

## Élimination du phénol par deux plantes aquatiques : *Juncus fontanesii* (Gay) et *Lemna minor* L.

### Elimination of phenol by two aquatic plants : *Juncus fontanesii* (Gay) and *Lemna minor* L.

M. A. Oueslati, M. Haddad and G. Blake

Volume 11, Number 4, 1998

URI: <https://id.erudit.org/iderudit/705321ar>

DOI: <https://doi.org/10.7202/705321ar>

[See table of contents](#)

Publisher(s)

Université du Québec - INRS-Eau, Terre et Environnement (INRS-ETE)

ISSN

0992-7158 (print)

1718-8598 (digital)

[Explore this journal](#)

Cite this article

Oueslati, M. A., Haddad, M. & Blake, G. (1998). Élimination du phénol par deux plantes aquatiques : *Juncus fontanesii* (Gay) et *Lemna minor* L.. *Revue des sciences de l'eau / Journal of Water Science*, 11(4), 555–568.  
<https://doi.org/10.7202/705321ar>

Article abstract

Phenols are considered as toxic organic compounds. They can be treated by different physico-chemical or biological processes. These products can be oxidized by chemicals such as H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>, TiO<sub>2</sub>, O<sub>3</sub>, etc. The performance of the process depends on pH, temperature and phenol/oxidant ratio. Otherwise, they can be transformed biologically by enzymes, fungi, yeast or plants. Considerable work has already been done with regard to uptake of phenol by aquatic plants.

In our study two aquatic plants: *Juncus fontanesii*, a rooted species from Joncaceae family and *Lemna minor*, floating species from Lemnaceae family, have been selected to study their ability to remove phenol from static phenolic solutions. The initial concentration of phenol varied from 8 to 48 mg/l. The density of biomass (wet weight) ranged from 2.8 to 5.6 kg/m<sup>2</sup>. Experiences were carried out without acclimation and without addition of nutritive elements. Controls (without plants) were prepared with the same concentrations. Under these conditions, the results of quantitative analyses show that *J. fontanesii* is able to remove phenol more rapidly than *L. minor* and can release a fraction of it to the medium particularly in the first ten hours of contact.

It has been observed that phenol uptake is sensitive to the density of biomass and the initial concentration. In order to examine more closely the effect of these variables, we have carried out experiments where the initial concentration was kept constant (8 mg/l) and biomass density varied. When the density of biomass increases, the kinetic uptake of phenol by *J. fontanesii* increases too; however, it decreases in the presence of *L. minor*. In fact, at high densities, *L. minor* covers fully the surface of the water and causes a screen effect, such that diffusion of atmospheric oxygen into the medium is limited. In addition, *L. minor* has a short root system, so the amount of oxygen that enters the solution is negligible. Elimination of phenol by *L. minor* is rapid when the density of biomass ranges from 0.7 to 1.4 kg/m<sup>2</sup>. For both plants, we have noticed the existence of a maximum time limit of degradation and an optimal density beyond which there is no improvement in elimination.

Phenol can be degraded by micro-organisms. In order to elucidate this pathway, an investigation was undertaken using activated sludges in the following situations: under atmospheric conditions, under anaerobic conditions and with bubbling air intermittently.

The comparison of obtained results shows that the rate and kinetics of the elimination decrease in the following order: *J. fontanesii* > *L. minor* (low densities) > micro-organisms with air bubbling > micro-organisms under atmospheric conditions > controls (without plants) > *L. minor* (high densities) > micro-organisms under anaerobic conditions.

# Élimination du phénol par deux plantes aquatiques : *Juncus fontanesii* (Gay) et *Lemna minor* L.

Elimination of phenol by two aquatic plants:  
*Juncus fontanesii* (Gay) and *Lemna minor* L.

M.A. OUESLATI<sup>1</sup> \*, M. HADDAD<sup>2</sup> et G. BLAKE<sup>3</sup>

Reçu le 19 mai 1997, accepté le 24 mai 1998\*\*.

## SUMMARY

Phenols are considered as toxic organic compounds. They can be treated by different physico-chemical or biological processes. These products can be oxidized by chemicals such as H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>, TiO<sub>2</sub>, O<sub>3</sub>, etc. The performance of the process depends on pH, temperature and phenol/oxidant ratio. Otherwise, they can be transformed biologically by enzymes, fungi, yeast or plants. Considerable work has already been done with regard to uptake of phenol by aquatic plants.

In our study two aquatic plants: *Juncus fontanesii*, a rooted species from *Juncaceae* family and *Lemna minor*, floating species from *Lemnaceae* family, have been selected to study their ability to remove phenol from static phenolic solutions. The initial concentration of phenol varied from 8 to 48 mg/L. The density of biomass (wet weight) ranged from 2.8 to 5.6 kg/m<sup>2</sup>. Experiences were carried out without acclimation and without addition of nutritive elements. Controls (without plants) were prepared with the same concentrations. Under these conditions, the results of quantitative analyses show that *J. fontanesii* is able to remove phenol more rapidly than *L. minor* and can release a fraction of it to the medium particularly in the first ten hours of contact.

It has been observed that phenol uptake is sensitive to the density of biomass and the initial concentration. In order to examine more closely the effect of these variables, we have carried out experiments where the initial concentration was kept constant (8 mg/L) and biomass density varied. When the density of biomass increases, the kinetic uptake of phenol by *J. fontanesii* increases too; however, it decreases in the presence of *L. minor*. In fact, at high densities,

1. Ecole Supérieure des Ingénieurs de l'Équipement Rural (9070) Medjez El Bab, Tunisie.
2. Institut Préparatoire aux Études d'Ingénieurs (8000) Nabeul, Tunisie.
3. ESIGEC Laboratoire de Biologie Biochimie Appliquées Campus Scientifique, 73376 Le Bourget du Lac cedex, France.

\* Correspondance.

\*\* Les commentaires seront reçus jusqu'au 31 juillet 1999.

*L. minor* covers fully the surface of the water and causes a screen effect, such that diffusion of atmospheric oxygen into the medium is limited. In addition, *L. minor* has a short root system, so the amount of oxygen that enters the solution is negligible. Elimination of phenol by *L. minor* is rapid when the density of biomass ranges from 0.7 to 1.4 kg/m<sup>2</sup>. For both plants, we have noticed the existence of a maximum time limit of degradation and an optimal density beyond which there is no improvement in elimination.

Phenol can be degraded by micro-organisms. In order to elucidate this pathway, an investigation was undertaken using activated sludges in the following situations: under atmospheric conditions, under anaerobic conditions and with bubbling air intermittently.

The comparison of obtained results shows that the rate and kinetics of the elimination decrease in the following order: *J. fontanesii* > *L. minor* (low densities) > micro-organisms with air bubbling > micro-organisms under atmospheric conditions > controls (without plants) > *L. minor* (high densities) > micro-organisms under anaerobic conditions.

**Key-words:** *phenol, biodegradation, aquatic plants, Juncus fontanesii, Lemna minor.*

## RÉSUMÉ

L'élimination du phénol et de ses dérivés, substances organiques toxiques, fait appel à différents processus physicochimiques ou biologiques.

Certaines plantes aquatiques ont la capacité de déplacer des produits chimiques en les métabolisant, en les évaporant ou en les dégradant. Il faut, toutefois, rester à des concentrations inférieures aux seuils de toxicité des espèces employées.

Dans le présent travail, deux plantes aquatiques : le Jonc de Desfontaines (*Juncus fontanesii*) de la famille des Joncacées et la Lentille d'eau (*Lemna minor*) de la famille des Lemnacées, ont été testées pour éliminer le phénol. Le travail a été effectué sans addition d'éléments nutritifs ni acclimatation préalable, pour des concentrations variant de 8 à 48 mg/L et pour deux densités surfaciques de la biomasse végétale fraîche : 2,8 et 5,6 kg/m<sup>2</sup>.

Les deux espèces se sont révélées aptes à éliminer totalement le phénol avec des cinétiques différentes. Un phénomène de relargage, important dans le cas de l'emploi de *J. fontanesii*, a pu être observé. Une comparaison de ce type d'élimination à celui dû aux micro-organismes nous a permis, par utilisation des boues activées, d'aboutir à l'ordre de performance suivant : *J. fontanesii* > *L. minor* (faibles densités) > micro-organismes avec barbotage d'air > micro-organismes sous des conditions atmosphériques > témoins (sans plantes) > *L. minor* (fortes densités) > micro-organismes sous des conditions anaérobies.

**Mots clés :** *phénol, biodégradation, plantes aquatiques, Juncus fontanesii, Lemna minor.*

## INTRODUCTION

Des composés toxiques se trouvent fréquemment dans les rejets (eaux usées domestiques ou industrielles) avec des biodégradabilités très variables. Parmi

ceux que l'on redoute pour l'écosystème, on peut citer les phénols, les chlorométhanes, les pesticides chlorés, les PCB et les métaux lourds.

Le phénol et ses dérivés sont considérés par l'Environmental Protection Agency comme d'importants polluants (MARCHAND, 1989). Leur élimination, des eaux résiduaires, a été souvent envisagée. Les techniques employées (piégeage, transformation, recyclage, dégradation, etc.) vont des procédés physico-chimiques (floculation, décantation, précipitation, oxydation, etc.) aux traitements biologiques.

Des oxydants ont été employés pour transformer les phénols en d'autres composés. C'est ainsi que DEBELLEFONTAINE (1992), SHUZO et UTTAM (1994) ont respectivement utilisé le peroxyde d'hydrogène et l'oxyde de titane.

On a fait appel aux actions de certains organismes vivants capables de métaboliser le phénol, tels que les enzymes (KLIBNOV *et al.*, 1980 ; MALONEY *et al.*, 1986 ; NAKAJIMA et YAMAZAKI, 1987 ; NICELL *et al.*, 1992 ; NAKAMOTO et MACHIDA, 1992 ; TATSUMI *et al.*, 1994), les champignons (LIVERNOCHE *et al.*, 1983 ; CHETHAM et BUCKE, 1984 ; ANSELMO et NOVAIS, 1984 ; SCOTT, 1987 ; GERALD *et al.*, 1988 ; NICOL *et al.*, 1988 ; LEWANDOWSKI *et al.*, 1990) et les levures (KEIKO *et al.*, 1991 ; 1994). Cette voie de dégradation biologique est souvent gênée par la présence d'inhibiteurs (MEINCK *et al.*, 1977 ; BERNE et CORDONNIER, 1991) et par les concentrations élevées en phénols. Ce dernier problème a trouvé une solution partielle par le traitement conjoint d'eaux phéniquées et d'eaux usées domestiques qui vont servir de diluant (MEINCK *et al.*, 1977 ; ALABASTER *et al.*, 1991 ; PENTTI *et al.*, 1992).

Des eaux contaminées par le phénol ont été traitées par des héliophytes tels que le Jonc des chaisiers : *Scirpus lacustris* (SEIDEL *et al.*, 1967a et 1967b) ou la Jacinthe d'eau : *Eichhornia crassipes* (WOLVERTON et MCKOWN, 1976 ; YAHYIA, 1994 ; MILLER et O'KEEFFE, 1983).

Nous avons, pour notre part fait appel à deux autres plantes aquatiques à savoir *J. fontanesii* et *L. minor*. Si la première a été très peu étudiée, la seconde a fait l'objet de plusieurs emplois dans le domaine de l'épuration (HUBAC *et al.*, 1984).

## MATÉRIEL ET MÉTHODES

*J. fontanesii* est une plante enracinée décrite en détail par CUENOD *et al.* (1954). Ses stolons sont radicans, grêles et allongés. Selon la disponibilité des éléments nutritifs dans le milieu la longueur de ses racines peut atteindre 30 à 40 cm. Cette espèce est essentiellement rencontrée dans le nord de la Tunisie, son aire géographique s'étend sur tout le bassin méditerranéen. Pour nos essais, nous l'avons prélevée dans un cours d'eaux usées situé à proximité du Campus Universitaire de Tunis (Tunisie). Nous l'avons nettoyée sur place puis lavée abondamment au laboratoire afin d'éliminer les derniers dépôts de vases et de débris, avant de la placer dans des cuves contenant de l'eau de robinet qui nous ont servi de bacs d'attente et de témoins pour suivre le comportement des plantes dans l'eau.

*L. minor*, de taille réduite, est flottante. Ses frondes varient de 0,2 à 0,8 mm et ses racines de 1 à 10 cm. Elle tolère d'importantes variations d'intensité lumineuse, de pH, de salinité et de température (URBANSKA, 1980 ; LANDOLT, 1986 ; DUDLEY, 1987).

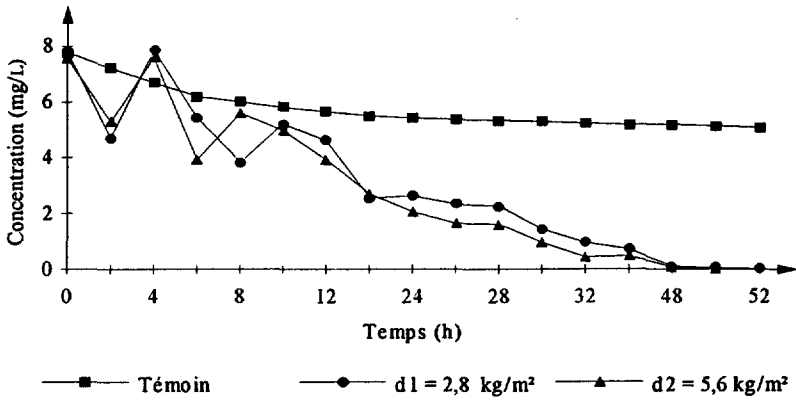
Les solutions de phénol utilisées avaient des concentrations comprises entre 8 et 48 mg/L, plage préconisée pour les traitements biologiques (MEINCK *et al.*, 1977). Elles sont placées dans des bacs en plastique de 14,5 cm de diamètre et 18 cm de profondeur où les végétaux frais sont introduits aux densités  $d_1 = 2,8 \text{ kg/m}^2$  et  $d_2 = 5,6 \text{ kg/m}^2$ , sans acclimatation préalable et sans apport d'éléments nutritifs. Pour l'obtention d'une solution de phénol de titre connue : on a préparé une solution mère de phénol dans l'eau de robinet à 100 mg/L et par dilution, on a ajusté le titre dont la valeur a été, toujours, vérifiée par analyse avant utilisation. La paillasse de travail se trouve sous des fenêtres dont la surface, par son importance, assure un bon éclairage. À la partie supérieure d'une des fenêtres est placé un extracteur d'air électrique qui, fonctionnant en continu, assure le renouvellement de l'air dans la salle. Les expériences ont été menées aux mois d'avril et mai lorsque la température moyenne du local était de 24 °C. La dégradation du phénol étant plus rapide en présence de *J. fontanesii* qu'en présence de *L. minor* (résultats de tests préliminaires), nous avons effectué nos prélèvements toutes les deux heures pendant la journée (de 8 h à 20 h) pour les bacs de *J. fontanesii* et toutes les vingt-quatre heures dans les bacs de *L. minor* (à 17 h). Des analyses ont été, également, menées en parallèle pour des solutions témoins, contenant les mêmes quantités de phénol, mais sans plantes. Les analyses sont effectuées selon la méthode au 4-aminoantipyrine (AFNOR NF T 90-204, 1986). Le phénol avec le chlorure d'ammonium, la 4-aminoantipyrine, l'ammoniaque à 25 % et le tartrate double de potassium et de sodium, ayant servi aux différentes préparations, proviennent respectivement de chez *Fluka Chemika* (Suisse), *Prolabo* (France), *Interchem* (Tunisie) et *Riedel de Haën AG* (Allemagne). L'appareil utilisé est un spectrophotomètre du type *SP8-400-UV/Visible* (PYE- UNICAM).

## RÉSULTATS ET DISCUSSION

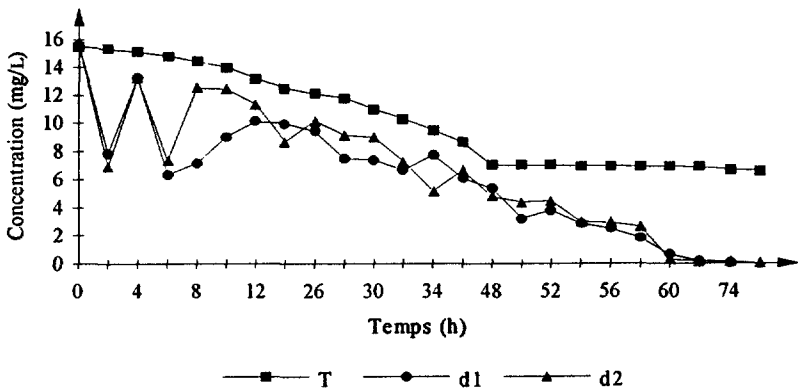
Les résultats rapportés pour cette étude correspondent aux valeurs moyennes de deux mesures avec des dispersions de 1 à 4 %. Ils ont permis ainsi d'établir les différentes courbes de variation de la concentration du phénol en fonction du temps pour les solutions aux différentes densités et pour les témoins (*figures 1 à 8*).

L'examen des courbes obtenues permet de noter que la vitesse d'élimination du phénol en présence des plantes est, en général, supérieure à celle du témoin. Avec une prédominance nette en faveur de *J. fontanesii*.

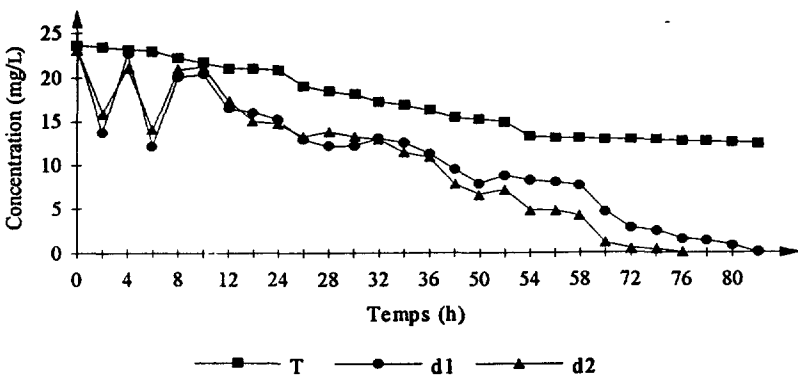
L'élimination est sensible à deux facteurs : la concentration initiale ( $C_0$ ) et la densité de la biomasse. Elle diminue quand la concentration initiale augmente. Pour le second facteur l'interprétation est moins aisée. En effet, la première exploitation de nos résultats révèle que quelle que soit la concentration initiale et dans le cas de *J. fontanesii*, nous avons la meilleure élimination pour  $d_2 = 5,6 \text{ kg/m}^2$ . Ceci



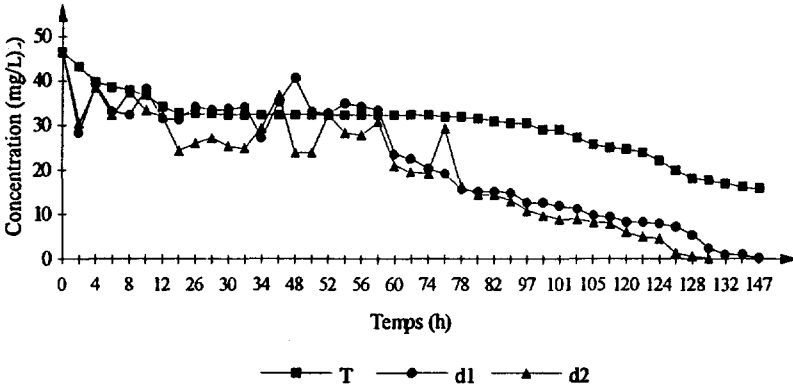
**Figure 1** Élimination du phénol par *J. fontanesii* avec  $Co = 8 \text{ mg/L}$ .  
*Phenol uptake by J. fontanesii at 8 mg/L as initial concentration.*



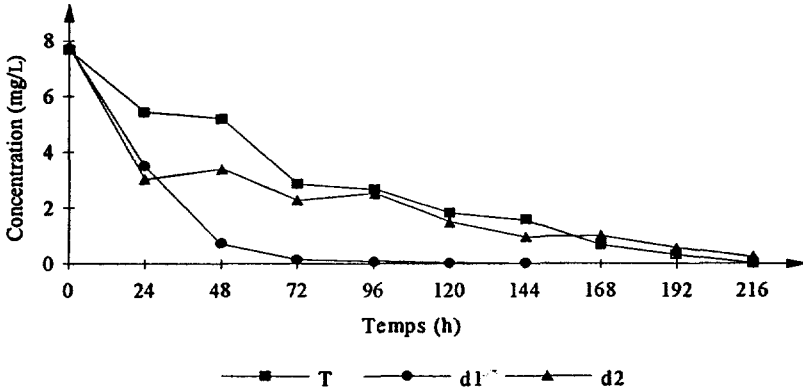
**Figure 2** Élimination du phénol par *J. fontanesii* avec  $Co = 16 \text{ mg/L}$ .  
*Phenol uptake by J. fontanesii at 16 mg/L as initial concentration.*



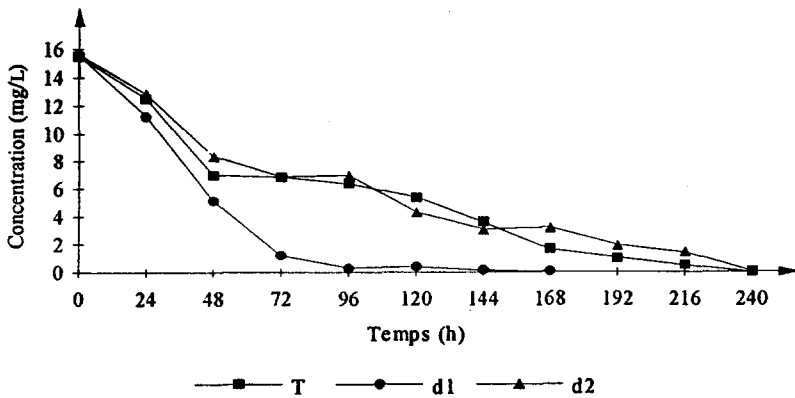
**Figure 3** Élimination du phénol par *J. fontanesii* avec  $Co = 24 \text{ mg/L}$ .  
*Phenol uptake by J. fontanesii at 24 mg/L as initial concentration.*



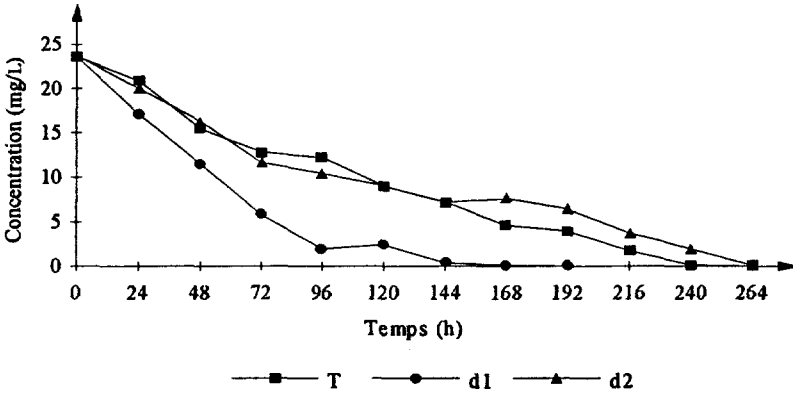
**Figure 4** Élimination du phénol par *J. fontanesii* avec  $C_0 = 48$  mg/L.  
*Phenol uptake by J. fontanesii at 48 mg/L as initial concentration.*



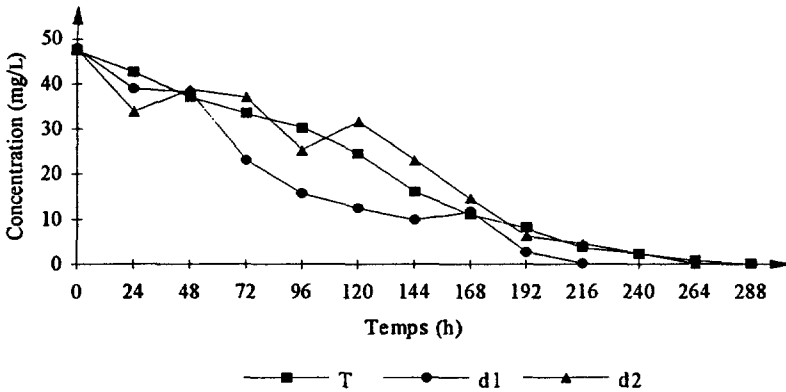
**Figure 6** Élimination du phénol par *L. minor* avec  $C_0 = 8$  mg/L.  
*Phenol uptake by L. minor at 8 mg/L as initial concentration.*



**Figure 6** Élimination du phénol par *L. minor* avec  $C_0 = 16$  mg/L.  
*Phenol uptake by L. minor at 16 mg/L as initial concentration.*



**Figure 7** Élimination du phénol par *L. minor* avec  $C_0 = 24$  mg/L.  
Phenol uptake by *L. minor* at 24 mg/L as initial concentration.

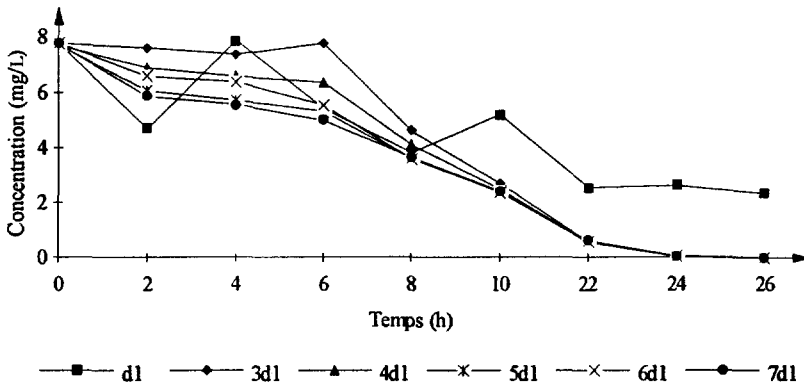


**Figure 8** Élimination du phénol par *L. minor* avec  $C_0 = 48$  mg/L.  
Phenol uptake by *L. minor* at 48 mg/L as initial concentration.

n'est plus valable pour *L. minor* pour laquelle, les meilleurs résultats sont obtenus pour  $d_1 = 2,8$  kg/m<sup>2</sup>. Devant cette situation, nous avons cherché à approfondir l'effet de la densité. Pour cela, nous avons effectué une étude où la concentration initiale a été maintenue constante (8 mg/L) et nous avons fait varier la densité. Cette série d'expériences nous a permis de constater que le rendement de la dégradation du phénol augmentait bien avec la densité végétale pour *J. fontanesii* (figure 9). Pour *L. minor*, la même augmentation a lieu pour les faibles valeurs de la densité :  $1/4 d_1$ ,  $1/2 d_1$ , (figure 10) mais l'évolution s'inverse quand on aborde les valeurs élevées :  $3d_1$ ,  $4d_1$ ,  $5d_1$ ,  $6d_1$  (figure 11).

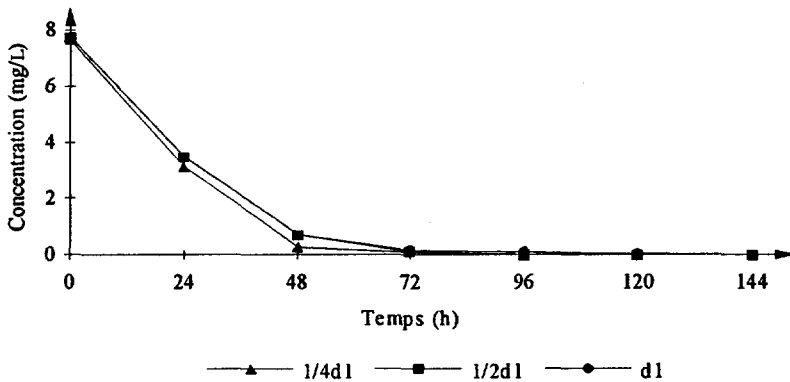
Pour interpréter ces résultats, nous pensons que la dégradation du phénol se fait par la superposition de trois processus. Le premier, confirmé par le témoin, est dû à l'intervention de l'oxygène de l'air. Le deuxième est dû à l'apport supplémentaire d'oxygène des racines. L'importance et les mécanismes de diffusion, dans le milieu, de l'oxygène *via* les racines ont été décrits par MOORHEAD et





**Figure 9** Variation de la concentration du phénol en fonction du temps en présence de *J. fontanesii* pour diverses densités ( $d \geq d_1 = 2,8 \text{ kg/m}^2$ ) et  $C_0 = 8 \text{ mg/L}$ .

Variation of phenol concentration as time function in presence of *J. fontanesii* at different densities ( $d \geq d_1 = 2,8 \text{ kg/m}^2$ ) and  $C_0 = 8 \text{ mg/L}$ .



**Figure 10** Variation de la concentration du phénol en fonction du temps en présence de *L. minor* pour diverses densités ( $d \leq d_1 = 2,8 \text{ kg/m}^2$ ) et  $C_0 = 8 \text{ mg/L}$ .

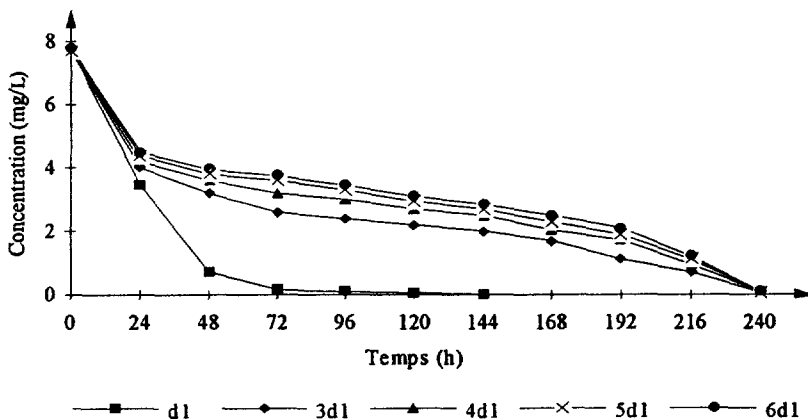
Variation of phenol concentration as time function in presence of *L. minor* at different densities ( $d \leq d_1 = 2,8 \text{ kg/m}^2$ ) and  $C_0 = 8 \text{ mg/L}$ .

REDDY (1988), REDDY *et al.* (1989) et GERALD (1993). JEDICKE *et al.* (1989) ont démontré que *Eichhornia crassipes* et *Pistia stratiotes* libèrent par leurs racines des quantités notables d'oxygène. Le troisième est la métabolisation ou/et l'évaporation du phénol par la plante. Nous allons alors nous trouver dans l'une des situations suivantes, celle où la dégradation due à la plante l'emporte amenant l'augmentation de la densité végétale à être le facteur favorable : c'est le cas de *J. fontanesii*. Celle où l'apport de l'oxygène l'emporte. On aura alors deux possibilités : celle où le couvert végétal n'empêche pas l'arrivée de l'air ambiant, les effets s'ajoutent alors et améliorent la dégradation, c'est le cas des densités faibles de *L. minor* ; celle enfin où le couvert végétal constitue un véritable écran pour l'air ambiant, la solution doit alors se contenter de l'activité de la plante, mais comme l'appareil racinaire de *L. minor* est trop limité, la compensation a du mal à

se faire et on aboutit à une baisse de la vitesse de dégradation quand la densité végétale augmente.

Le temps nécessaire pour une élimination quasi totale du phénol dépend lui aussi de la concentration initiale ( $C_0$ ). Il varie de 50 à 290 heures pour *L. minor* et de 24 à 150 heures pour *J. fontanesii*.

Lorsque nous maintenons la concentration initiale égale à 8 mg/L et que nous faisons varier la densité végétale, nous constatons l'existence d'un temps limite d'élimination. En effet, pour *L. minor*, nous pouvons voir que, pour les différentes densités, la dégradation du phénol est complète au bout de deux cent quarante heures, en moyenne, pour les densités élevées (figure 11) et qu'elle atteint le même stade au bout de quatre-vingt-seize heures pour les densités faibles (figure 10). Pour *J. fontanesii*, nous avons un temps limite égal à vingt-quatre heures (figure 9) pour les densités supérieures ou égales à  $4d_1$  ( $11,2 \text{ kg/m}^2$ ) qui passe à quarante-huit heures pour les densités inférieures ou égales à  $3d_1$  (figure 1).



**Figure 11** Variation de la concentration du phénol en fonction du temps en présence de *L. minor* pour diverses densités ( $d \geq d_1 = 2,8 \text{ kg/m}^2$ ) et  $C_0 = 8 \text{ mg/L}$ .

*Variation of phenol concentration as time function in presence of *L. minor* at different densities ( $d \geq d_1 = 2,8 \text{ kg/m}^2$ ) and  $C_0 = 8 \text{ mg/L}$ .*

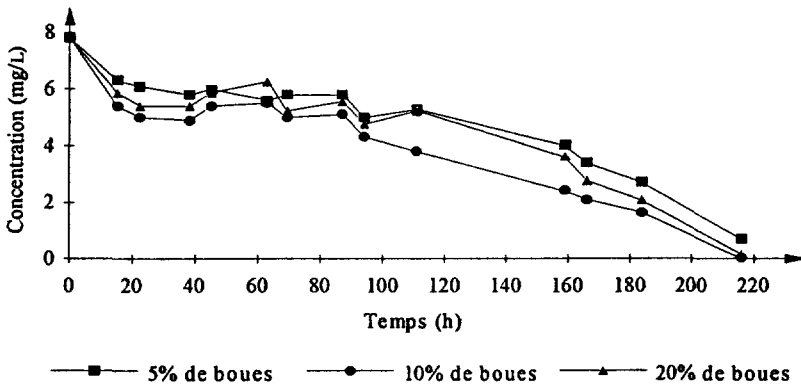
Le premier résultat confirme encore le fait que les meilleures conditions de travail pour *L. minor* correspondent aux faibles densités. Une baisse du rendement épuratoire quand la densité végétale augmente a d'ailleurs été signalée par RADOUX et KEMP (1992), dans le cas du traitement des eaux usées par *L. minor*.

Le second démontre que la vitesse d'élimination du phénol augmente bien avec la densité. Le temps limite de l'opération obéit quant à lui à une valeur de densité optimale ( $4d_1 = 11,2 \text{ kg/m}^2$ ), au-delà de laquelle on ne peut plus l'améliorer. Toute augmentation de la densité végétale devient alors inutile. Elle ne fait qu'améliorer la vitesse instantanée de l'élimination sans avoir d'effet sur le rendement global de l'opération. Ceci permet pour la concentration de 8 mg/L de parler de densités optimales de travail qui sont comprises entre 0,7 et  $1,4 \text{ kg/m}^2$  pour *L. minor* et sont supérieures à  $4d_1$  pour *J. fontanesii*.

Pour la dégradation des phénols deux hypothèses sont avancées : métabolisation dans le tissu végétal de la plante pour synthétiser des acides aminés et des peptides accompagnée d'une évaporation partielle (SEIDEL *et al.*, 1967a et 1967b) ou une dégradation par des ruptures « ortho et méta » conduisant à des molécules plus simples (MULLER, 1992) lors des opérations d'oxydation. Selon nos observations les deux processus semblent intervenir simultanément.

L'absence de toute trace de phénol dans la solution et dans la plante, à la fin de l'opération, confirme bien que le phénol a été complètement transformé.

Afin d'établir des comparaisons des processus de dégradation par les plantes et les micro-organismes, nous avons effectué un travail complémentaire où nous avons utilisé des boues activées. Un essai préliminaire (*figure 12*) nous a permis de déterminer le meilleur pourcentage de travail (10 %). Avec ce dernier, le rôle de l'aération a été examiné, en travaillant dans un récipient clos (*figure 14*) et avec barbotage d'air (*figure 13*). Les plus importantes caractéristiques des boues utilisées étaient les suivantes : humidité (95 %) ; matières organiques (62 %) ; matières minérales (37,2 %) ; carbone (31,8 %) et azote (3,8 %).



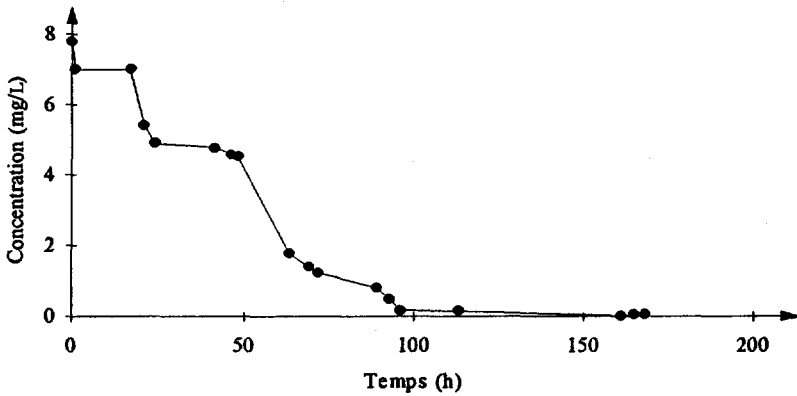
**Figure 12** Variation de la concentration du phénol en fonction du temps en présence de 5 ; 10 et 20 % de boues activées.

*Variation of phenol concentration as time function in presence of 5 % ; 10 % and 20 % of activated sludges.*

Le barbotage de l'air de manière intermittente : une heure de barbotage pour deux heures de repos, a amené une nette amélioration de la dégradation. L'air qui traversait le mélange étudié était reçu dans un piège contenant une eau vierge (sans phénol). Les analyses ont révélé que la quantité de phénol, ainsi piégée, était de l'ordre des traces ; l'effet d'entraînement est donc très faible.

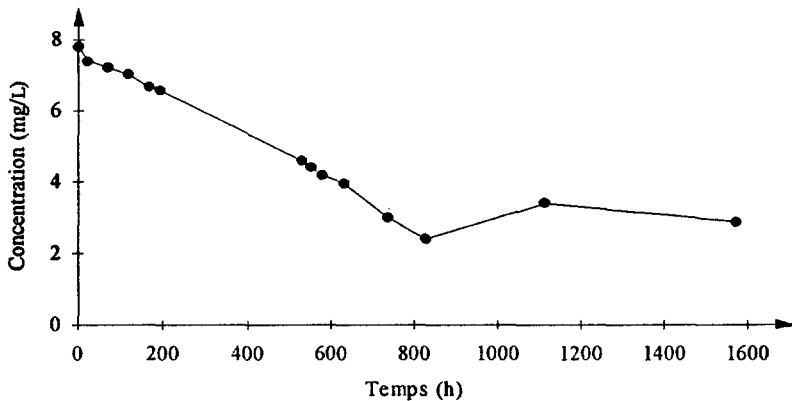
Le travail dans un récipient clos (conditions anaérobies) a confirmé les résultats de BERNE et CORDONNIER (1991) qui ont indiqué que la dégradation anaérobie des phénols est un processus lent. En effet, 1569 heures après, le rendement de cette dégradation n'était que de 63,2 %.

La comparaison de l'élimination du phénol dans les différentes expériences réalisées dans ce travail, permet de conclure que le processus majoritaire correspond à l'utilisation de *J. fontanessii* et de *L. minor*, respectivement, à des densités élevées et faibles de la biomasse végétale. Dans cette comparaison, il est important de noter que les conditions de travail pour les plantes ont été, volontaire-



**Figure 13** Variation de la concentration du phénol en fonction du temps en présence de 10 % de boues activées avec barbotage d'air.

*Variation of phenol concentration as time function in presence of 10 % of activated sludges with aeration.*



**Figure 14** Variation de la concentration du phénol en fonction du temps en présence de 10 % de boues activées en anaérobie.

*Variation of phenol concentration as time function in presence of 10 % of activated sludges under anaerobic conditions.*

ment, choisies pour défavoriser celles-ci (absence d'éléments nutritifs et d'acclimatation) alors que pour les micro-organismes on s'est mis dans une position où ces derniers sont en grand nombre et déjà initiés à dégrader la matière organique. L'intervention des micro-organismes, pour nos essais avec les plantes, est négligeable voire inexistante car ces dernières ont été abondamment lavées à l'eau du robinet avant leur utilisation. Ceci nous permet de pouvoir conclure, même dans le cas d'une superposition de processus, lors de l'utilisation des macrophytes, que la partie éliminée par ces derniers est la plus importante.

Signalons encore qu'on a observé un phénomène de relargage où la plante, bien qu'elle soit en bon état, après avoir absorbé le phénol le restitue à la solution. Il était important pour *J. fontanesii* et se manifeste, en général, deux fois

dans les huit premières heures. Il est à peine perceptible pour *L. minor*. Certains travaux, sur les éliminations de composés chimiques (métaux lourds, produits organiques et minéraux) rapportent des comportements du même type, quand le matériel végétal commence à se décomposer (BLAKE et DUBOIS, 1982 ; GARIGNAN et KALFF, 1980 ; ADAMAS et PRENTKI, 1982 ; SUTTER, 1988). Pour notre cas, cette manifestation a eu lieu alors que la plante ne présentait aucun signe de fatigue, nous l'attribuons alors à la période d'acclimatation.

Pour toutes les solutions étudiées, nous n'avons jamais atteint le seuil de toxicité des plantes. Il est toutefois important de noter que dans le cas où nous avons la concentration initiale égale à 48 mg/L et la densité  $d_1 = 5,6 \text{ kg/m}^2$ , des signes de nécrose, marqués par le jaunissement des frondes de *L. minor*, ont été observés. Nous les attribuons à la surpopulation dans un milieu nutritivement pauvre plutôt qu'au seuil de toxicité qui est de  $1,8 \cdot 10^{-3} \text{ mol/L}$  soit 169,39 mg/L de phénol pour *L. minor* (STOM et ROTH, 1981). Le même comportement a été observé dans les bacs d'attente quand *L. minor* y est resté trop longtemps (au-delà de trois semaines). Nous l'avons aussi noté lors d'un autre travail portant sur les eaux usées domestiques où l'on disposait d'un bassin de *L. minor* (OUESLATI *et al.*, 1997).

## CONCLUSION

Dans cette étude, nous avons montré que l'élimination du phénol, par deux plantes aquatiques : *J. fontanesii* et *L. minor*, était possible.

Nous avons volontairement choisi de nous placer dans des conditions défavorables pour les plantes (sans addition d'éléments nutritifs, surpopulation, absence d'acclimatation). Nous pouvons, toutefois, considérer que ce qui a été obtenu, tant sur le plan du rendement de l'opération que sur celui de sa cinétique, est acceptable.

L'étude de la variation de la densité végétale en fonction du temps, pour une concentration initiale constante, a permis d'aboutir à la notion de densité limite, au-delà de laquelle le rendement ne s'améliore plus, pour *J. fontanesii* et au-delà de laquelle la vitesse et le rendement diminuent, pour *L. minor*.

Enfin, un phénomène de relargage, assez important dans les premières heures de travail, a été observé, pour *J. fontanesii* sans que la plante ne présente aucun signe de perturbation physiologique.

Les résultats de l'élimination du phénol par deux macrophytes de physiologie et de morphologie différentes, par des micro-organismes et par l'air ambiant nous ont permis de mettre en évidence l'intervention des processus suivants : dégradation par les plantes, action de l'oxygène de l'air, action de l'oxygène apporté par les racines, évapotranspiration et action des micro-organismes, tout en démontrant que le processus majeur de cette élimination correspond à l'action des macrophytes.

Cette première étude de laboratoire sur l'élimination du phénol par *J. fontanesii* et *L. minor* peut servir de base pour une application expérimentale en grandeur nature.

## RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- ADAMAS M.S., PRENTKI R.T., 1982. Biology, metabolism and function of littoral submersed weedbeds of lake wingra, Wisconsin, USA. A summary and review. *Arch. Hydrobiol.*, 62, 333-409.
- AFNOR, (1986). Essais des eaux. Éditions Afnor, Paris, 624 p.
- ALABASTER G.P., MILLS S.W., OSEBE S.A., THITAI W.N., PEARSON H.W., MARA D.D., ANSELMO A.M., NOVAIS J.M., 1984. Isolation and selection of phenol degrading microorganisms from an industrial effluent. *Biotechnol. letters*, 6, 601-606.
- BERNE F., CORDONNIER J. 1991. Traitement des eaux résiduaires. Éditions *Technip*, Paris : 33-34.
- BLAKE G., DUBOIS J.P., 1982. L'épuration des eaux par les plantes aquatiques. Étude de synthèse sous contrat du ministère de l'environnement, 103 p.
- CHETHAM P.S.J., BUCKE C., 1984. Immobilization of microbial cells and their use in wastewater treatment. In *Microbiological Methods for Environmental Biotechnology*, J.M. Grainger and J.M. Lynch [Eds.] Technical series, 19, Academic Press, London, N.Y., 219-234.
- CUENOD A., LABBE A., POTTIER-ALAPETITE G., 1954. Flore de la Tunisie : Cryptogames Vasculaires, Gymnospermes et Monocotylédones. *Imprimerie FEFAN*, Tunis, pp. 180-187.
- DEBELLEFONTAINE H., STRIOLO P., CHAKCHOUK M., FOUSSARD J.N., BESOMBES-VAILHE J., 1992. Nouveaux procédés d'oxydation chimique pour l'élimination des rejets aqueux phénolés. *Revue des Sciences de l'Eau*, 5, 555-572.
- DUDLEY J., 1987. Turion formation in strains of *Lemna minor* (6951) and *Lemna turionifera* (6573 A). *Aquatic Botany*, 27, 207-215.
- GARIGNAN R., KALFF J., 1980. Phosphorus source for aquatic weeds : water or sediments ? *Science*, 207, 987-989.
- GERALD A.M., 1993. *Constructed Wetlands For Water Quality Improvement*. CRC Press Inc., pp. 391-397.
- GERALD J.M., JOHN A.B., MARIA A.J., STEVEN D.A., 1988. Biodegradation of pentachlorophenol by the White Rot Fungus *Phanerochaete chrysosporium*. *Applied and Environmental Microbiology*, 54(12), 2885-2889.
- HUBAC J.M., BEUFFE H., BLAKE G., CORRADI M., DUTARTRE A., VAUCOULOUX M., VUILLOT M., 1984. Les plantes aquatiques utiles : Les lentilles d'eau ou lemnaées utilisation en phyto-épuration et valorisation, 115 p.
- JEDICKE A., FURCH B., SAINT-PAUL U., SCHLUTER U.B., 1989. Increase in the oxygen concentration in Amazon waters resulting from the root exudation of two notorious water plants, *Eichhornia crassipes* (Pontederiaceae) and *Pistia stratiotes* (Araceae). *Amazoniana*, XI(1), 53-69.
- KEIKO K.H., SHUSAKU T., KIMIYAKI H., 1991. Degradation of phenol by yeast *Rhodotorula*. *J. Gen. Appl. Microbiol.*, 37, 147-156.
- KEIKO K.H., SHUSAKU T., KIMIYAKI H., 1994. Biodegradation of phenol and monochlorophenols by yeast *Rhodotorula glutinis*. *Wat. Sci. Tech.*, 30, 59-66.
- KLIBANOV A.M., ALBERTI B.N., MORRIS E.D., FELSHIN L.M., 1980. Enzymatic removal of toxic phenols and anilines from wastewaters. *J. Appl. Biochem.*, 2, 414-421.
- LANDOLT E., 1986. The family of Lemnaceae a monographic study, vol. 1, 566 p.
- LEWANDOWSKI G.A., ARMENANTE P.M., PAK D., 1990. Reactor design for hazardous waste treatment using a white rot fungus. *Wat. Res.*, 24, 75-82.
- LIVERNOCHE D., JURASEK L., DESROCHERS M., DORICA J., VELIKY I.A., 1983. Removal of colour from kraft mill wastewaters with culture of white rot fungi and immobilized mycelia of *Coriollus versicolor*. *Biotech. Bioeng.*, 25, 2055-2065.
- MALONEY S.W., MANEM, J., MALLEVALLE J., FIESSINGER F., 1986. Transformation of trace organic compounds in drinking water by enzymatic oxidative coupling. *Environ. Sci. Technol.*, 20, 249-253.
- MARCHAND M., 1989. Contamination des eaux continentales par les micropolluants organiques. *Revue des Sciences de l'Eau*, 2, 229-264.
- MEINCK F., STOOFF H., KOHLSCHUTTER, H., 1977. Les eaux résiduaires industrielles Éditions, *Masson*, Paris, pp. 533-539.

- MILLER T.W., O'KEEFFE D.H., 1983. Fate of phenol in water uptake and metabolism by water hyacinth. *Monsanto Environmental Health Meeting*, September, 1983, St Louis, MO., USA.
- MOORHEAD, K.K. and REDDY, K.R., (1988). Oxygen transport through selected aquatic macrophytes. *J. Environ. Qual.*, 17, 138-142.
- MULLER R., 1992. Bacterial degradation of xenobiotics. In *Microbial control of pollution*, Society for General Microbiology, symposium 48, J.C. Fry and coll. [Ed.], pp. 35-57.
- NAKAJIMA R., YAMAZAKI I., 1987. The mechanism of oxyperoxidase formation from ferryl peroxidase and hydrogen peroxide. *J. Biol. Chem.*, 262, 2576-2581.
- NAKAMOTO S., MACHIDA N., 1992. Phenol removal from aqueous solutions by peroxidase catalyzed reaction using additives. *Wat. Res.*, 26, 49-54.
- NICELL J.A., BEWTRA J.K., TAYLOR K.E., BISWAS N., St. PIERRE C., 1992. Enzyme catalyzed polymerization and precipitation of aromatic compounds from wastewater. *Wat. Sci. Tech.*, 25, 157-164.
- NICOL J.P., BENEFIELD L.D., WETZEL E.D., HEIDMAN J. A., 1988. Activated sludge systems with biomass particle support structure. *Biotech. Bioeng.*, 31, 682-695.
- PENTTI V., PEKKA P., TIMO K., 1992. Joint treatment of industrial and municipal wastewater case project : city of Kotka - Finland. *Wat. Sci. Tech.*, 25, 83-92.
- OUESLATI M.A., HADDAD M., CHARBONNEL Y., 1997. Traitement des eaux usées domestiques par des macrophytes : premier inventaire. Sous presse à *La Tribune de l'Eau*.
- RADOUX M., KEMP D., 1992. Rôle de la fréquence des prélèvements de la biomasse produite sur les capacités épuratrices de *Lemna minor*. *Revue des Sciences de l'Eau*, 5, 55-68.
- REDDY K.R., D'ANGELO E.M., DEBUSK T.A., 1989. Oxygen transport through aquatic macrophytes : The role in wastewater treatment. *J. Environ. Qual.*, 19, 261-267.
- SCOTT C.D., 1987. Immobilized cells : a review of recent literature. *Enzyme Microb. Technol.*, 9, 66-72.
- SEIDEL K., SCHEFFER F., KICKUTH R., SCHLIMME E., 1967a. Mixotrophie bei *Scirpus lacustris* L. *Naturwissenschaften*, 54, 176.
- SEIDEL K., SCHEFFER F., KICKUTH R., SCHLIMME E., 1967b. Aufnahme und Umwandlung organischer Stoffe durch die Flechtbinse. *Gas Wasserfach*, 6, 138-139.
- SHUZO T., UTTAM K.S., 1994. Effects of pH on photocatalysis of 2,4,6 trichlorophenol in aqueous TiO<sub>2</sub> suspensions. *Wat. Sci. Tech.*, 30(9), 47-57.
- STOM D.I., ROTH R., 1981. Toxicity of phenols in aquatic plants. *Bull. Environm.*, 27, 332-337.
- SUTTER C., 1988. Accumulation et relargage du pentachlorophénol par des mousses aquatiques. DEA, Université de Metz, France, 80 p.
- TAKAHASHI S., ITOH M., KANEKO Y., 1981. Treatment of phenolic wastes by *Aureobasidium pullulans* adhered to fibrous supports. *European J. of Appl. Microbiol. and Biotech.*, 13, 175-178.
- TATSUMI K., ICHIKAWA H., WADA S., 1994. Dephenolization from aqueous solution by treatment with peroxidase and a coagulant. *Wat. Sci. Tech.*, 30, 79-86.
- URBANSKA W., 1980. Cytological variation within the family of Lemnaceae. In *Biosystematische untersuchungen der familie der Wasserlinsen* (Lemnaceae), Landolt E. [Ed.], vol. 1, Veroff. Geobot. Inst. ETH, Stiftung Rübel, 70, 30-101.
- WOLVERTON B.C., MCKOWN M.M., 1976. Water hyacinths for removal of phenols from polluted waters. *Aquatic Botany*, 2, 191-201.
- YAHYIA M.N., 1994. Phenol removal by *Eichhornia crassipes* in presence of trace metals. *Wat. Res.*, 28, 1161-1166.