



Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

UNIVERSITE de TLEMCCEN
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et Sciences de la Terre et de l'Univers

Département de Biologie

Laboratoire :
Antibiotiques Antifongique : physico-chimie, synthèse et activité biologique

MÉMOIRE

Présenté par

M^{elle} Benmalek Nassima

En vue de l'obtention du

Diplôme de MASTER

En Biochimie

Évaluation de la capacité d'agrégation cellulaire des souches marines isolées des membranes de nanofiltration de l'eau de mer

Soutenu le 08-07-2020 devant le jury composé de :

Présidente :	M ^{me} Boucherit- Otmani Zahia	Professeur	Université de Tlemcen
Encadreur:	Mr. Seddiki Sidi Mohammed Lahbib	MCA	C.U. Naâma
Examinatrice :	Mr. Seghir Abdelfettah	MCA	C.U. Témouchent

Année universitaire 2019/2020

ملخص

إن تزايد عدد السكان وعدم كفاية موارد المياه العذبة في العديد من دول العالم يطرح مشكلة نقص مياه الشرب. لمواجهة هذه المشكلة ، يعد تحلية مياه البحر بطريقة غشاء التصفية حلاً مناسباً. ومع ذلك ، فإن انسداد أنظمة الأغشية بواسطة الأغشية الحيوية البكتيرية التي تتشكل على أسطحها يؤدي إلى اختلال وظيفي. سلالتان بكتيريتان هما موضوع هذه الدراسة *Micrococcus spp* و *Staphylococcus sciuri* المعزولة من الأغشية التصفية المسدودة في محطة تحلية مياه البحر في سوق ثلاثاء بتلمسان. تتكون دراستنا من جهة في تقييم قدرة السلالات المعزولة على تكوين الأغشية الحيوية ، من جهة أخرى في تقييم قدرة التجميع الذاتي لهذه السلالات. أظهرت النتائج التي تم الحصول عليها قدرة عالية على تكوين الأغشية الحيوية في بكتيريا *Staphylococcus sciuri* و *Micrococcus spp*. بالإضافة إلى ذلك، تتمتع السلالتان بقدرة تجميعية عالية نسبياً، تبلغ 43.54% و 36.95% على التوالي.

الكلمات المفتاحية: أغشية الترشيح النووي، الأغشية الحيوية، انسداد حيوي، التجميع الذاتي

Résumé

L'augmentation de la population et l'insuffisance des ressources en eau douce dans de nombreux pays du monde posent un problème de pénurie de l'eau potable. Face à cette problématique, le dessalement de l'eau de mer par la méthode membranaire de nanofiltration est une solution adéquate. Cependant, le colmatage des systèmes membranaires par les biofilms bactériens qui se forment sur leurs surfaces induit leur dysfonctionnement. Deux souches bactériennes ont fait l'objet de cette étude; il s'agit de *Staphylococcus sciuri* et *Micrococcus spp* isolées des nanomembranes colmatées dans la station de dessalement de l'eau de mer de Souk T' lata – Tlemcen. Notre étude consiste à évaluer la capacité des souches isolées à former des biofilms, d'une part et d'autres parts l'évaluation de la capacité d'auto-agrégation de ces souches.

Les résultats obtenus ont montré un haut potentiel de la formation de biofilm chez les *Staphylococcus sciuri* et *Micrococcus spp*. De plus les deux souches possèdent une capacité auto-agrégation relativement élevées, respectivement de 43,54% et 36,95%.

Mots clés: Membrane de nanofiltration, biofilm, colmatage, auto- agrégation.

Abstract

The growing population and insufficient freshwater resources in many countries in the world is a problem of drinking water scarcity. Face to this problem, desalination of seawater by nanofiltration membrane process is an adequate solution. However, the biofouling of membrane systems by bacterial biofilms that form on their surfaces induces their dysfunction. Two bacterial strains were used in this study; *Staphylococcus sciuri* and *Micrococcus spp* isolated from clogged nanomembranes in the seawater desalination plant of Souk T'lata-Tlemcen. Our study consists of evaluating the ability of isolated strains to form biofilm, on the one hand, and on the other hand, the evaluation of the auto-aggregation capacity of these strains.

The results obtained showed a high potential for biofilm formation in *Staphylococcus sciuri* and *Micrococcus spp*. In addition, the two strains have a relatively high auto-aggregation capacity, 43.54% and 36.95 %, respectively.

Key words: nanofiltration membrane, biofilm, clogging, auto-aggregation

Remerciements

Avant tout, je remercie ALLAH le tout puissant qui m'a aidé pour la réalisation de ce mémoire.

Je tiens tout d'abord à remercier mon encadrant, Mr.Seddiki Mohammed, Maître de conférences, Classe A, au centre Universitaire de Naâma, pour son aide, ses conseils, son soutien tout au long de la réalisation de ce travail.

J'exprime mes remerciement à M^{me} Boucherit-Otmani Zahia, Professeur au département de biologie, faculté des Sciences de la nature et de la Vie, Science de Terre et de l'univers de l'Université Aboubekr Belkaïd Tlemcen, pour l'honneur quelle ma fait en acceptant de présider le jury de ce mémoire.

J'adresse mes remerciements à Mr.Seghir Abdelfetteh, Maître de conférences, Classe A, au centre Universitaire d'Ain-Tmouchent pour avoir accepté d'examiner ce travail.

Mes sincères remerciements à Mr Benledghem Zakaria, doctorant au laboratoire "LapSab" pour son aide.

Je tiens aussi à exprimer le plaisir que j'ai eu en travaillant au laboratoire "Antibiotiques Antifongiques : physico-chimie, synthèse et activité biologique".

Dédicaces

Je dédie ce travail

*Aux personnes les plus chères à mon cœur, Ma mère et mon père qui
m'ont soutenue tout au long de ma vie.*

A mes très chers frères et mes très chères sœurs

A toute ma famille

A toute personne que j'aime et qui m'aime de près ou de loin.

Nassima

Sommaire

Première partie : synthèse bibliographique.....	1
Deuxième partie : Matériel et méthodes.....	8
1- Test de Formation des biofilms.....	10
2- Test d'auto-agrégation	12
Troisième partie : Résultats et discussion.....	13
1. Evaluation du potentiel de formation des biofilms.....	14
2. Evaluation de la capacité d'auto-agrégation.....	15
Quatrième partie : conclusion	18
Cinquième partie : Références bibliographiques.....	20

Première partie

Synthèse bibliographique

Synthèse bibliographique

Dés le début des années 2000, la demande en eau potable à augmenter et va encore augmenter à l'avenir (**Shannonet al., 2010**). Une eau potable est une eau à boire sans risque pour la santé de l'être humain. Selon le centre national de recherche scientifique de France (2004), une eau potable doit être exempte de tout germe pathogène tel que les bactéries, les virus et les organismes parasitaires, car les risques sanitaires liés à ces micro-organismes sont grands.

Cependant, le pourcentage de l'eau douce ne représente que 2,8 % dans toute la planète, ces rares ressources naturelles sont représentées par les nappes souterraines, les calottes polaires, les cours d'eau et les lacs (<http://www.cotebleue.org/repartition.pd>). Par ailleurs, sa disponibilité dans le monde diminue en raison de la croissance démographique, du changement climatique, des menaces de la pollution et la raréfaction des ressources hydriques (**Khawaji et al., 2008**).

Cette pénurie en eau s'impose dans plusieurs pays; l'Algérie fait partie des pays les plus touchés par ce fléau car sa position géographique se caractérise globalement par un climat aride et semi aride (**Mebreki, 2010**). Cette situation a obligé l'Algérie à trouver d'autres solutions pour avoir de l'eau potable.

En effet, une alternative consiste à dessaler l'eau de mer, celui-ci constitue la réserve d'eau la plus importante de la planète. Cependant, cette eau reste non propre à la consommation à cause de sa grande teneur en électrolytes, en matière organique, en micro-organismes, en algues et certains polluants tel que le pétrole et les déchets industriels toxiques [(**kettab, 2001**) ; (**Litumanyaet al., 2018**)].

L'Algérie possède un littoral maritime d'une longueur très important; 21 stations de dessalement sont implantées tout au long des cotes maritimes pour permettre d'alimenter des millions d'habitants en eau potable. La station de Souk Tlata- Tlemcen en fait partie, elle a une capacité de production quotidienne de 200 000 m³. Le procédé de filtration membranaire par osmose inverse est utilisé (figure 1), il permet l'élimination des sels et des substances organiques ainsi qu'une partie de bactéries et de virus (**Gaid et Treal., 2007**).

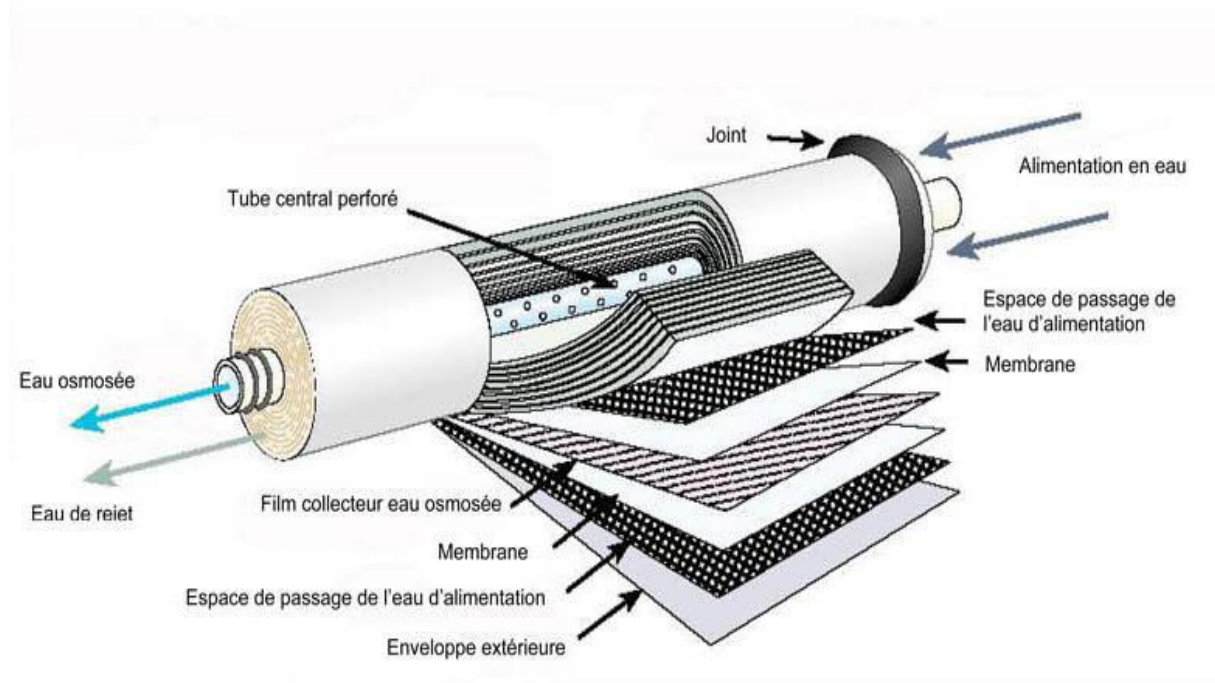


Figure 1: Structure d'une membrane de nanofiltration par osmose inverse (Danis, 2003).

En revanche, cette méthode membranaire est exposée aux phénomènes de colmatage dans lesquels les pores sont obstrués (Houari *et al.*, 2013). En effet, les membranes de nanofiltration sont très sensibles au colmatage; trois catégories de colmatage sont distinguées pouvant influencer négativement leurs performances: le colmatage inorganique, le colmatage organique et le colmatage biologique (Nguyen *et al.*, 2012).

Le colmatage inorganique des membranes est principalement causé par des composants inorganiques, c'est-à-dire la sur-saturation en sels due aux précipitations en surface et donc blocage du transfert d'eau, ses constituants principaux sont des complexes colloïdaux (Si-Al-Fe) (Luo et wang, 2001).

Le colmatage organique est due généralement aux polysaccharides, aux protéines et aux substances humiques [(Her *et al.*, 2007);(wang *et al.*, 2017)], pouvant adhérer à la surface de

Synthèse bibliographique

la membrane via des interactions hydrophobe (**Contreras *et al.*, 2011**). Ces constituants forment ensuite une couche de gel entraînant ainsi une perméabilité extrêmement faible **[(Mo *et al.*, 2011);(Chen *et al.*, 2016)]**.

Le colmatage biologique, ou biofouling, est due à la formation des biofilms microbiens sur les nanomembranes ; la couche organique leur serve de nutriment (**Nguyen *et al.*, 2012**).

Par définition, les biofilms sont des communautés de cellules microbiennes adhérees à une surface et entourées par une matrice extracellulaire autoproduite (**O'tool *et al.*, 2000**). La formation des biofilms passe par plusieurs étapes (Figure 2); elle commence par l'adhésion des micro-organismes à un support en formant des agrégats, l'étape suivante correspond à la croissance microbienne et la formation de micro-colonies et finalement, l'étape de maturation du biofilm qui est achevée par la synthèse d'une matrice extracellulaire autoproduite. (**Tremblay *et al.*, 2014a**). Finalement, les cellules bactériennes au sein du biofilm sont détachées et dispersées pour qu'elle puissent colonisées d'autres endroits de la membrane (**Tremblay *et al.*, 2014b**).

Synthèse bibliographique

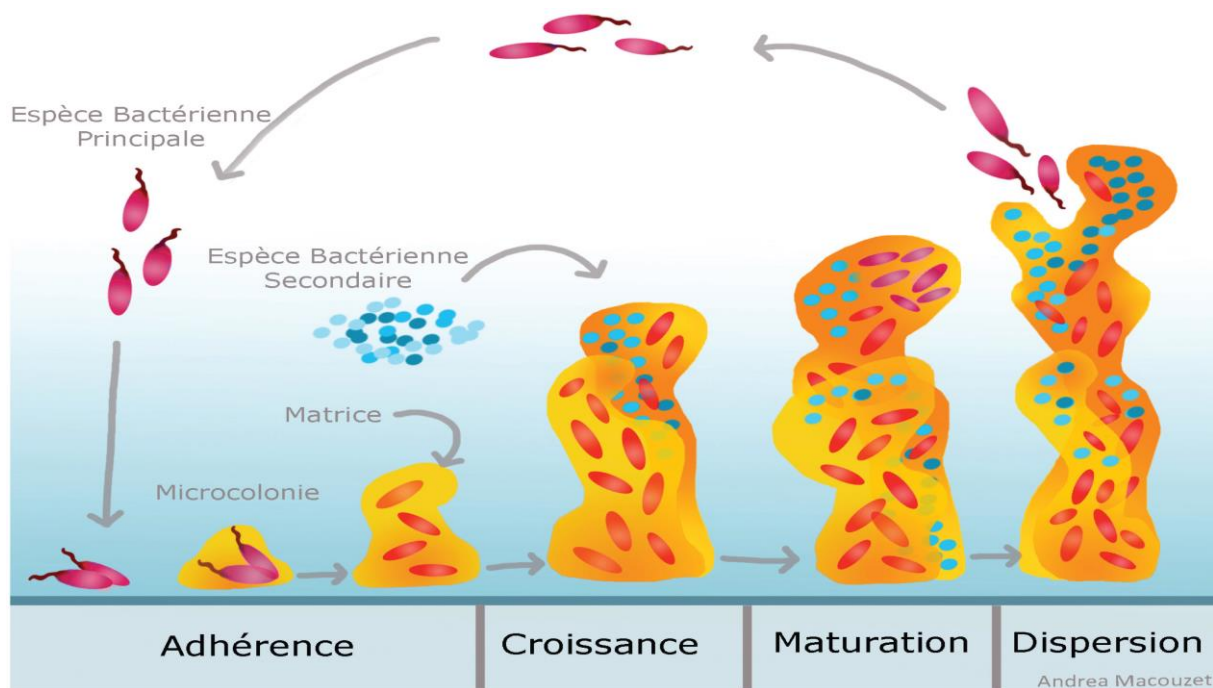


Figure 2 : Phases de développement d'un biofilm bactérien (Tremblay *et al.*, 2014b).

En fait, les molécules polymériques, organiques et inorganiques de charge différente présentes dans le milieu aqueux, sont attirées vers les surfaces des membranes et forment une couche de conditionnement permettant ainsi d'augmenter l'adhésion des microorganismes. Les cellules microbiennes s'agglutinent, se multiplient et forment des biofilms [(Kumar et Anand., 1998); (Squinazi, 2013)].

Un autre phénomène précède souvent les premières étapes de la formation des biofilms. De nombreuses bactéries ont la capacité de se lier entre elles et forment des amas multicellulaires, cette auto-liaison est appelée l'auto-agrégation (Figure 3). C'est un processus par lequel les bactéries interagissent physiquement entre elles et s'installent en bas des suspensions statiques liquide (sorroch *et al.*, 2010). Les cellules s'auto-agr gent en solution et les agrégats se déposent sur le substrat pour initier la formation des biofilms (Trunk *et al.*, 2018).

Les mécanismes moléculaires sous-jacents à l'auto-agrégation bactérienne peuvent être dus à des effets électrostatiques de surface en raison de leurs propriétés hydrophobes dans une solution aqueuse [(Martinez., 1983); (Jonsson et Wadstr m., 1984); (Misawa et Blaser., 2000); (Farrell et Quilty., 2002)].

Synthèse bibliographique

L'auto-agrégation est généralement médiée par des interactions des protéines de surface, les bactéries peuvent s'agréger aux surfaces chargées en présence d'une agglutinine de charge opposée (Arenas *et al.*, 2013),

Dans certains cas, les glucides, en particulier les exopolysaccharides, peuvent agir comme des auto-agglutinines, comme l'adhésine polysaccharidique intercellulaire des staphylocoques (poly-N-acétylglucosamine) (Formosa-Dague *et al.*, 2016). De plus, l'ADN extracellulaire (ADNe), qui fait partie de la matrice des biofilms, peut également agir comme une agglutinine [(Das *et al.*, 2010); (Arenas.,2015)].

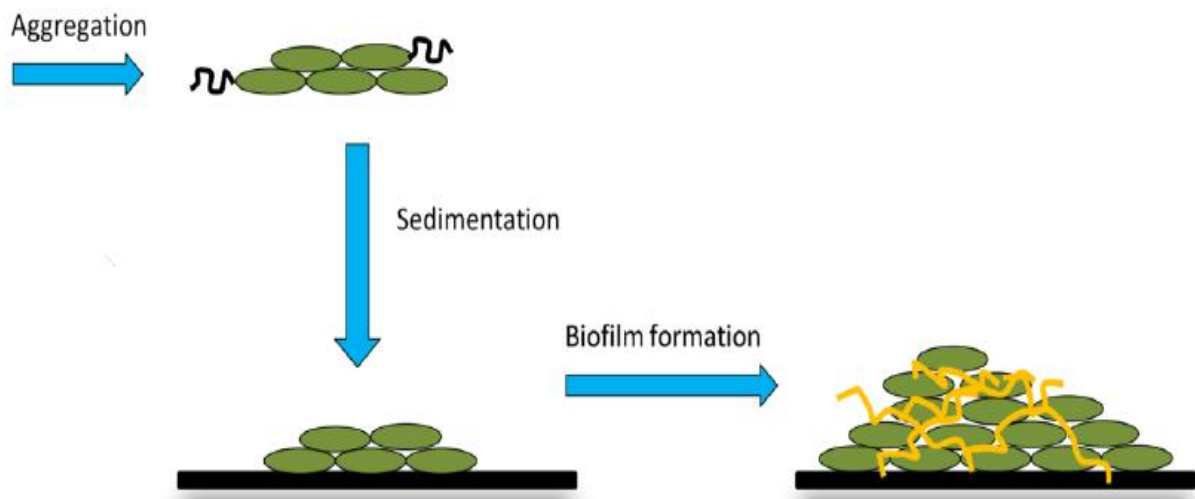


Figure 3: Rôle de l'auto-agrégation dans la formation des biofilms (Trunk *et al.*, 2018).

En raison de la formation des biofilms sur la surface des nanomembranes, la qualité de filtration et la durée de vie des membranes sont diminuées. Il en résulte une diminution de la production dans les stations de dessalement d'eaux de mer et une augmentation des coûts énergétique. En conséquence, une augmentation de la fréquence de remplacement des membranes qui sont très coûteuses.

Synthèse bibliographique

Notre étude s'articule autour de cet axe, elle consiste à réaliser une évaluation du colmatage biologique des membranes de nanofiltration encrassées dans la station de dessalement de Souk T'lata-Tlemcen.

Les objectifs de cette étude ciblent donc, dans un premier temps, l'évaluation du potentiel de formation des biofilms des souches bactériennes isolées de nanomembranes. Dans un second temps, l'évaluation de l'auto-agrégation de ces souches.

Deuxième partie

Matériel et méthodes

1. Souches

Deux souches ont fait l'objet de cette étude, la souche *Staphylococcus sciuri* (A35) et la souche *Micrococcus spp* (A36).

Ces deux souches sont isolées à partir d'une membrane de nanofiltration encrassée utilisée dans la station de dessalement d'eau de mer de Souk T' lata – Tlemcen (figure 4).



Figure 4: Membrane de nanofiltration encrassée prélevée de la station de dessalement d'eau de mer de souk T'lata-Tlemcen.

2. Test de formation des biofilms

Le potentiel des deux souches étudiées à former des biofilm est évalué selon la technique quantitative de **Christensen et al.,(1985)**.

Une culture jeune de 18h est préparée dans le bouillon Tryptone Soja (TSB, pH 7,3). La suspension bactérienne est ensuite centrifugée à 1000g pendant 15 minutes à 4°C. Le surnageant est éliminé et le culot est lavé par le tampon phosphate salin (PBS, pH 7,4) ; cette opération est effectuée deux fois. Les cellules bactériennes sont remises dans du bouillon Tryptone Soja et la concentration cellulaire est ajustée à 10^7 cellules/mL (0.5 Mc Farland). Ensuite, 100 μ L de chaque inoculum sont introduits dans les puits d'une microplaque stérile à 96 puits. Un contrôle négatif est effectué en ajoutant 100 μ L du milieu TSB. Les microplaques sont scellées à l'aide du papier aluminium stérile et incubées à 37°C pendant 24 heures. Après incubation, le milieu de culture est retiré des puits qui sont ensuite rincés trois fois par du PBS stérile pour éliminer les cellules planctonique et non adhérentes. 100 μ L de méthanol (99%) sont ajoutés aux puits et puis laissés agir pendant 15 minutes à température ambiante pour la fixation du biofilm formé; un deuxième lavage est effectué et 100 μ L de cristal violet (0,1%) sont ajoutées dans les puits. Après 20 minutes d'incubation à température ambiante, les puits sont lavés une fois de plus et 150 μ L d'acide acétique (33%) sont ajoutés aux différents puits. Après 5 minutes, le surnageant est transféré dans une nouvelle microplaque et la densité optique (DO) est dans chaque puits est évaluée à 570 nm dans un lecteur de microplaque (RT- 2100C).

Selon **Mathur et al., (2006)**, le biofilm formé est classé en fonction de la valeur de l'absorbance mesurée selon les catégories suivantes :

- $A < 0,120$ Non formatrice
- $0,120 < A < 0,240$ Faiblement formatrice
- $A > 0,240$ Fortement formatrice

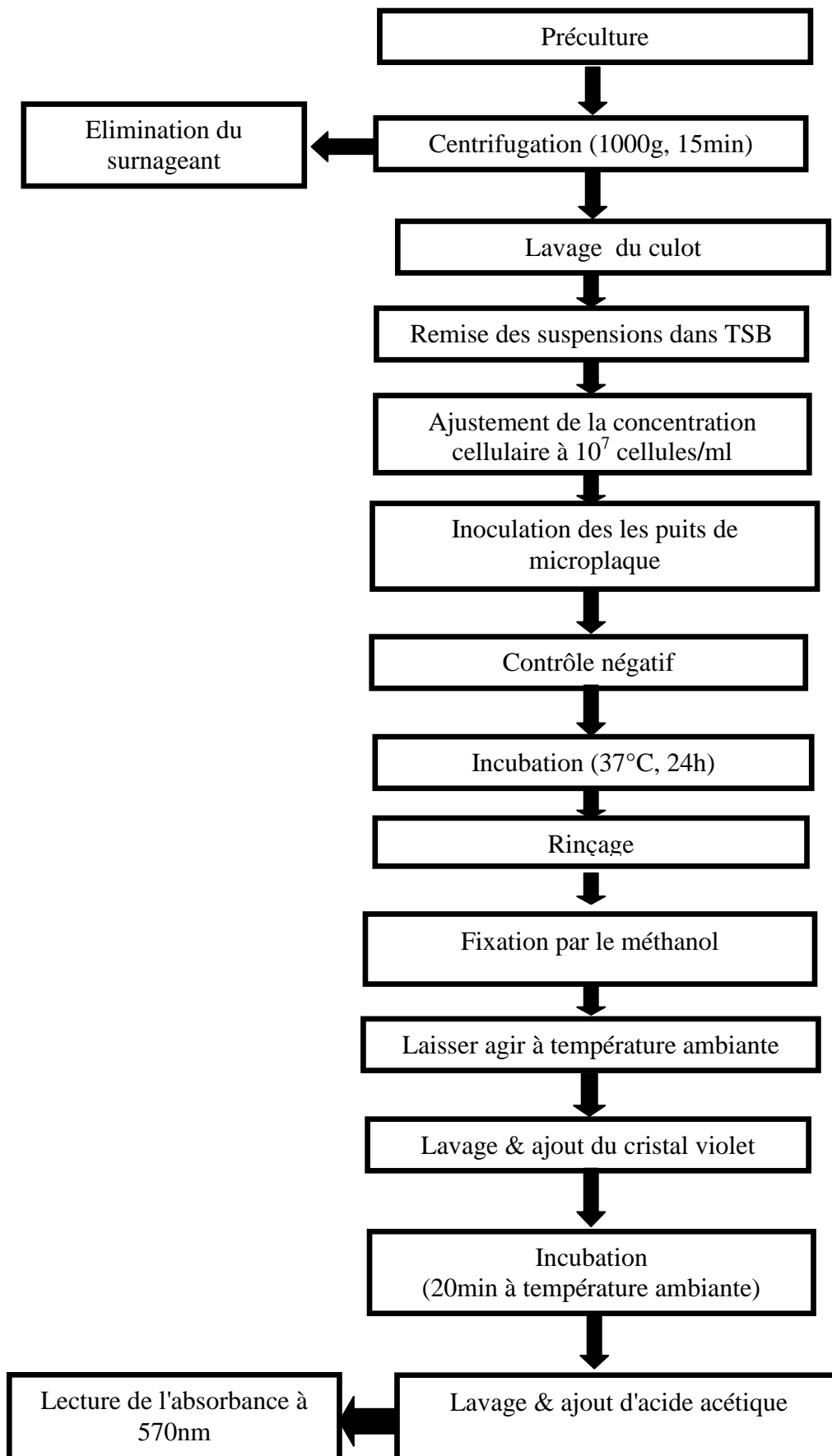


Figure 5: Organigramme récapitulatif du test de formation des biofilms selon **Christensen *et al.*, (1985).**

3. Test d'auto- agrégation

L'auto-agrégation est effectuée selon la méthode décrite par **Del Re** et ses collaborateurs (2000). Il est à noter que le temps d'incubation de deux heures est étendu à quatre pour se faire une idée de l'évolution de l'auto-agrégation dans le temps.

À partir de cultures jeunes de 18 heures, les souches sont mis dans des tubes coniques qui contiennent 5mL du tampon phosphate salé (PBS) (10 mM, pH 7,4). Après agitation, la suspension est centrifugée à 4500g pendant 15 minutes à 4°C. Le surnageant est éliminé et le culot est lavé deux fois avec du PBS. L'absorbance du départ (A_0) est alors ajustée à $A_0= 1$ à une longueur d'onde de 600 nm, la suspension cellulaire est ensuite agitée au vortex pendant 10 secondes puis laissée incuber à 37°C pendant 4 heures. Chaque une heure, 0,5 mL est prélevé du bord supérieur de la suspension pour mesurer la nouvelle absorbance (A_t).

Le pourcentage d'auto-agrégation est calculé selon l'équation suivant : $\left(1 - \frac{A_t}{A_0}\right) \times 100$.

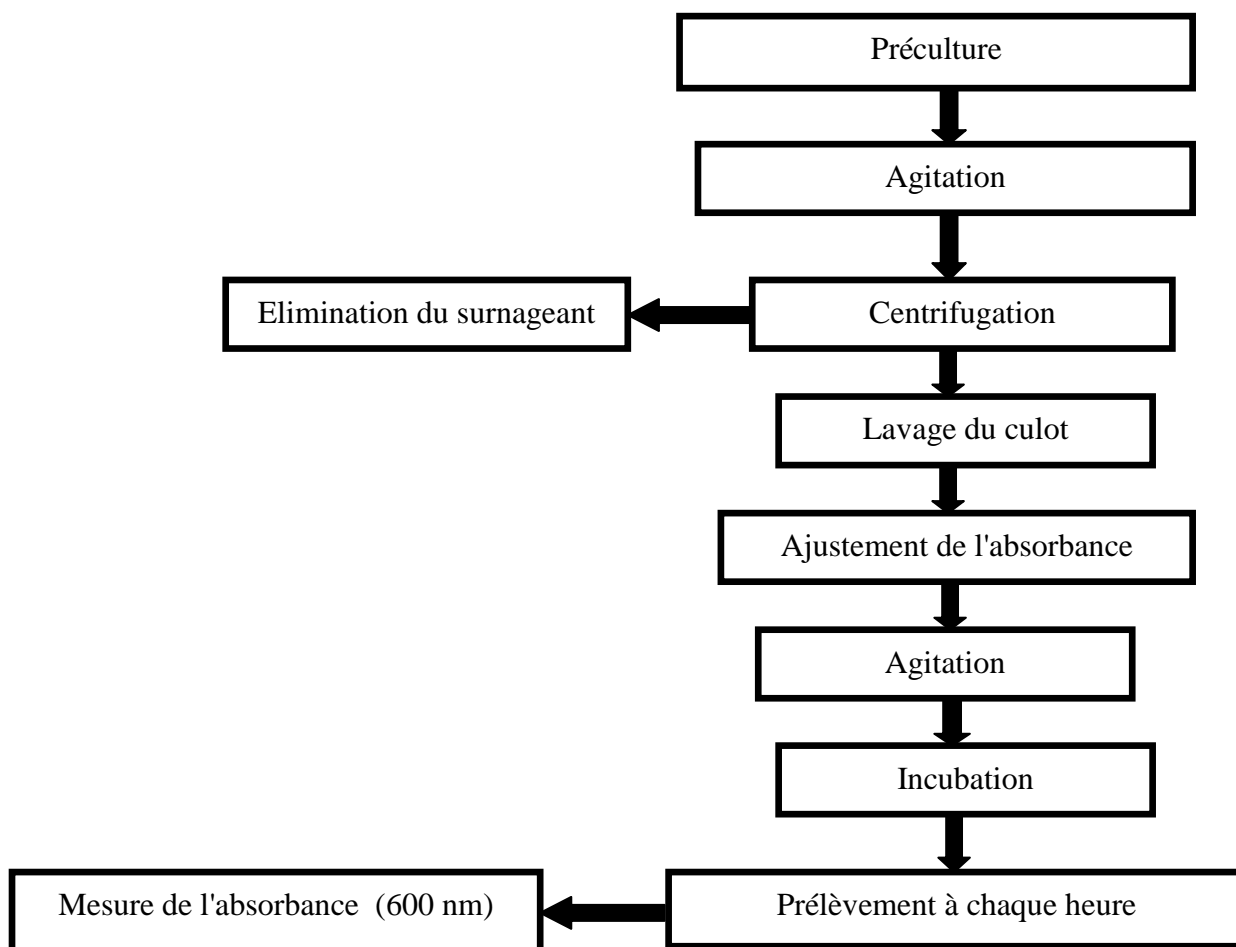


Figure 6: Organigramme récapitulatif du test de l'auto-agrégation selon **Del Re et al., (2000)**.

Troisième partie
Résultats et discussion

Résultats et discussion

Cette étude a porté sur l'évaluation de la capacité d'auto-agrégation des deux bactéries isolées de la membrane de nanofiltration, ainsi que sur le potentiel des souches isolées à former des biofilm.

1. Evaluation du potentiel de formation des biofilms

Il est important de noter que la quantification des biofilm chez les deux souches étudiées est effectuée par des mesures d'absorbances répétées. Les résultats obtenus sont représentés dans la **figure 7**.

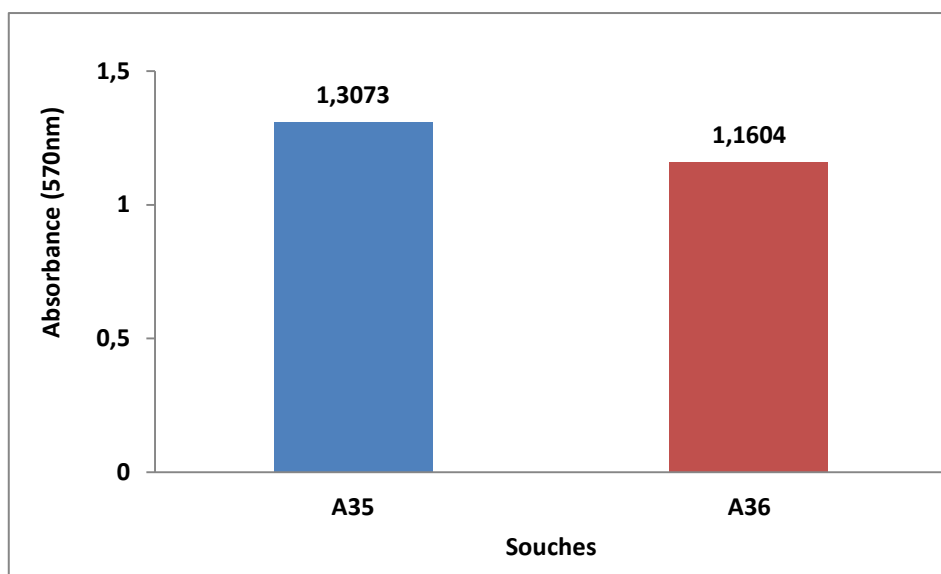


Figure 7: Évaluation des biomasses des biofilms de *Staphylococcus sciuri* (A35) et *Micrococcus spp* (A36) après 24 heures d'incubation.

Les résultats obtenus après 24 heures d'incubation révèlent un haut potentiel de formation des biofilms chez les deux souches avec des absorbances de 1,3 pour la souche *Staphylococcus sciuri* et 1,16 pour *Micrococcus spp*. Selon **Mathur et al., (2006)**, les deux souches utilisées sont donc fortement formatrices de biofilms.

L'étude de **Divya et al., (2018)** a montré des résultats positifs pour la formation des biofilms chez la souche *Staphylococcus sciuri*. De plus **Buzoleva et ses collègues (2018)** ont également montré que *Micrococcus spp* isolée de l'eau de mer, avait la propriété de former le biofilm avec différent milieux de culture.

Résultats et discussion

La présence de biofilms peut entraîner une multitude de problèmes, les espèces bactériennes peuvent générer de la turbidité, du goût et des odeurs dans l'eau potable. Par conséquent, le contrôle de l'accumulation de biofilms nécessite des actions, à la fois au niveau de la station d'épuration et du système de distribution (**Block., 1992**).

2. Évaluation de la capacité d'auto-agrégation

L'auto-agrégation est considérée comme un caractère nécessaire à l'adhésion, car elle facilite la colonisation temporaire (**Ren et al., 2014**).

Dans ce test, l'auto-agrégation est évaluée en fonction du temps de sédimentation; les résultats sont présentés dans les **figures 4 et 5**.

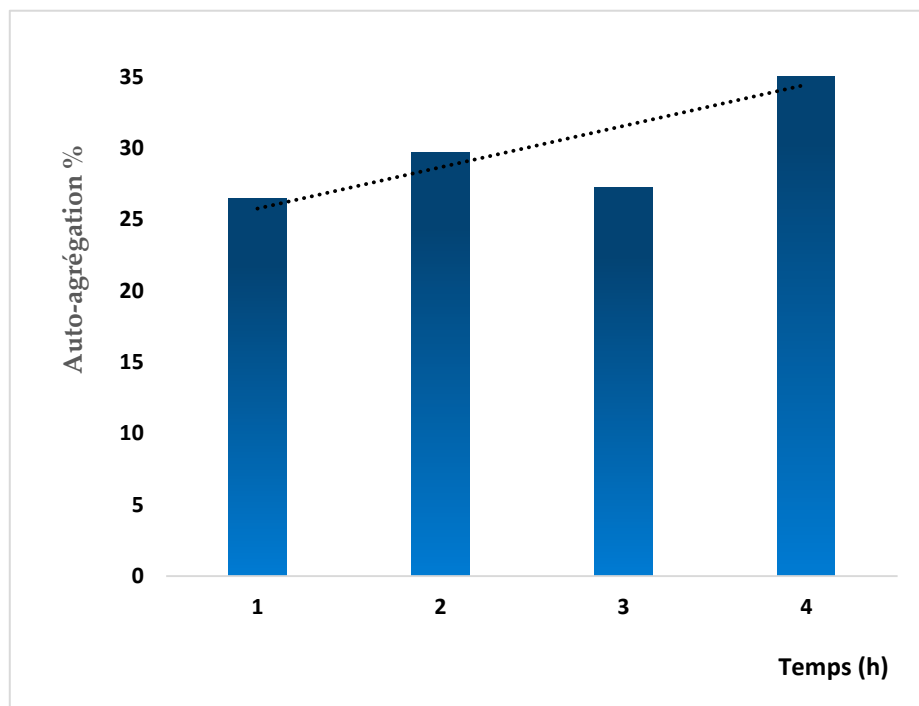


Figure 8: Pourcentage d'auto-agrégation de la souche *Staphylococcus sciuri* (A35).

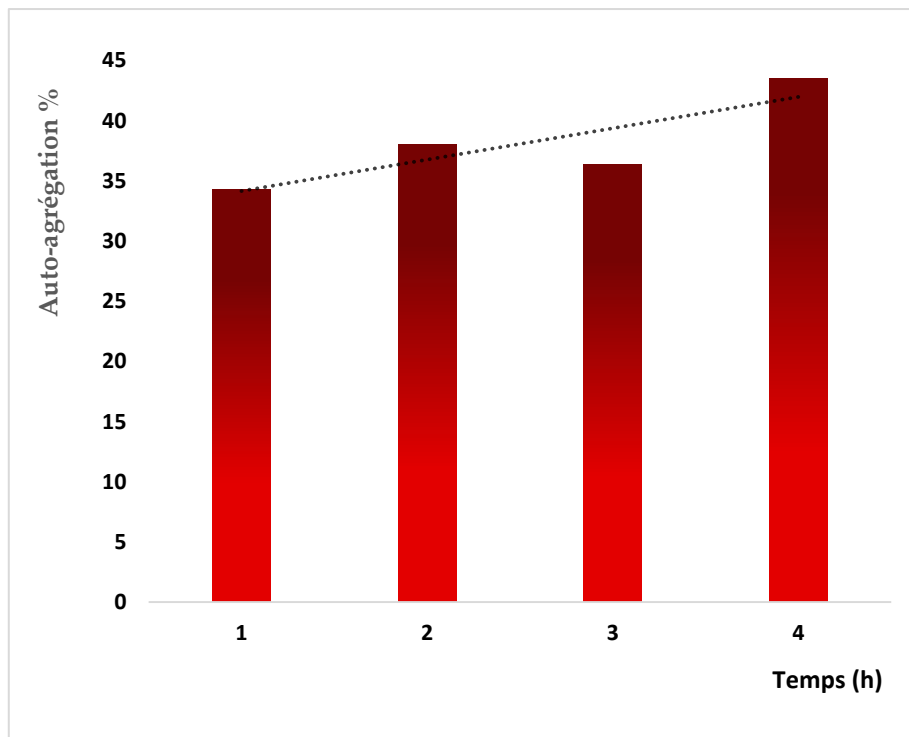


Figure 5. Pourcentage d'auto-agrégation de la souche *Micrococcus spp* (A36).

Le taux d'auto-agrégation de la souche A35 est compris, durant quatre heures d'incubation, entre 26,48% et 36,95%. Selon la figure 4, la courbe de tendance linéaire de l'évolution de l'auto-agrégation de *Staphylococcus sciuri* suit un modèle qui obéi à la loi:

$$y = 2.893 x + 22.868, \text{ avec un coefficient de détermination } R^2 = 0.6125.$$

Pour *Micrococcus spp* (A36), le taux d'auto-agrégation augmente au court du temps entre 34,29% à la première heure et 43,54% à la quatrième heure d'incubation. Selon la figure 5, la courbe de tendance linéaire de l'évolution de l'auto-agrégation de cette souche suit un modèle qui obéi à la loi:

$$y = 2.6075x + 31.555, \text{ avec un coefficient de détermination } R^2 = 0.7226.$$

Par ailleurs, nous avons remarqué, durant la première heure d'incubation, que le taux d'auto-agrégation de *Micrococcus spp* (43,54%) est plus important que celui de *Staphylococcus sciuri* (36,95%), avec un coefficient de 1,3.

L'étude de **Divya et al., (2018)** indique que le potentiel d'auto-agrégation de *Staphylococcus sciuri* est supérieur à 40%; cette souche est connu comme une souche pathogène qui cause plusieurs maladies chez l'homme et les animaux.

Résultats et discussion

De plus, **Basson** et ces collaborateurs (2008) et **Jacobs et Chenia**, (2009) ont montré que le pourcentage d'auto-agrégation de *Micrococcus spp* est supérieur à 50%.

Quatrième partie

Conclusion

Conclusion

L'objectif que nous nous sommes fixé dans cette étude est d'évaluer le pouvoir de formation des biofilms et la capacité d'auto-agrégation des souches *Staphylococcus sciuri* et *Micrococcus spp*, isolées à partir d'une membrane de nanofiltration encrassée issue de la station de dessalement d'eau de mer de SoukT'lata- Tlemcen.

Les résultats ont révélé que les deux souches testées ont une forte capacité à former les biofilm avec des proportions comparables.

De plus, le taux d'auto-agrégation semble augmenter dans le temps selon un modèle linéaire avec un coefficient de détermination supérieur à 0,5.

Pour compléter ce travail, il serait intéressant de :

- ✓ Évaluer l'auto-agrégation de toutes les souches isolées de la nanomembrane.
- ✓ Évaluer le phénomène de la co-agrégation des souches isolées de la nanomembrane.
- ✓ Étudier l'interaction entre les bactéries et son support.

Cinquième partie

Références bibliographiques

Références bibliographiques

1. Arenas, J., Cano, S., Nijland, R., van Dongen, V., Rutten, L., van der Ende, A., & Tommassen, J. (2015). The meningococcal autotransporter AutA is implicated in autoaggregation and biofilm formation. *Environmental microbiology*, 17(4), 1321-1337.
2. Arenas, J., Nijland, R., Rodriguez, F. J., Bosma, T. N., & Tommassen, J. (2013). Involvement of three meningococcal surface-exposed proteins, the heparin-binding protein NhbA, the α -peptide of IgA protease and the autotransporter protease NalP, in initiation of biofilm formation. *Molecular microbiology*, 87(2), 254-268.
3. Basson, A., Flemming, L. A., & Chenia, H. Y. (2008). Evaluation of adherence, hydrophobicity, aggregation, and biofilm development of *Flavobacterium johnsoniae*-like isolates. *Microbial ecology*, 55(1), 1-14.
4. Block, J. C. (1992). Biofilms in drinking water distribution systems. In *Biofilms—science and technology* (pp. 469-485). Springer, Dordrecht
5. Buzoleva, L. S., Golozubova, Y. S., Eskova, A. I., Kim, A. V., & Bogatyrenko, E. A. (2018, January). Biofilm formation as a method of survival of *Escherichia coli* and *Pantoea* spp in the marine environment. In *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science* (Vol. 107, No. 1, p. 012053). IOP Publishing
6. Chen, J., Zhang, M., Li, F., Qian, L., Lin, H., Yang, L., ... & Liao, B. Q. (2016). Membrane fouling in a membrane bioreactor: high filtration resistance of gel layer and its underlying mechanism. *Water research*, 102, 82-89.
7. Christensen, G. D., Simpson, W. A., Younger, J. J., Baddour, L. M., Barrett, F. F., Melton, D. M., & Beachey, E. H. (1985). Adherence of coagulase-negative staphylococci to plastic tissue culture plates: a quantitative model for the adherence of staphylococci to medical devices. *Journal of clinical microbiology*, 22(6), 996-1006.
8. Contreras, A. E., Steiner, Z., Miao, J., Kasher, R., & Li, Q. (2011). Studying the role of common membrane surface functionalities on adsorption and cleaning of organic foulants using QCM-D. *Environmental science & technology*, 45(15), 6309-6315.
9. Danis, P. (2003). Dessalement de l'eau de mer, technique de l'ingénieur. *J*, 2(700), 1-18.
10. Das, T., Sharma, P. K., Busscher, H. J., Van Der Mei, H. C., & Krom, B. P. (2010). Role of extracellular DNA in initial bacterial adhesion and surface aggregation. *Applied and environmental microbiology*, 76(10), 3405-3408.
11. Del Re, B., Sgorbati, B., Miglioli, M., & Palenzona, D. (2000). Adhesion, autoaggregation and hydrophobicity of 13 strains of *Bifidobacterium longum*. *Letters in applied microbiology*, 31(6), 438-442.

Références bibliographiques

12. Divya, S., Thinesh, T., Kiran, G. S., Hassan, S., & Selvin, J. (2018). Emergence of a multi host biofilm forming opportunistic pathogen *Staphylococcus sciuri* D26 in coral *Favites abdita*. *Microbial pathogenesis*, 120, 204-212.
13. Farrell, A., & Quilty, B. (2002). Substrate-dependent autoaggregation of *Pseudomonas putida* CP1 during the degradation of mono-chlorophenols and phenol. *Journal of Industrial Microbiology and Biotechnology*, 28(6), 316-324
14. Formosa-Dague, C., Feuillie, C., Beaussart, A., Derclaye, S., Kucharikova, S., Lasa, I., ... & Dufrière, Y. F. (2016). Sticky matrix: adhesion mechanism of the staphylococcal polysaccharide intercellular adhesin. *ACS nano*, 10(3), 3443-3452.
15. Guizard D. (Ed.) (2000) Guide de la nanofiltration. Club Français des Membranes (CFM).
16. Her, N., Amy, G., Plottu-Pecheux, A., & Yoon, Y. (2007). Identification of nanofiltration membrane foulants. *Water Research*, 41(17), 3936-3947.
17. Houari, A., Seyer, D., Kecili, K., Heim, V., & Martino, P. D. (2013). Kinetic development of biofilm on NF membranes at the Méry-sur-Oise plant, France. *Biofouling*, 29(2), 109-118.
18. Jacobs, A., & Chenia, H. Y. (2009). Biofilm-forming capacity, surface hydrophobicity and aggregation characteristics of *Myroides odoratus* isolated from South African *Oreochromis mossambicus* fish. *Journal of applied microbiology*, 107(6), 1957-1966.
19. Jonsson, P., & Wadström, T. (1984). Cell surface hydrophobicity of *Staphylococcus aureus* measured by the salt aggregation test (SAT). *Current Microbiology*, 10(4), 203-209.
20. Kettab A. (2001). Les ressources en eau en Algérie: stratégies, enjeux et vision. *Desalination*, 136(1-3), 25-33.
21. Khawaji, A. D., Kutubkhanah, I. K., & Wie, J. M. (2008). Advances in seawater desalination technologies. *Desalination*, 221(1-3), 47-69.
22. Kumar CG, Anand SK (1998) Significance of microbial biofilms in food industry: a review. *Int J Food Microbiol* 42:9–27.
23. Litumanya J. E. B., Katapulu H. K., Monama T. O., Kazadi Z. A. M., Tsalu P. and Kapepula L. (2018). Evaluation de performance de la chaîne de traitement d'eaux de surface de la rivieretshopo dans la region de kisangani (RD Congo). *International Journal of Innovation and Applied Studies*, 22(3), 259-266.
24. Martinez, R. J. (1983). Plasmid-mediated and temperature-regulated surface properties of *Yersinia enterocolitica*. *Infection and immunity*, 41(3), 921-930.
25. Mathur, T., Singhal, S., Khan, S., Upadhyay, D. J., Fatma, T., & Rattan, A. (2006). Detection of biofilm formation among the clinical isolates of staphylococci: an evaluation of three different screening methods. *Indian journal of medical microbiology*, 24(1), 25.

Références bibliographiques

- 26. Mebarki, A. (2010).** La région du Maghreb face à la rareté de l'eau. L'exemple du défi algérien: mobilisation et gestion durable des ressources. In *ICID+ 18 2nd International Conference: Climate, Sustainability and Development in semi-arid regions August* (pp. 16-20).
- 27. Misawa, N., & Blaser, M. J. (2000).** Detection and characterization of autoagglutination activity by *Campylobacter jejuni*. *Infection and Immunity*, 68(11), 6168-6175.
- 28. Mo, Y., Xiao, K., Shen, Y., & Huang, X. (2011).** A new perspective on the effect of complexation between calcium and alginate on fouling during nanofiltration. *Separation and purification technology*, 82, 121-127.
- 29. Nguyen, T., Roddick, F. A., & Fan, L. (2012).** Biofouling of water treatment membranes: a review of the underlying causes, monitoring techniques and control measures. *Membranes*, 2(4), 804-840.
- 30. O'Toole, G., Kaplan, H. B., & Kolter, R. (2000).** Biofilm formation as microbial development. *Annual Reviews in Microbiology*, 54(1), 49-79.
- 31. Shannon, M. A., Bohn, P. W., Elimelech, M., Georgiadis, J. G., Marinas, B. J., & Mayes, A. M. (2010).** Science and technology for water purification in the coming decades. In *Nanoscience and technology: a collection of reviews from nature Journals* (pp. 337-346).
- 32. Sorroche, F. G., Rinaudi, L. V., Zorreguieta, Á., & Giordano, W. (2010).** EPS II-dependent
- 33. Squinazi F. (2013).** Biofilm et Matériaux : des réseaux intérieurs de distribution de l'eau, 4-10.
- 34. Tremblay, Y. D., Hathroubi, S., & Jacques, M. (2014).** Bacterial biofilms: their importance in animal health and public health. *Canadian journal of veterinary research= Revue canadienne de recherche veterinaire*, 78(2), 110-116.
- 35. Trunk, T., Khalil, H. S., & Leo, J. C. (2018).** Bacterial autoaggregation. *AIMS microbiology*, 4(1), 140.
- 36. Wang, J., Li, K., Yu, D., Zhang, J., & Wei, Y. (2017).** Fouling characteristics and cleaning strategies of NF membranes for the advanced treatment of antibiotic production wastewater. *Environmental Science and Pollution Research*, 24(10), 8967-8977.

Site web : (<http://www.cotebleue.org/repartition.pdf>)

