vegetales en altas concentraciones de boro. *Avances en Energías Renovables y Medio Ambiente*. Vol 11: 49 – 56.
- Baker, A.J.M. 1987. Metal tolerance. *New Phytologist* 106: 93-111.
- Bañuelos G.S., Ajwa H.A., Cáceres L. y Dyer D. (1999). Germination responses and boron accumulation in germplasm from Chile and United States grown with boron-enriched water. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 43: 62-67.
- Barceló Coll J., Rodrigo N.G., Sabater García B. y Sanchez Tames R. (1998). *Fisiología Vegetal*. Pirámides S.A. Madrid. España. 662 p.
- Bohn H.L., McNeal B.L. y O'Connor G.A. (1993). *Química del suelo*. Ed. Limasa.S.A.
- Brussard, L., Bakker, J.P y Olf, H. (1996). Biodiversity of soil biota and plants in abandoned arable fields and grasslands under restoration management. In *Biodiversity and restoration management*. Chapman and Hall, Londres.
- Cornejo, R., de Viana M. L y Quintana, M. (2001). Cambio global: consideraciones ético-epistemológicas. En: Pío García, Sergio Menna y Víctor Rodríguez (eds). *Selección de trabajos, XI Jornadas de Epistemología e Historia de la Ciencia*. Vol 7: 95-98.
- Cunningham S.D. y Ow D.W (1996). Promises and prospects of phytoremediation. *Plant Physiol*. 110: 715-719.
- Davis S., Drake K. y Maier K. (2002). Toxicity of boron to the duckweed, *Spirodella polyrrhiza*. *Chemosphere* 48: 615-620.
- EPA (Environmental Protection Agency). 2000. Introduction to Phytoremediation. EPA-report EPA/600/R-99/107. Mai 2003 at <http://clu-in.org/techpubs.htm>
- Flores, H.R. (2004). Beneficio de los boratos. *Crisol*. Salta, Argentina. 400 p.
- Frick, H. (1985). Boron tolerance and accumulation in the duckweed, *Lemna minor*. *Plant Nutrition* 8, 1123-1129.
- Gupta U.C.(1983). Boron deficiency and toxicity symptoms for several crops as related to tissue boron levels. *Plant Nutrition* 6: 387-395.
- Hendry G.A.F y Grime J.P. (1993). *Methods in comparative plant ecology*. Chapman & Hall. London, London, UK.
- Herkovits, J. (1996). Preservación de los servicios del ecosistema. *Gerencia Ambiental* 24: 274 - 276 y 343.
- Karen E. y Bingham F.T. (1985). Boron in Water, Soils and Plants. *Advances in Soil Science* 1: 230-276.
- Lomniczi I., Musso H., y Pereyra R., (1997). Assessment of boron concentration in surface and groundwaters in the Lerma and Calchaqui Valleys (Prov. of Salta – Argentina). *Anales de la Asociación Química Argentina*. 85: 283-293.
- Maine, M.A., Suñe, N., Panigatti, M.C., Sánchez, G. y Hadad, H. (2001). Wetland piloto para tratamiento de un efluente metalúrgico. *Ingeniería Sanitaria y Ambiental* 64: 72 - 77.
- Nable R.O., Bañuelos G.S. y Paull J.G. (1997). Boron toxicity. *Plant Soil* 198: 181-198.
- Paull J.G., Nable R.O. y Rathjen A.J. (1992). Physiological and genetic control of the tolerance of wheat to high concentrations of boron and implications for plants breeding. *Plant Soil* 146: 251-260.
- Pozzo-Ardizzi, M.G., Ferrari, M. y Calderón, G. (2001). Diseño y ejecución de un plan de biotratamiento para residuos (cortes) de perforación de la actividad petrolera, por la metodología de biodegradación con bioacumulación. *Ingeniería Sanitaria y Ambiental* 54: 41- 48.
- Raskin I. (1996). Plant genetic engineering may help with environmental cleanup. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 93: 3164-3166.
- Roelofs, J., Bobbink, R., Brouwer, E. & De Graff, M. 1996. Restoration ecology of aquatic and terrestrial vegetation on non-calcareous sandy soils in The Netherlands. *Acta Botanica of Netherlands* 45 (4): 517-541.
- Rump H.H y Krist H. (1992). *Laboratory manual for the examination of water, waste and soil*. VCH, 2nd Edition.
- Schnoor, J.L., Licht, L.A., McCutcheon, S.C., Wolfe, N.L. & Carreira, L. 1995. Phytoremediation of contaminated soils and sediments. *Environmental Science Technology* 29: 318 - 323.
- Streit, B & Kuhn, A. (1994). Effects of organophosphorous insecticides on autochthonous and introduced *Gammarus species*. *Water Science and Technology* 29: 233 - 240.
- Systat (1992). SYSTAT for Windows: statistics, version 5 edition. SYSTAT, Evanston, Illinois, USA.
- Trapp S. y Karlson U. (2001). Aspects of Phytoremediation of organic pollutants. *Soil & Sediments* 1 1: 37-43.
- Vega, S. (1988). Evaluación epidemiológica de riesgos causados por Agentes químicos ambientales. Tomo 1. Ministerio de Salud y Acción Social. Bs As., Argentina. 214 pp.

ABSTRACT: The activity of boron industries is a punctual and diffuse source of air, soil and waters pollution. A relatively new technology for reducing soil pollution is phytoremediation, which uses plants and associate microorganisms. The first step in phytoremediation is to detect tolerant plant species, which is the objective of this work. A bioensayo to assess the germination, survival and growth of different species at different boron concentrations was carried out following a factorial design with two factors: plant species and boron concentration. Boron concentrations were determined at the end of the experiment, for every treatment. We found significant differences for treatment, species and the interaction species*treatment. *A. caven*, *C. indica* and *E. crista-galli* were the most tolerant species. Other species had a decrease in the response variables, with the concentrations of the pollutant. We conclude that all the species can be considered in remediation plans.

Key words: boron, pollution, tolerant plants, phytoremediation.