

Distribution générale de *Microvibrio marinus* et pouvoir bactéricide des eaux de l'océan mondial

A. Guélin (*), P. Poindron (**), Y. Lombard (**), P. Camus (***)

* Station de Biologie Marine, 29211 Roscoff

** Laboratoire de Virologie, Faculté de Pharmacie,
B.P. 10, 67048 Strasbourg Cedex

*** IFREMER, BP 1049, 44037 Nantes cedex 01

Résumé : L'objet de ce travail est l'étude des relations entre le pouvoir bactéricide de l'eau de mer et la présence d'un microprédateur marin *Microvibrio marinus* universellement réparti tant en surface qu'aux profondeurs abyssales, depuis le Cercle polaire arctique jusqu'à l'Océan Austral.

Les eaux de toutes les mers du globe présentent sans exception un pouvoir bactéricide, dû en partie à la forte concentration saline de l'eau de mer (phénomène de plasmolyse) avec altération de la membrane cytoplasmique. Cependant, en présence des microvibrions, un phénomène toxique s'ajoute, provoquant la rupture des membranes, la coagulation du matériel intracellulaire des bactéries-hôtes et la formation de fantômes pariétaux, ce qui a pour effet de tuer la totalité des bactéries.

Les caractères principaux de *Microvibrio marinus* sont communs à toutes les souches provenant de différents points de l'Océan Mondial. C'est un prédateur des bactéries saprophytes ou pathogènes dont le développement est lié aux variations saisonnières. Il fait certainement partie de la microflore océanique en relation étroite avec le picoplancton et doit jouer un rôle important dans l'autoépuration des eaux marines.

Abstract : General distribution of *Microvibrio marinus* and bactericid power of the waters of the worldwide ocean.

This paper reviews evidence concerning the bactericid activity of sea water of the worldwide ocean and presents original data concerning the behaviour of *Microvibrio marinus* sampled as well in surface or to the bottom, from the arctic to the antarctic areas.

Bactericid activity has been detected in all samples collected all over the world. When bacteria are introduced in these samples, they present an alteration of their membrane which likely depends on an ionic stress effect. This evolution is accelerated and extended in the presence of microvibrio, leading to a complete destruction of the inoculated bacteria.

All the stains of microvibrio obtained from different sites share the same fundamental characteristics. Microvibrions are predators or saprophyte as well as pathogene bacteria which cycle according to seasonal periods. They probably belong to the oceanic microflora in tight relation with picoplankton. They play a cardinal role in the process of sea water self purification.

INTRODUCTION

Le *Microvibrio marinus*, dont la première souche a été isolée voici plus de dix ans (Guélin, 1974) a été retrouvé dans tous les océans et toutes les mers du globe. Sa découverte récente dans les profondeurs abyssales de l'Océan Austral montre l'universalité de sa présence dans l'Océan mondial. Il ne se rencontre jamais dans les eaux douces.

Le *Microvibrio* joue un rôle important dans l'intensité du pouvoir bactéricide envers de nombreuses bactéries et notamment *E. coli* qui est utilisé pour les expériences : le bacille introduit dans l'eau de mer est tué en 2 à 10 jours (Guélin *et al.*, 1977 ; Guélin *et al.*, 1978 ; Guélin *et al.*, 1982 ; Guélin & Camus, 1985).

L'intensité du pouvoir bactéricide dépend de la région où l'eau a été prélevée :

l'eau de l'hémisphère Nord est bactéricide jusqu'à une dilution 1/1.000 (10^{-3}), tandis que le pouvoir bactéricide se manifeste jusqu'à une dilution au 1/1.000.000 (10^{-6}) pour l'eau de l'hémisphère Sud. Étude du pouvoir bactéricide de l'eau de la Manche montre que celui-ci se modifie en fonction de la saison. Il est possible de relier cette propriété directement au nombre de microvibrions contenu dans l'eau. Des observations mensuelles ont fait apparaître une forte augmentation des microvibrions en été et une concentration minimale en hiver. Leur nombre varie dans le même sens que la quantité de chlorophylle (a), la température et l'intensité lumineuse (Guélin, 1976). Les microvibrions sont présents aussi bien en surface qu'en profondeur, comme l'atteste le pouvoir bactéricide de prélèvements effectués dans l'Océan Atlantique ($47^{\circ} 28,1'N - 7^{\circ} 38'W$) par une mission du navire océanographique Pluteus II de la Station Biologique de Roscoff (organisée par Louis Cabioch en juillet 1975). L'eau prélevée à l'aide des sacs stériles, aussi bien en surface qu'à différentes profondeurs (100, 250 et 500 m) s'est révélée bactéricide envers *E. coli* jusqu'à une dilution au 1/1.000 (10^{-3}). De même, des échantillons prélevés dans l'Océan Austral entre 50 et 4 350 m de profondeur (en janvier 1985, au cours de la mission SIBEX-MD-42, durant l'été austral) se sont révélés bactéricides envers *E. coli* jusqu'à une dilution au 1/1000 000 (10^{-6}). Les microvibrions ont été retrouvés dans tous les échantillons (Guélin *et al.*, 1985).

En définitive, dans tous les échantillons d'eau de mer et dans leurs dilutions bactéricides, on retrouve de minuscules vibrions *Microvibrio marinus*. Ce prédateur bactérien est associé à une microflore variée et abondante, rendant difficile son isolement. Eisolement et la purification de prédateur sont toutefois plus faciles aux dépens d'échantillons en provenance de l'Océan Austral dans lesquels la microflore est relativement peu abondante.

Sept souches de *Microvibrio marinus* ont été isolées à partir d'échantillons correspondant à des points géographiques différents : Océans Atlantique, Pacifique et Indien dans l'hémisphère Nord et Sud, ainsi que des mers Méditerranée et Blanche. L'ultrastructure de *Microvibrio marinus* montre de minuscules vibrions munis d'un flagelle polaire et légèrement incurvé ; les dimensions varient de 0,25 à 0,5 μm sur 0,7 à 0,1 μm (Guélin *et al.*, 1977). Le pouvoir lytique de certaines souches (notamment d'une souche provenant des eaux équatoriales de l'Océan Atlantique) peut être visualisé par culture sur gélose GMB dans laquelle des bactéries ont été incorporées. On observe au bout de deux jours de petites colonies punctiformes, arrondies et claires dont la taille s'accroît avec le temps ; simultanément la lyse des bactéries se traduit par un halo autour des colonies.

Le *Microvibrio marinus* exerce son pouvoir bactéricide sur un grand nombre de bactéries et celles-ci lui permettent de se multiplier. Citons notamment : *Escherichia coli* Lille (C-36 et K-12-S), *Pseudomonas*, *Bacillus megatherium*, *Achromobacter* et des agents pathogènes de l'homme comme *Cl. perfringens* type A (*C. welchii*), le bacille typhique, le bacille paratyphique, le bacille dysentérique (observations effectuées par un laboratoire spécialisé). Les bacilles sont utilisés vivants ou tués par la chaleur.

L'addition d'un extrait acellulaire d'*E. coli* obtenu après éclatement des bacilles sous une presse (Guélin *et al.*, 1977), ainsi que le sérum d'un crabe (*Cancer pagurus*), permettent également la multiplication des microvibrions introduits dans l'eau de mer. On observe parfois dans les cultures, l'apparition spontanée de minuscules éléments vibroïdes à peine discernables au contraste de phase. Jamais isolés, ces éléments en rappellent d'autres, semblables, observés dans les vieilles cultures de *C. perfringens* (*C. welchii*). Ces derniers ont échappé à toutes tentatives d'isolement, de repiquage ou de microphotographie et se sont retrouvés par hasard sur les coupes ultrafines à l'intérieur d'un amibe, introduit accidentellement dans une culture et photographié parmi les bâtonnets de *perfringens* (Guélin & Maillet, 1976, Planche II).

Il est intéressant de constater que les bacilles, notamment *E. coli*, déclenchent un chimiotactisme chez les microvibrions : ces derniers, placés dans un sac de dialyse, introduit dans une suspension concentrée de *E. coli* traversent rapidement les parois du sac, se frayant un passage grâce probablement à la destruction de celles-ci. Par contre, ce passage n'a pas lieu en l'absence de bacilles (Guélin *et al.*, 1977). Pour savoir si le microvibron exerce son pouvoir bactéricide par contact ou par l'intermédiaire d'un facteur soluble, des filtrats de culture de microvibrions ont été utilisés. Les microvibrions traversent des membranes de 0,30 μm de porosité, mais sont arrêtés par les membranes de 0,22 μm (sauf dans le cas du vibron isolé dans l'Océan Indien qui est retenu par la porosité de 0,10 μm seulement). Les filtrats dépourvus de prédateurs exercent le même pouvoir bactéricide qu'en présence des microvibrions. De plus, le pouvoir bactéricide de tels filtrats augmente par adjonction de bacilles (Guélin & Camus, 1985).

La capacité de survie du microvibron dans son cadre naturel doit être grande, étant donné l'universalité de sa présence dans l'Océan mondial. En effet, on constate que les microvibrions placés à l'abri de la lumière et à la température de 4 °C ont une survie très longue, voire indéfinie. C'est ainsi que de l'eau de la Mer Blanche prélevée au Cercle polaire arctique, il y a plus de dix ans, possède toujours le même pouvoir bactéricide et, particulièrement à peu près le même nombre de microvibrions (Guélin, 1984). Il en est de même pour un prélèvement des eaux du Pas-de-Calais, actuellement vieux de 26 ans, conservé par le Professeur Jean Painlevé (Guélin *et al.*, 1977 ; Guélin & Camus, 1985). Enfin, des prélèvements de l'eau dans l'hémisphère Sud (juin 1983) au point de convergence (42° 50' S - 67° 00' E) conservent depuis deux ans le même pouvoir bactéricide, efficace jusqu'à la dilution 1/1 000 000 (10^{-6}).

Finalement, l'étude comparée de sept souches de *Microvibron marinus*, provenant de diverses régions océaniques permet d'en déterminer les caractères essentiels.

Le microvibron est un hôte exclusif et universel de l'eau de mer ; c'est un tout petit vibron mobile par un flagelle polaire, incapable de se multiplier sur les milieux usuels de laboratoire. Il se multiplie aux dépens d'autres bactéries pathogènes

ou saprophytes, en tuant celles-ci à distance (absence de contact), certainement par l'intermédiaire d'un facteur soluble. Dans les conditions favorables, le microvibron peut survivre pendant des dizaines d'années.

Bien que provenant de masses d'eau naturelles, le vibron se développe dans les limites très larges de température. La croissance est d'autant plus ralentie que la température est basse ; elle est accélérée au fur et à mesure que la température atteint 40 °C.

Cependant, la conservation des souches de microvibrions est délicate en ce qui concerne leur pouvoir bactéricide qui peut diminuer brutalement ce qui exige leur surveillance constante et leur réisolement éventuel.

MATÉRIEL ET MÉTHODES

Les expérimentations ont été effectuées à l'aide d'une souche d'*Escherichia coli* Lille provenant du service du Professeur Leclerc (Institut Pasteur de Lille). La culture de 7 à 8 heures est obtenue sur une gélose viande-foie glucosée (VF) à la température de 37 °C.

Pour la définition quantitative du pouvoir bactéricide d'une eau de mer, on a utilisé la méthode de titrage d'Appelman (Appelman, 1921) c'est-à-dire des dilutions de dix en dix d'eau à examiner et une suspension dans ces dilutions de bacilles *coli* vivant en quantité de 2.10^8 bacilles par ml, suivie par le titrage des germes.

Une suspension en eau de mer autoclavée de *E. coli* vivant, à raison de 3.10^8 bacilles par ml, est utilisée comme milieu de culture et d'entretien des microvibrions. Ce milieu est, en effet, très approprié pour le développement d'une microflore marine réfractaire aux milieux usuels de laboratoire.

Le milieu solide GMB (gélose-mer-bactéries) est préparé avec de la gélose à 15 % en eau de mer, additionnée avec les bacilles de *E. coli* de 24 h, à raison de 1.10^{10} germes par ml ; stérilisation à 115 °C pendant 20 mn. L'incubation des cultures est faite à 35° et à 37 °C.

Un extrait acellulaire a été obtenu à l'aide de la JBPM-Press, en condition de congélation à — 75 °C, sous une pression de 3 200 kg/cm².

Les observations microscopiques sont effectuées à l'état vivant au contraste de phase (X 1000).

Pour l'observation ultrastructurale, les culots bactériens sont dispersés dans deux gouttes de gélose, puis fixés successivement au glutamaldéhyde et à l'acide osmique, déshydratés à l'alcool et finalement inclus dans un mélange de résine Araldite-Epon. Les observations ont été réalisées avec un microscope électronique Zeiss EM 1.

Pour dissocier les microvibrions de leur bacille-hôte, une centrifugation préalable à 12 000 g (5 000 T/m) est nécessaire. On centrifuge ensuite le surnageant 30 m à 36 700 g (14 000 T/m) pour recueillir les vibrions. Les filtres Millipore de

0.65, 0.45, 0.30, 0.22 et 0.1 μm de porosité sont utilisés également pour dissocier les vibrios de *E. coli*.

Les sacs de dialyse sont de marque Wisting, avec une perméabilité de 24 Å. Les teneurs en chlorophylle (a) sont évaluées à l'aide d'un fluorimètre Turner.

Lors des essais de pollution, les hydrocarbures ont été ajoutés dans les échantillons d'eau de mer à raison de 1 à 10 % (Arabian light 150 °C, CNEXO).

Les prélèvements d'eau profonde (4 350 m) ont été effectués au moyen des bouteilles à renversement de type Niskin. Dans un travail précédent (Guélin *et al.*, 1985), nous avons mentionné l'utilisation de ce type d'appareil pour les prélèvements d'eau à grande profondeur. Les prélèvements à 500 m de profondeur dans l'Océan Atlantique ont été faits à l'aide de sacs stériles en plastique. Le tout a été suivi d'une distribution en flacons stériles et gardé à 4 °C.

RÉSULTATS

Il nous a semblé intéressant d'apporter des informations supplémentaires sur le pouvoir bactéricide des microvibrions et l'effet de la pollution sur leur vitalité.

Premièrement, pour y discerner la part de la composition ionique de l'eau de mer et celle du microvibron dans l'effet bactéricide, l'expérience suivante a été réalisée dans laquelle on étudie l'agressivité de l'eau de mer et de ses dilutions envers *E. coli*.

Pour ces observations, on a comparé de l'eau de la Méditerranée Orientale contenant les microvibrions, diverses dilutions de cette eau et la même eau autoclavée, où les microvibrions ont été détruits par la chaleur. *E. coli* a été introduit dans tous ces échantillons placés à 35 °C.

Les résultats de cette expérience exprimés sur la figure 1, montrent que l'eau de mer autoclavée à un pouvoir bactéricide modéré (courbes 6 et 7). Par contre, en présence de microvibrions, l'agression est intense et conduit à la destruction totale des bacilles en 4 jours. Le nombre de microvibrions étant diminué avec les dilutions, leur agressivité a été retardée, mais pas éliminée.

Étant donné l'importance actuelle des problèmes de pollution, il était intéressant d'observer le comportement du microvibron en présence de mazout. Le pouvoir bactéricide du microvibron a été étudié en présence de diverses concentrations de mazout (Fig. 2). Une concentration de 5 % est nécessaire pour bloquer complètement l'agressivité du microvibron (courbes 4 et 5).

Cependant, des concentrations de 1 %, voire moins, ne sont pas sans influencer l'agressivité des microvibrions. En effet, si l'on compare la figure 2 avec la figure 1, on peut considérer que l'incorporation de 1 % de mazout dans l'eau de mer a le même effet que la dilution au centième de cette eau (Fig. 1) ; ce qui entraîne, *a priori*, l'inactivation de 99 % des microvibrions.

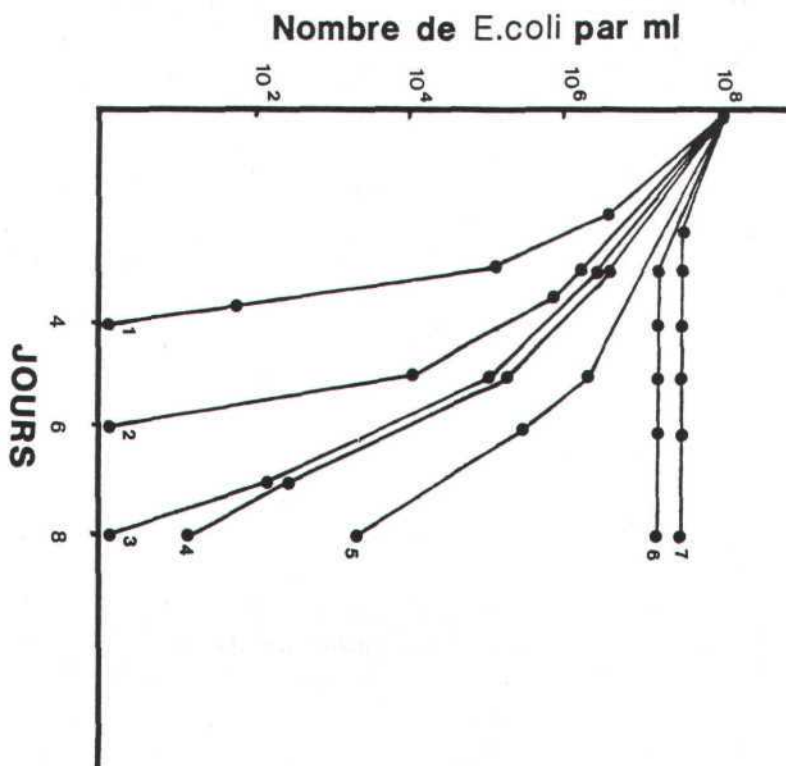


Fig. 1. Survie d'*E. coli* dans de l'eau du large et ses dilutions. Prélèvement en Méditerranée Orientale (Antalya).

1 - eau non diluée ; 2-1 : 100 ; 3-1 : 1 000 ; 4-1 : 10 000 ; 5-1 : 100 000 ; 6 et 7 - Témoins (eau autoclavée).

L'étude ultrastructurale d'*E. coli* en présence et en absence de microvibrions a été réalisée avec des prélèvements d'eau de la Manche. Une partie de cette eau a été autoclavée afin d'éliminer les microvibrions (échantillon témoin).

E. coli à la concentration de 10^8 bacilles par ml est introduit dans les deux échantillons d'eau (fraîche et autoclavée), puis ceux-ci sont placés à 37 °C. Les bacilles de *E. coli* ont été titrés au début, puis au bout de 3, 6 et 15 jours d'expérience. Simultanément, des fixations pour la microscopie électronique ont été réalisées au début et après 6 et 15 jours d'expérience.

L'observation ultrastructurale d'un grand nombre de *E. coli* introduit dans l'eau de mer autoclavée (planche I) permet de mettre en évidence un phénomène de plasmolyse. Celui-ci est certainement en relation avec l'hypertonie de l'eau de mer et se manifeste notamment par une déformation de la paroi et une augmen-

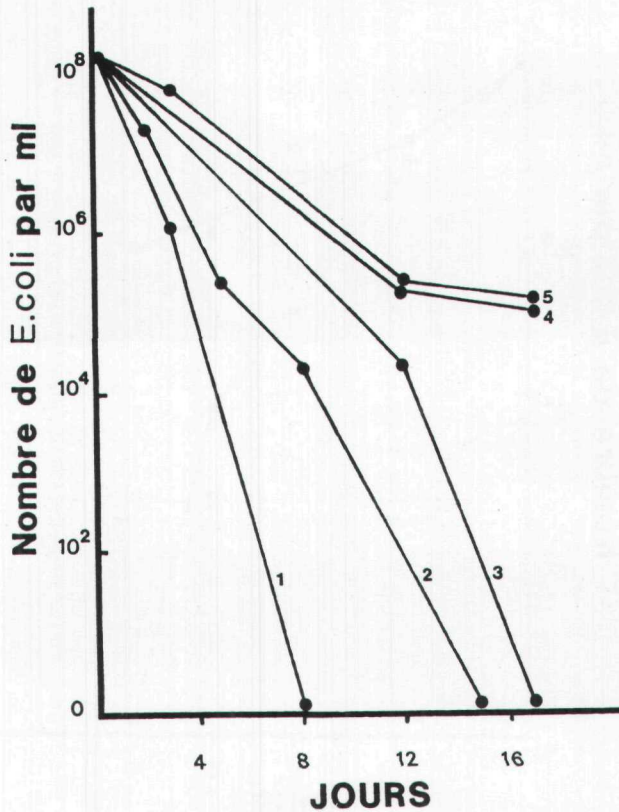


Fig. 2. Survie à *E. coli* dans de l'eau du large prélevée en Manche et additionnée de mazout.
1 - eau sans mazout ; 2 - mazout à 1 % ; 3 - à 3 % ; 4 - à 5 % ; 5 - à 10 %.

tation de l'espace périplasmique (planche I, c,d,f), ainsi que par une tendance du noyau à prendre un aspect fibreux (planche I, d,e). On observe parfois une fuite de matériel dans l'espace périplasmique (planche I, d). La vitalité des bactéries est affectée progressivement par le phénomène de plasmolyse (planche I, 3).

En présence de microvibrions (planche II), un phénomène "toxique" se superpose au phénomène de plasmolyse. On retrouve quelques rares *E. coli* normaux ou plasmolysés (planche II, a,b,c) ; cependant, la plupart des cellules intactes correspondent aux microvibrions (planche II, d, mv). En fait, la quasi-totalité des bacilles d'*E. coli* à 15 jours comme à 6 jours présentent des altérations très importantes, absents chez le témoin (en autoclavée) : rupture de la membrane plasmique avec fuite de matériel (planche II, c,d), condensation du matériel nucléaire en coagulats atypiques (planche II, e,f) et, finalement, rupture de la paroi avec formation de fantômes (planche II, g,h,i). Ici la vitalité des bactéries est fortement affectée (99,9% de mortalité au bout de 6 jours, fig. 3, II). Finalement, on n'observe jamais de contact entre les microvibrions et les bacilles d'*E. coli* (planche II, d).

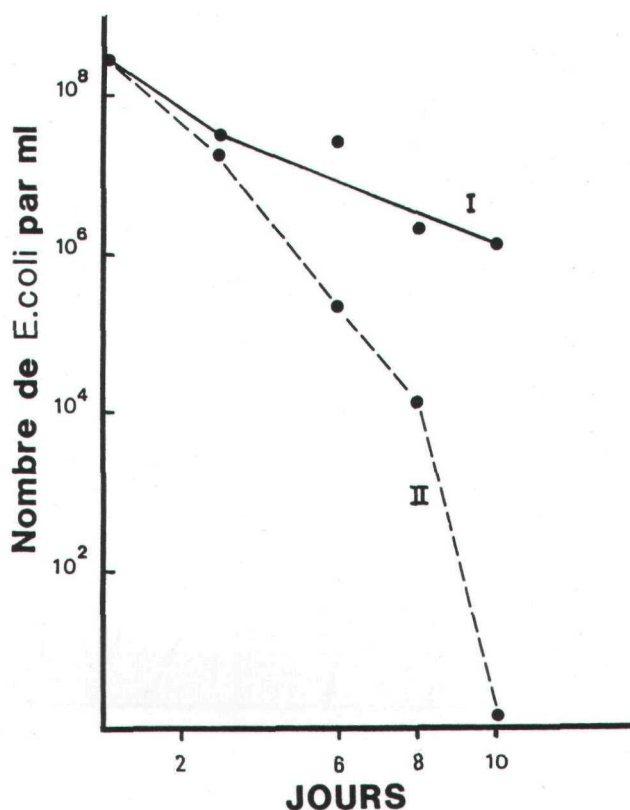
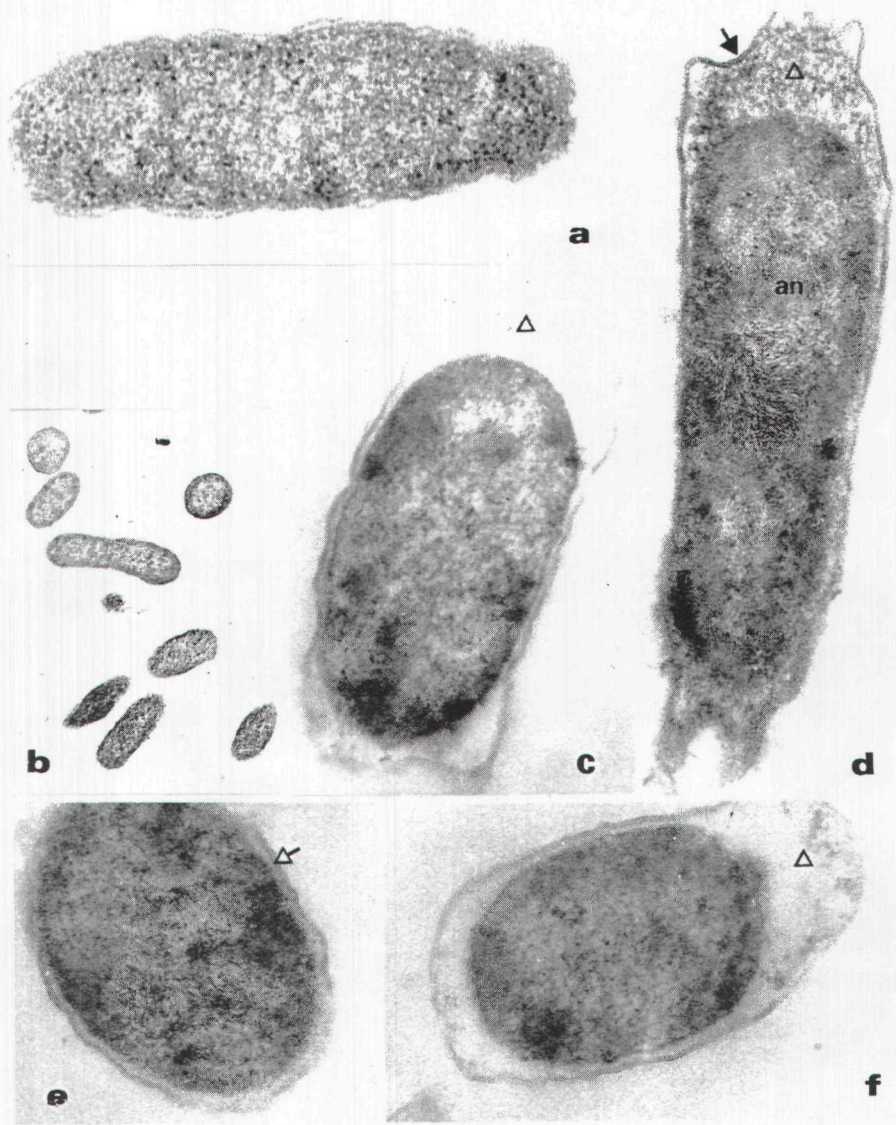


Fig. 3. Survie à *E. coli* dans de l'eau du large prélevée en Manche. I. eau autoclavée ; II. eau non autoclavée.

Planche I

DIVERS ASPECTS MORPHOLOGIQUES D'*E. coli* EN EAU DE MER AUTOCLAVÉE (témoin)

- a - Coupe d'*E. coli* témoin au début de l'expérience. 45 000 x.
- b - Coupe d'une population à *E. coli* témoin après 6 jours d'expérience. Dans ce champ, les cellules ne sont pas plasmolysées. 7 500 x.
- c - Coupe d'*E. coli* témoin après 6 jours d'expérience. Noter la plasmolyse. L'espace périplasmique (A) ne contient pas de matériel. Les enveloppes externes sont légèrement déformées, on ne distingue pas la couche de peptidoglycane. Le cytoplasme a un aspect spongieux. 45 000 x.
- d - Coupe d'*E. coli* témoin après 6 jours d'expérience. La cellule bactérienne est plasmolysée. Du matériel granuleux (sans doute d'origine cytoplasmique) remplit l'espace périplasmique (A). Les enveloppes externes sont déformées et l'aspect trilaminaire de la couche externe est bien visible (A); on ne distingue pas le peptidoglycane. La zone nucléaire fibrillaire est nettement visible (an = appareil nucléaire). 45 000 x.
- e - Coupe d'*E. coli* témoin après 15 jours d'expérience. Légère dilatation du périplasm (A), cytoplasme finement granuleux et zone nucléaire fibrillaire. (an = appareil nucléaire). 45 000 x.
- f - Coupe d'*E. coli* témoin après 15 jours d'expérience. Noter la plasmolyse (A). 45 000 x.



A. GUÉLIN, P. POINDRON, Y. LOMBARD, P. CAMUS

PLANCHE I



A. GUÉLIN, P. POINDRON, Y. LOMBARD, P. CAMUS

PLANCHE II

DISCUSSION

Il y a près de 100 ans, Giaxa (1889) montrait que l'eau de mer possédait un pouvoir bactéricide, ce qui a été confirmé par la plupart des auteurs, Mitchell (Mitchell *et al*, 1967) par exemple, supposait le pouvoir bactéricide de l'eau de mer comme le résultat d'activité des micro-organismes halophiles. Les résultats présentés ici confirment l'existence de ce pouvoir bactéricide.

Celui-ci dépend du lieu de prélèvement, et présente des variations saisonnières. Ainsi, le pouvoir bactéricide est mille fois plus important dans l'hémisphère Sud que dans l'hémisphère Nord, mais il est constant aux différentes profondeurs d'un même lieu. Il est également plus élevé en été qu'en hiver. Il est donc important que des expériences étalées sur plusieurs années soient réalisées à partir d'échantillons prélevés en un même lieu à une saison déterminée.

Il est nécessaire de comparer le *Microvibrio marinus* universellement présent dans l'eau de mer avec son homologue *Bdellovibrio bacteriovorus* de Stolp et Starr (Stolp & Starr, 1963 ; Guélin & Lamblin, 1966 ; Nikitine & Nikitina, 1978) qui est un prédateur universel des eaux douces (Guélin *et al*, 1970), qui peut se rencontrer en zone littorale mais jamais au large. Ces deux prédateurs agressent différemment les bactéries ; tandis que le *Bdellovibrio* s'installe à l'intérieur de la cellule bactérienne, s'y multiplie et provoque finalement sa désintégration, le microvibrio tue la bactérie à distance sans la déformer. Les deux prédateurs ont cependant une composition en acides gras voisine (Andreev *et al*, 1979).

Planche II

DIVERS ASPECTS MORPHOLOGIQUES D'*E. coli* EN EAU DE MER NON AUTOCLAVÉE (Expérience).

- a - Coupe d'une population d'*E. coli* après 6 jours d'expérience. Noter la variété d'aspects que présentent les bactéries depuis les structures apparemment normales (n) jusqu'au fantôme membraneux (m). 7 500 x.
- b - Coupe d'*E. coli* après 6 jours d'expérience. Comparer avec la planche I (e). Légère dilatation du périplasme (→), cytoplasme finement granuleux et zone nucléaire fibrillaire (an = appareil nucléaire). 45 000 x.
- c - Coupe d'*E. coli* après 6 jours d'expérience. Comparer avec la planche I (d). Plasmolyse avec matériel granuleux dans le périplasme (Δ) et cytoplasme granuleux. On ne distingue pas la couche de peptidoglycane. 45 000 x.
- d - Coupe d'une population d'*E. coli* après 6 jours d'expérience montrant des stades plus avancés de destruction bactérienne. Contenu cytoplasmique spongieux (1 et 2) ou presque totalement absent (3) (représentant peut-être du matériel nucléaire condensé) et fantômes d'enveloppes membranées (3 et 4). Noter la présence de 3 microvibrions qui ne sont pas en contiguïté avec *E. coli*. 30 000 x.
- e à i - Coupes d'*E. coli* après 15 jours d'expérience montrant différents stades de destruction bactérienne (an = appareil nucléaire). Fig. e = 45 000 x ; Fig. f à i = 30 000 x.

Eagression par le *Bdellovibrio* se traduit par une désagrégation bactérienne. Par contre le *Microvibrio* altère peu les parois cellulaires, comme le témoignent nos observations ultrastructurales et ceci peut expliquer que les suspensions bactériennes restent troubles en présence de *Microvibrio*. Eabsence de contact entre le prédateur et sa cible permet d'envisager l'existence d'un facteur diffusible ; ceci permet d'expliquer la formation d'un halo autour des colonies de microvibrions sur gélose GMB, dans laquelle les bacilles de *E. coli* ont été préalablement incorporés (facteur peu diffusible dans la gélose donne la lyse de *E. coli* uniquement au voisinage des colonies de microvibrions).

Existence d'un facteur diffusible expliquerait également l'agressivité d'un filtrat de culture de microvibron. Cependant, il paraît étonnant que l'introduction répétée de bacille *E. coli* augmente le pouvoir bactéricide du filtrat. Cela permet d'envisager deux hypothèses : soit qu'il s'agisse d'une forme de survie filtrable du prédateur, non encore identifiée. Michoustina (Michoustina & Batourina, 1984) signale l'existence dans l'Océan d'ultraformes de micro-organismes. La forme -L a été mise en évidence par une étude ultrastructurale chez les trois souches de *Microvibrio* (observations inédites par S.A. Goulevskaya, IBPM, Moscou, 1984). Dans ce cas, l'introduction des bacilles de *E.coli* provoquerait la régénération et la multiplication de microvibron et sa présence à l'étude microscopique. En effet, sa réapparition dans les filtrats est assez fréquente, mais pas constante. Nous l'avons mis jusqu'ici au compte d'une pénétration accidentelle de vibrio à cause de porosités membranaires défailantes.

Dans une seconde hypothèse, il est possible également d'expliquer l'augmentation du pouvoir bactéricide d'un filtrat (après chaque addition de bacilles et en l'absence de prédateur) par un processus autodestructif des bacilles eux-mêmes, processus induit dès leur rencontre avec le prédateur.

Eétude ultrastructurale montre clairement l'existence chez *E. coli* d'une rupture de la membrane cytoplasmique et de la paroi, avec formation de nombreux fantômes, et cela uniquement en présence du microvibron. Il serait intéressant pour une éventuelle utilisation thérapeutique, de connaître le comportement d'un présumé facteur sécrété par le microvibron, dans un environnement autre que l'eau de mer. Cela permettrait de savoir notamment, si la composition ionique de l'eau de mer est indispensable à son activité. Pour le moment, les suspensions de *E. coli* préparées en eau physiologique ou en solution saline V (utilisée pour la croissance de *Bdellovibrio*) ne permettent pas la multiplication de microvibron.

En ce qui concerne l'effet d'un polluant comme le mazout, il est inquiétant de constater qu'à la concentration de 1 %, le mazout est capable d'inactiver l'équivalent de 99 % des microvibrions.

Le *Microvibrio* est associé à la moindre particule d'eau qui manifeste une activité bactéricide. Il n'est pas évident dans ce cas de vouloir départager les deux phénomènes qui concernent l'auto-épuration des eaux marines. Eeau est, du moins en grande partie, bactéricide parce qu'elle renferme *Microvibrio maritinus*, un

des microprédateurs participant à la lutte entre les espèces bactériennes. Cet antagonisme apparaît comme un facteur biologique principal, responsable de l'auto-épuration des eaux marines.

La présence de *Microvibrio* dans l'eau de mer n'est pas un phénomène isolé. Son évolution saisonnière suit l'évolution de la teneur en chlorophylle, de la température et de la lumière. Il fait partie intégrante du picoplancton. L'expansion du *Microvibrio* en surface comme en profondeur dans l'Océan Mondial pose la question de la raison d'une telle universalité. Par leur morphologie et leur comportement, les microvibrions se distinguent nettement de la plupart des micro-organismes marins. La forme vibroïde du microprédateur et la petitesse de sa taille lui concèdent un avantage. La structure mobile du genre *Vibrio* est fréquente parmi la microflore des eaux de surface. Pour ne parler que de *Vibrio cholerae*, de *Caulobacter*, de *Bdellovibrio bacteriovorus* ou de *Marinovibrio algosus*. (Zobell & Upham, 1944). D'après Micheline Bianchi (1976), les vibrions marins non pathogènes constituent l'élément dominant de la microflore du milieu marin. Munis d'un flagelle polaire, les vibrions se déplacent avec une rapidité leur permettant d'assurer la survie dans l'environnement souvent défavorable.

La vitalité du *Microvibrio* est conditionnée en plus par la petitesse de sa taille qui lui confère une surface démesurément grande par rapport à son volume ; ce qui permet une accélération des processus vitaux d'ordre électrostatique (Guélin & Lepine, 1957 a ; Guélin & Lepine, 1957 b). Si on ajoute sa tolérance à une vaste gamme de températures et la polyvalence de son pouvoir bactéricide, tous ces caractères assurent au *Microvibrio* une facilité d'adaptation aux différents milieux et une distribution universelle.

INDEX BIBLIOGRAPHIQUE

- ANDREEV L.V., M.-A. BOBYK & A. GUÉLIN, 1979. Sur la composition en acides gras des microvibrions marins. *C.R. Acad. Sc.*, Paris, 288 : 173-175.
- APPELMAN R., 1921. Le dosage de bactériophage. *C.R. Soc. Biol.*, 85 : 1098-1099.
- BIANCHI M., 1976. Étude taxonomique et distribution écologique des bactéries vibroïdes du milieu marin. *Thèse de Doctorat*. Université d'Aix-Marseille II.
- GIAXA (de), 1889. Über das Verhalten einiger pathogenen Microorganismen im Meereswasser. *Zentr. Hyg.*, 6: 162-164.
- GUÉLIN A. & P. LÉPINE, 1957 a. Étude de la fixation des bactériophages en fonction de divers facteurs. *Ann. Inst. Pasteur*, 92 : 350-362.
- GUÉLIN A. & P. LÉPINE, 1957 b. Le rôle des ions sodium (Na^{24}) au cours de la fixation du bactériophage sur les bactéries. *Ann. Inst. Pasteur*, 93 : 719-723.
- GUÉLIN A. & D. LAMBLIN, 1966. Sur le pouvoir bactéricide des eaux. *Bull. Acad. Medec*, 150 : 526-532.
- GUÉLIN A., J. BYKHOVSKAJA, P. LÉPINE & D. LAMBLIN. 1970. Distribution géographique des germes parasites des bactéries pathogènes. *Rev. Intern. Oceanogr. Med.*, 18-19 : 77-83.
- GUÉLIN A., 1974. Sur le pouvoir bactéricide de l'eau de mer. *C.R. Acad. Sc.*, Paris, 279 : 871-874.
- GUÉLIN A., P. LÉPINE & L. CABIOCH. 1974. Microprédateurs bactériens dans la défense des eaux marines et douces. *J. Fr. d'Hydrologie*, 15 : 11-18.
- GUÉLIN A., 1976. L'intensité du pouvoir bactéricide des eaux marines et leur teneur en microvibrions. *C.R. Acad. Sc.*, Paris, 282: 397-400.

- GUÉLIN A. & P.-L. MAILLET, 1976. Observation sur l'ultrastructure de microprédateurs de bacilles gram-positifs et la dégénérescence de *C. perfringens*. *C.R. Ac. Sci. Paris*, 283 :1675-1678.
- GUÉUN A., I.E. MICHOUTINA, S. GOULEVSKAJA, N. PETCHNIKOV & L. LEDOVA, 1977. Étude sur les microvibrions marins de Roscoff. *C.R. Ac. Sc. Paris*, 284: 2171-2175.
- GUÉUN A., I.E. MICHOUTINA, L.V. ANDREEV, M.A. BOBYK & V.A. LAMBUNA, 1978. Sur l'écologie et la systématique des microvibrions marins. *Izvest. Acad. Sc. (URSS) série biologique*, 3 : 438-443.
- GUÉUN A., L. SCHWARTZBROD, I. MICHOUTINA & FINANCE C., 1982. Microvibrions marins prédateurs bactériens de l'Océan Mondial. Étude comparée de souches nouvelles. 2^e Colloque de Microbiologie Marine, Marseille, 24-25 juin 1981. Publ. CNEXO, 5-10.
- GUÉUN A., 1984. La survie de *Microvibrio marinus* prédateur bactérien dans l'eau de la Mer Blanche. *Bactériologie Marine*, Marseille 17-19 mai 1982, Édition du CNRS Paris.
- GUÉUN A. & P. CAMUS, 1985. Présence de *Microvibrio marinus* dans les eaux de l'Océan Austral et son pouvoir bactéricide. *Colloque de Bactériologie marine*, 1-5 octobre 1984, Brest.
- GUÉUN A., P. CAMUS & SOUCHU - Présence et distribution verticale de *Microvibrio marinus* dans les eaux de l'Océan Antarctique (secteur Indien). *Colloque International d'Océanographie Médicale*. 5-9 octobre 1985, Nice (sous presse).
- MICHOUTINA I.E. & B. BATOURINA. 1984. Ultramicro-organismes et la matière organique de l'Océan. *Édit. Naouka*, Moscou.
- MITCHELL R., S. YANKOVSKY & H. JANNASCH, 1967. Lysis of *E. coli* by marine microorganisms. *Nature*, 215 : 891-892.
- NIKITINE D.I. & E.S. NIKITINA 1978. Processus d'auto-épuration du milieu environnant et les parasites des bactéries (genre *Bdellovibrio*) Édition Naouka : 205 pp.
- STOLP H. and M. STARR, 1963. *Bdellovibrio bacteriovorus* gen. et sp. n., a predatory, ectoparasitic and bacteriolytic microorganism. *Antonie van Leeuwenhoek*, 29 : 217-248.
- ZOBELL C.E. & H.C. UPHAM, 1944. A list of marine bacteria including description of sixty new species. *Bull. Scripps Instit. Oceanogr.*, 5 : 239-292.