

République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
جامعة أبو بكر بلقايد- تلمسان
UNIVERSITE ABOUBEKR BELKAID – TLEMCEN
كلية علوم الطبيعة و الحياة ، و علوم الأرض و الكون
Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, et Sciences de la Terre et de l'Univers



Département de BIOLOGIE



MEMOIRE

Présenté par

FARCI Bouchra Loubna
LENBA Hanane

En vue de l'obtention du

Diplôme de MASTER

En Microbiologie fondamentale

Thème

**Impact des facteurs environnementaux sur la capacité
de formation de biofilm de *Pseudomonas aeruginosa***

Soutenu le 22/06/2026, devant le jury composé de :

Présidente	Mme. BELLIFA Samia	MCA	Université de Tlemcen
Promotrice	Mme. CHERIF ANNTAR Asmaa	MCA	Université de Tlemcen
Examinatrice	Mme. BENDIMERAD Nahida	MCA	Université de Tlemcen

Année universitaire 2025-2026

Remerciements



Avant toute chose, nous exprimons notre gratitude envers Dieu le Tout-Puissant, qui nous a guidées sur le chemin du savoir et nous a donné la force, la patience et la détermination nécessaires pour mener à bien ce mémoire.

Nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à Madame **CHERIF ANNTAR Asma**, Maître de Conférences A, Université de Tlemcen, notre encadrante, pour votre disponibilité exceptionnelle, votre patience et vos précieux conseils. Travailler sous votre direction a été un réel plaisir. Votre rigueur, votre écoute, vos orientations et votre soutien constant nous ont permis de progresser ensemble, de surmonter nos doutes et de mener ce mémoire à terme. Chaque échange avec vous a été pour nous une véritable source d'inspiration et de motivation. Nous espérons que le résultat de ce travail reflète la confiance que vous nous avez accordée.

Nous remercions également les membres du jury:

Madame BELLIFA Samia, Maître de Conférences A, Université de Tlemcen, présidente, pour l'honneur que vous nous faites en présidant le jury de ce mémoire. Merci pour votre confiance et votre bienveillance lors de l'évaluation de ce travail. Soyez assurée de notre profonde reconnaissance.

Madame BENDIMRED Nahida, Maître de Conférences B, Université de Tlemcen, examinatrice, pour avoir accepté d'examiner ce modeste travail et pour le temps consacré à son évaluation.

Nous exprimons également notre profonde gratitude aux équipes des laboratoires
de: Microbiologie de l'Institut des Sciences et Techniques
Université de Tlemcen) Appliquées (ISTA-

Microbiologie Appliquée à l'Agroalimentaire, au Biomédical et l'Environnement
(LAMAABE-Université Abou Bekr Belkaid-Tlemcen)

Pour leur accueil chaleureux, leur disponibilité et leur soutien technique. Leur aide précieuse a été déterminante pour la réalisation de nos expériences et le bon déroulement de ce mémoire.





Dédicaces

Je tiens tout d'abord à dédier ce mémoire

A moi-même et à ma binôme,

pour notre persévérance, notre travail acharné et notre détermination à mener ce projet jusqu'au bout. Que ce mémoire soit le reflet de nos efforts et de notre passion pour ce que nous faisons.

À me mes chers parents,

bien-aimés, pour leur amour infini, leur patience et leurs encouragements constants. Vous avez été mon soutien inébranlable et ma source de force dans les moments de doute, et surtout ma mère, pour sa détermination, sa persévérance et son exemple qui m'inspirent chaque jour.

À ma chère tante,

pour sa présence chaleureuse, ses conseils et son soutien, qui m'ont toujours guidée et réconfortée.

À mon frère et mes sœurs,

Diden, Imen, Djamila et Ikram,

pour leurs encouragements, leur complicité et tous les moments de joie et de motivation partagés ensemble.

À mes amies,

Amina, Hanane et Wafaa,

pour leur soutien et tous les moments précieux que nous avons partagés.

A vous tous, je dédie ce travail avec toute ma gratitude et mon affection.

BOUCHRA





Dédicaces

Tout d'abord, je tiens à remercier DIEU de m'avoir donné la force et le courage de mener à bien ce modeste travail..

-À moi-même, et à ma chère binôme

À notre collaboration, notre courage et notre persévérance tout au long de ce parcours universitaire.

Je vous souhaite un avenir plein de réussite, de bonheur et de succès.

À ma chère mère

Je remercie profondément ma mère, la personne la plus chère à mon cœur.

Merci pour ton amour infini, ta tendresse et ta présence constante à mes côtés.

Tu as toujours cru en moi, même dans mes moments de doute, et tu m'as donné la force de continuer sans jamais abandonner

-À mon chère père

Je remercie mon père, qui est la personne qui m'a le plus encouragée et qui m'a donné la force de continuer.

Je le remercie pour tous ses efforts et son soutien.

Merci pour les sacrifices qu'il a faits afin de me permettre d'étudier dans de bonnes conditions

Je lui suis également reconnaissante pour sa confiance en moi et pour son encouragement tout au long de mes études.

- à ma sœur et mon frère

Merci pour votre présence constante à mes côtés. Vous avez partagé mes inquiétudes comme mes joies, et m'avez encouragée tout au long de ce parcours. Vous êtes, tous deux, ma force et ma fierté.

HANANE



Table des matières

INTRODUCTION.....	Erreur ! Signet non défini.
Chapite I : Le biofilm bactérien.....	Erreur ! Signet non défini.
I.1.Généralités et concept du biofilm	4
I.1.1.Définition.	4
I.1.2. Historique.	4
I.1.3. Différence entre le mode planctonique et le mode sessile.	5
I.1.4. intérêt écologique et industriel.	7
I.2 Structure et organisation du biofilm :	8
1.2.1. Matrice extracellulaire (EPS).....	8
I.2.2. Constituants du biofilm.	9
1.2.3. L'eau.	9
1.2.3.Architecture tridimensionnelle.	9
1.3. Processus de formation du biofilm	11
I.3.1. Adhésion réversible.	11
1.3.2. Adhésion irréversible.	12
1.3.3. Développement et maturation du biofilm.	13
1.3.4. Dispersion.....	13
1.4. Facteurs influençant le développement du biofilm	14
1.4.1. Facteurs physiques (température, pH, hydrodynamisme).	15
1.4.2. Facteurs chimiques (nutriments et sources de carbone)).	16
I.4.3. Facteurs liés à la surface.	17
I.5. Résistance et tolérance des biofilms	18
1.5.1. Tolérancedes biofilms aux agents anti microbiens.....	18
I.5.2. Impact industriel des biofilms.	20
1.5.3. Problématique en industrie agroalimentaire	21
Chapitre II : <i>Pseudomonas aeruginosa</i> et l'impact des facteurs environnementaux sur sa capacité de formation du biofilm	Erreur ! Signet non défini.
II.1. Caractéristiques générales.....	24
II.1.1. Classification et morphologie.	24
II.1.2. Physiologie et métabolisme.....	25
II.1.3. Habitat et répartition de <i>Pseudomonas aeruginosa</i>.....	27
II.2. Adaptation et persistance en milieu industriel	28
II.2.1. Résistance aux désinfectants :	28
II.2.2. Survie après nettoyage en place (NEP).	29
II.2.3. Colonisation des surfaces industrielles.....	30

II.3. Bases moléculaires de la formation du biofilm.....	32
II.3.1. Production d'exopolysaccharides.	32
II.3.2. Systèmes de Quorum Sensing.	34
II.3.3. Structures d'adhésion.	36
II.4. Influence des facteurs environnementaux	37
II.4.1. Effet de la température.	38
II.4.2. Effet des nutriments.	38
II.4.3. Rôle du film de conditionnement.	40
II.4.4. Impact du type des surfaces.	41
II.5. Importance en industrie laitière	43
II.5.1. Contamination post-pasteurisation.	44
II.5.2. Risques pour la qualité et la sécurité).	46
Matériel et méthodes.....	Erreur ! Signet non défini.
1. Lieu d'étude:	50
2. Origine des souches	50
3. Revivification des souches	50
4. Observation microscopique	50
5. Conservation des souches	51
6. Effet de la température sur la formation du biofilm chez <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	52
6.1. Préparation de l'inoculum	52
6.2. Formation du biofilm	52
6.3. Quantification du biofilm formé	53
7. Effet du film de conditionnement sur la formation du biofilm chez <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	56
7.1. Préparation des surfaces en acier inoxydable.....	56
7.2. Formation du biofilm	56
7.3. Quantification des cellules adhérentes	57
Résultats et discussion.....	Erreur ! Signet non défini.
Résultats:.....	60
1. Observation macroscopique et microscopique des souches de <i>Pseudomonas aeruginosa</i> :.....	60
1.1. Aspect macroscopique.....	60
1.2. Aspect microscopique.	60
2. Effet de la température sur la formation de biofilm par <i>Pseudomonas aeruginosa</i>	61
2.1. Formation de biofilm par <i>Pseudomonas aeruginosa</i> à 20°C:	61
2.2. Formation de biofilm par <i>Pseudomonas aeruginosa</i> à 30°C:	62
2.3. Formation de biofilm par <i>Pseudomonas aeruginosa</i> à 40°C :	64

3. Effet du film de conditionnement sur la formation du biofilm chez <i>Pseudomonas aeruginosa</i> :	65
Discussion:	66
Conclusion	Erreur ! Signet non défini.
Les Références	Erreur ! Signet non défini.

Liste des abréviations

1. ADN : Acide désoxyribonucléique
2. AI 2 : Autoinducer 2 (molécule de quorum sensing)
3. ARDRA : Amplified Ribosomal DNA Restriction Analysis
4. ARN : Acide ribonucléique
5. ATCC : American Type Culture Collection
6. BHIA : Brain Heart Infusion Agar
7. BHIB : Brain Heart Infusion Broth
8. BN : Bouillon nutritif
9. C-di-GMP : Cyclic di-Guanosine Monophosphate, régulateur biofilm
10. d : Taux de dilution
11. DO596 : Densité Optique à 596 nm
12. eADN : ADN extracellulaire
13. EDS : Eau distillée stérile
14. EPS : Exopolysaccharides (matrice extracellulaire du biofilm)
15. l'ADNr 16S : ADN ribosomal 16S
16. Log₁₀ : Logarithme en base 10
17. n : Nombre de colonies
18. NaCl : Chlorure de sodium
19. NaOH : Hydroxyde de sodium
20. NEP : Nettoyage en Place
21. Nm : Nanomètre
22. P.aérogina : *Pseudomonas aeruginosa*
23. PBS : Phosphate Buffered Saline
24. pH : Potentiel d'hydrogène
25. PS ref : Souche de référence *Pseudomonas*

- 26. PS02 : Souche *Pseudomonas* 02
- 27. PS30 : Souche *Pseudomonas* 30
- 28. Qs : Quorum Sensing
- 29. RAPD-PCR : Random Amplified Polymorphic DNA PCR
- 30. S : Surface de la lame
- 31. UFC : Unité Formant Colonie
- 32. UHT : Ultra High Temperature (lait)
- 33. V : Volume total de dilution
- 34. Ml : Microlitre

Liste des Figures

Figure 1: structure générale d'un biofilm bactérien (Olaimat et al., 2024)	4
Figure 2: transition des cellules planctoniques vers les cellules sessiles lors de la formation du biofilm bactérien (Berlanza et Guerrero, 2016)	6
Figure 3: architecture tridimensionnelle et organisation des microcolonies au cours de la maturation du biofilm. les bactérien (vert) sont organisées en microcolonies entourées d'une matrice EPS (rouge), contribuant à la structuration et à la stabilité du biofilm (Koo et al., 2013)	10
Figure 4: Etapes de formation d'un biofilm bactérien (Wang et al., 2024)	11
Figure 5: Facteurs influençant la formation du biofilm (Briandet et al., 2022)	15
Figure 6: image tridimensionnelle générée par ordinateur (3D) <i>P. aeruginosa</i> Comme chez les autres bactéries à Gram négatif, sa paroi cellulaire comprend une membrane externe riche en lipopolysaccharides. Cette structure joue un rôle important dans sa résistance naturelle à plusieurs agents antimicrobiens et participe également aux interactions avec l'environnement et l'hôte (Letizia et al., 2025 ; Krell & Matilla, 2024).....	25
Figure 7: schéma de formation d'un biofilm bactérien sur une surface métallique industrielle (Kiran et al. 2024)	31
Figure 8: représentation schématique des composants de la matrice extracellulaire (EPS) et des principaux exopolysaccharides impliqués dans le le biofilm de <i>Pseudomonas aeruginosa</i> (Wang et al. 2023).....	33
Figure 9: systèmes de Quorum sensing Las, GHL, PQS et IQS impliqués dans la régulation du biofilm chez <i>Pseudomonas aeruginosa</i> (Vetrivel et al. 2021)	35
Figure 10: Etapes de formation du biofilm bactérien en présence de conditions nutritives favorables (Sarukhanian et al. 2023)	39
Figure 11: schéma des étapes de transformation du lait dans une industrie laitière (Kunnoth Rao, 2021)	45
Figure 12: observation microscopique des souches des frottis après coloration au bleu de méthylène	51
Figure 13: Préparation des géloses inclinées pour la conservation des souches.....	52
Figure 14: microplaque de titration ensemencée.....	53
Figure 15: microplaques avec puits additionnés de cristal violet.....	54
Figure 16: microplaques après élimination du cristal violet et séchage à l'air libre.....	55
Figure 17: mesure de l'absorbance à 596 nm	55

Figure 18: formation de biofilm sur les lames d'acier inoxydable conditionnés, a: lames conditionnées immergées dans l'inoculum, b: conditionnement de lames avec le lait entier UHT.....	57
Figure 19: Procédure de récupération des cellules adhérentes.....	58
Figure 20: aspect macroscopique des colonies des souches <i>pseudomonas aeruginosa</i> après incubation à 37C° pendant 24 h sur gélose BHIA.	60
Figure 21: observation microscopique de <i>P.aeruginosa</i> (Grossissement X 100) (a): <i>p.aeruginosa</i> référence. ((B): <i>pseudomonas aeruginosa</i> 02. (c): <i>pseudomonas aeruginosa</i> 30	61
Figure 22: Evolution de la formation du biofilm par les souches de <i>pseudomonas aeruginosa</i> PS02, PS30 et PS Réf à 20 C°	62
Figure 23: Evolution de la formation du biofilm par les souches PS02, PS30, et PS Réf de <i>pseudomonas aeruginosa</i> à 30 C°.....	63
Figure 24: Evolution de la formation du biofilm par les souches PS02, PS30 et PS Réf de <i>pseudomonas aeruginosa</i> à 40 C°.....	64
Figure 25: log 10 (UFC cm ²) des cellules adhérentes de <i>pseudomonas aeruginosa</i> (PS02, PS30, PS Réf) et du contrôle négatif sur acier inoxydable après 24 h à 37 C°	65

Liste des tableaux

Tableau 1: comparaison entre les cellules planctoniques et les cellules sessiles (cheng et al.,2025; Rahman et al, 2025; sun et al., 2025; wang et al.,2025; Olaimat et al., 2024).....	7
Tableau 2: principaux facteurs influencant le développement des biofilms bactériens (Ban-cucerzane et al. (2025); sun et al. (2025); Olaimat et al. (2024); rajewsker et al. (2024); et albhagwat <i>et al.</i> (2021).....	18
Tableau 3: synthèse des principaux facteurs environnement aux influencant la formation du biofilm chez pseudomonas aeruginosa. (Ban-cucerzan et al. (2025), sun et al. (2025) Olaimat et al (2024), Li et al. (2023).	37

Résumé

Ce mémoire s'intéresse à l'impact de certains facteurs environnementaux sur la capacité de formation du biofilm chez *Pseudomonas aeruginosa* dans un contexte lié à l'industrie laitière. Les biofilms sont des structures microbiennes organisées qui se forment lorsque les bactéries adhèrent à une surface et produisent une matrice extracellulaire protectrice. Dans les environnements laitiers, leur présence peut favoriser la persistance des microorganismes sur les équipements et augmenter les risques de contamination des produits.

L'objectif de cette étude était d'évaluer l'effet de la température et du film de conditionnement laitier sur la formation du biofilm par des souches de *Pseudomonas aeruginosa*. La biomasse du biofilm a été quantifiée par la méthode de coloration au cristal violet, suivie d'une mesure de la densité optique à 596 nm. L'effet du film de conditionnement a été étudié sur des surfaces en acier inoxydable préalablement mises en contact avec du lait entier UHT.

Les résultats obtenus montrent que les souches étudiées sont capables de former des biofilms, avec une intensité variable selon la température, la durée d'incubation et la souche considérée. La température de 30 °C a favorisé la formation du biofilm à plus élevée dans les conditions expérimentales de cette étude. De plus, la présence d'un film de conditionnement laitier sur l'acier inoxydable a favorisé l'adhésion bactérienne, montrant ainsi le rôle des résidus organiques dans la persistance de *Pseudomonas aeruginosa* dans les environnements laitiers.

En conclusion, cette étude met en évidence l'importance de la température, du temps de contact et du film de conditionnement laitier dans la formation du biofilm chez *Pseudomonas aeruginosa*. Ces résultats peuvent contribuer à l'amélioration des stratégies de nettoyage et de désinfection afin de limiter les risques de contamination dans l'industrie laitière.

Mots-clés: *Pseudomonas aeruginosa*, biofilm, température, film de conditionnement laitier, acier inoxydable, industrie laitière.

Abstract

This work focuses on the impact of certain environmental factors on the biofilm-forming capacity of *Pseudomonas aeruginosa* in the context of the dairy industry. Biofilms are organized microbial structures that develop when bacteria adhere to a surface and produce a protective extracellular matrix. In dairy environments, their presence can promote microbial persistence on equipment and increase the risk of product contamination.

The objective of this study was to evaluate the effect of temperature and dairy conditioning film on biofilm formation by *Pseudomonas aeruginosa* strains. Biofilm biomass was quantified using the crystal violet staining method, followed by optical density measurement at 596 nm. The effect of the conditioning film was studied on stainless steel surfaces previously exposed to whole UHT milk.

The results showed that the studied strains were able to form biofilms, with variable intensity depending on temperature, incubation time and the strain considered. A temperature of 30 °C promoted the highest biofilm formation under the experimental conditions of this study. In addition, the presence of a dairy conditioning film on stainless steel enhanced bacterial adhesion, highlighting the role of organic residues in the persistence of *Pseudomonas aeruginosa* in dairy environments.

In conclusion, this study highlights the importance of temperature, contact time and dairy conditioning film in biofilm formation by *Pseudomonas aeruginosa*. These findings may contribute to improving cleaning and disinfection strategies in order to reduce contamination risks in the dairy industry.

Keywords: *Pseudomonas aeruginosa*, biofilm, temperature, dairy conditioning film, stainless steel, dairy industry.

الملخص

تركز هذه الاطروحة على تأثير بعض العوامل البيئية على قدرة تكوين الأغشية الحيوية في *Pseudomonas aeruginosa* في سياق يتعلق بصناعة الألبان. الأغشية الحيوية عبارة عن هياكل ميكروبية منظمة تتشكل عندما تلتصق البكتيريا بالسطح و تنتج مصفوفة واقية خارج الخلية . و في بيئات الألبان، يمكن ان يؤدي وجودها إلى تعزيز استمرار الكائنات الحية الدقيقة على المعدات و زيادة خطر تلوث المنتج.

هدف هذه الدراسة هو تقييم تأثير درجة الحرارة وفيلم تكييف الحليب على تكوين الأغشية الحيوية بواسطة سلالات *Pseudomonas aeruginosa* . تم قياس كمية الكتلة الحيوية للأغشية الحيوية بطريقة التلوين البنفسجي البلوري، يليها قياس الكثافة البصرية عند 596 نانومتر . تمت دراسة تأثير فيلم التكييف على أسطح الفولاذ المقاوم للصدأ التي تم ملامستها مسبقا للحليب كامل الدسم UHT .

و تظهر النتائج التي تم الحصول عليها أن السلالات المدروسة قادرة على تكوين أغشية حيوية، بكثافة متغيرة اعتمادا على درجة الحرارة ووقت الحضانة و السلالة المحتضنة. وقد ساهمت درجة حرارة 30° درجة مئوية في تكوين الأغشية الحيوية على مستوى أعلى في ظل الظروف التجريبية لهذه الدراسة. بالإضافة إلى ذلك، فإن وجود طبقة تكييف الألبان على الفولاذ المقاوم للصدأ يعزز الالتصاق البكتيري، مما يدلّ على دور المخلفات العضوية في ثبات *Pseudomonas aeruginosa* في بيئات الألبان.

وفي الختام ، تسلط هذه الدراسة الضوء على أهمية درجة الحرارة ووقت التلامس و فيلم تكييف الالبان في تكوين الأغشية الحيوية في *Pseudomonas aeruginosa*. ويمكن أن تساهم هذه النتائج في تحسين استراتيجيات التنظيف و التطهير من أجل الحد من مخاطر التلوث في صناعة الألبان

الكلمات المفتاحية : *Pseudomonas aeruginosa*, الأغشية الحيوية، درجة الحرارة ، اغشية التغليف ، الصناعة.



INTRODUCTION



INTRODUCTION

Les industries agroalimentaires, en particulier l'industrie laitière, sont confrontées à un problème majeur lié à la formation des biofilms bactériens sur les surfaces de production. Ces biofilms correspondent à des communautés microbiennes organisées, adhérant à des surfaces biotiques ou abiotiques et entourées d'une matrice extracellulaire protectrice. Ils peuvent se développer sur différents matériaux utilisés dans les installations industrielles, notamment l'acier inoxydable, le verre, les plastiques et d'autres surfaces en contact avec les aliments (Ban-Cucerzan *et al.*, 2025; Olaimat *et al.*, 2024). Une fois installés, ces biofilms deviennent difficiles à éliminer, car leur matrice extracellulaire limite l'action des agents de nettoyage et de désinfection (Cheng *et al.*, 2025; Ugwu *et al.*, 2025).

Dans l'industrie laitière, les biofilms représentent une source persistante de contamination pouvant altérer la qualité microbiologique des produits et compromettre leur sécurité sanitaire. Les équipements de transformation, les canalisations et les surfaces en acier inoxydable constituent des supports favorables à l'adhésion bactérienne, particulièrement en présence d'humidité et de résidus organiques. Ces conditions peuvent favoriser la survie des bactéries et leur maintien dans les chaînes de production alimentaire malgré les procédures classiques de nettoyage et de désinfection (Ban-Cucerzan *et al.*, 2025; Briega *et al.*, 2025 ; Li *et al.*, 2023).

Parmi les bactéries impliquées dans ce phénomène, *Pseudomonas aeruginosa* occupe une place importante en raison de sa grande capacité d'adaptation, de sa polyvalence métabolique et de son aptitude à former des biofilms persistants. Cette bactérie opportuniste est largement répandue dans les milieux naturels, hospitaliers, industriels et agroalimentaires. Sa capacité à coloniser les environnements humides et à adhérer aux surfaces de transformation alimentaire constitue une préoccupation importante pour l'hygiène industrielle et la sécurité microbiologique des aliments (Letizia *et al.*, 2025; Krell & Matilla, 2024; Li *et al.*, 2023).

La formation du biofilm chez *Pseudomonas aeruginosa* est un processus dynamique influencé par plusieurs facteurs environnementaux, notamment la température, la disponibilité des nutriments, le temps de contact et la nature de la surface. Ces paramètres interviennent dans les différentes étapes du développement du biofilm, depuis l'adhésion initiale des cellules jusqu'à la production de la matrice extracellulaire et la maturation de la structure du biofilm (Ban-Cucerzan *et al.*, 2025; Ambreetha & Singh, 2023; Li *et al.*, 2023). Dans les environnements laitiers, la présence de résidus organiques issus du lait peut également modifier les propriétés des surfaces en acier inoxydable par la formation d'un film de

INTRODUCTION

conditionnement, favorisant ainsi l'attachement bactérien et la persistance du biofilm (Briegaet *al.*, 2025; Goetz *et al.*, 2025).

Dans ce contexte, l'étude de l'influence des facteurs environnementaux sur la capacité de formation du biofilm chez *Pseudomonas aeruginosa* apparaît essentielle afin de mieux comprendre les mécanismes impliqués dans sa persistance au sein des environnements agroalimentaires. L'objectif principal de ce travail est donc d'évaluer l'impact de certains facteurs environnementaux, notamment la température et le film de conditionnement laitier, sur la formation du biofilm par des souches de *Pseudomonas aeruginosa* isolées des lignes de productions du lait cru pasteurisé.

Le manuscrit est organisé en trois parties. La première partie correspond à une synthèse bibliographique composée de deux chapitres : le premier est consacré aux généralités sur les biofilms bactériens, tandis que le second présentera *Pseudomonas aeruginosa* et l'impact des facteurs environnementaux sur sa capacité de formation du biofilm. La deuxième partie décrit le matériel et les méthodes utilisés pour la réalisation de l'étude expérimentale. La troisième partie présentera les résultats obtenus ainsi que leur discussion. Enfin, une conclusion générale clôturera ce travail.



Chapitre I :
Le Biofilm Bactérien



I.1.Généralités et concept du biofilm

I.1.1.Définition: Le biofilm bactérien désigne une communauté organisée de micro- organismes adhérant de façon stable à une surface, qu'elle soit biotique ou abiotique, et entourée d'une matrice extracellulaire produite par les cellules elles-mêmes (Damyanova & Paunova-Krasteva, 2025). Cette matrice est principalement composée de polysaccharides, de protéines, d'ADN extracellulaire et d'eau, assurant ainsi la cohésion, la stabilité et le maintien de la communauté microbienne (Ugwu *et al.*, 2025).

Contrairement aux bactéries planctoniques vivant librement en suspension dans le milieu, les bactéries intégrées dans un biofilm adoptent un mode de vie sessile caractérisé par une organisation collective et structurée. Les cellules microbiennes y sont réparties au sein d'une architecture tridimensionnelle favorisant les interactions cellulaires, les échanges métaboliques ainsi que l'adaptation aux conditions environnementales (Ban-Cucerzan *et al.*, 2025; Coppola *et al.*, 2025). Ces éléments structuraux sont présentés dans la Figure 1, qui illustre les principaux constituants de la structure du biofilm.

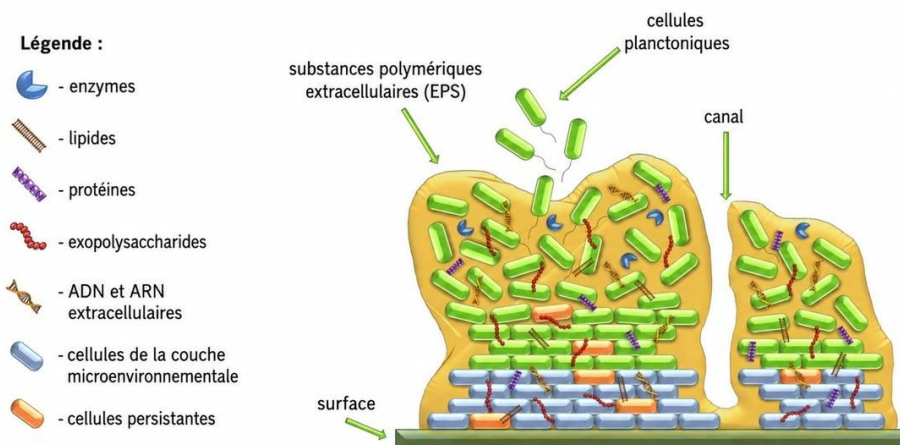


Figure 1: structure générale d'un biofilm bactérien (Olaimat *et al.*, 2024)

La formation des biofilms peut avoir lieu sur une grande variété de surfaces, notamment celles utilisées dans les environnements agroalimentaires comme l'acier inoxydable, le verre ou les matériaux polymériques (Olaimat *et al.*, 2024). La matrice extracellulaire joue alors un rôle essentiel dans le maintien de l'intégrité structurale du biofilm et dans la protection des cellules bactériennes contre les contraintes du milieu extérieur (Cheng *et al.*, 2025).

I.1.2. Historique : Le concept de biofilm s'est développé progressivement avec l'évolution des connaissances en microbiologie. Pendant de nombreuses années, les microorganismes ont principalement été étudiés sous forme planctonique, c'est-à-dire libres en suspension dans des milieux liquides. Cette approche dominait les recherches microbiologiques, tandis que les

microorganismes fixés aux surfaces recevaient peu d'attention scientifique (Damyanova & Paunova-Krasteva, 2025).

À partir des années 1970, plusieurs observations ont montré que, dans les environnements naturels, les bactéries vivent majoritairement sous forme de communautés attachées aux surfaces plutôt qu'à l'état libre. Cette découverte a marqué une étape importante dans la compréhension du comportement microbien et a conduit à l'émergence progressive du concept de biofilm. Par la suite, les progrès réalisés en microscopie et en biologie moléculaire ont permis de mieux visualiser l'organisation tridimensionnelle de ces communautés ainsi que la complexité de leur structure (Coppola *et al.*, 2025).

Durant les années 1990 et 2000, l'intérêt porté aux biofilms s'est considérablement développé, notamment dans le domaine agroalimentaire. Des contaminations bactériennes persistantes observées dans les installations industrielles ont conduit les chercheurs à démontrer que certaines bactéries étaient capables de former des communautés organisées protégées par une matrice extracellulaire. Cette capacité expliquait en partie leur persistance sur les surfaces de transformation alimentaire malgré les opérations de nettoyage et de désinfection (Ban- Cucerzan *et al.*, 2025; Olaimat *et al.*, 2024).

Par la suite, les recherches se sont davantage orientées vers l'étude des mécanismes impliqués dans l'adhésion bactérienne, la maturation des biofilms et leur résistance aux agents antimicrobiens. L'identification de microorganismes pathogènes capables de persister durablement dans les environnements de transformation alimentaire, notamment dans les industries carnées et laitières, a renforcé l'importance accordée à l'étude des biofilms dans le domaine de la sécurité sanitaire des aliments (Arthur *et al.*, 2025; Alves *et al.*, 2024).

Plus récemment, les avancées en génétique moléculaire ont permis d'approfondir les connaissances sur les mécanismes régulant le développement des biofilms, en particulier les systèmes de communication bactérienne comme le Quorum Sensing. Ces travaux ont montré que la formation du biofilm correspond à un processus dynamique et fortement influencé par les conditions environnementales (Yao *et al.*, 2025). Les nouvelles approches de recherche permettent aujourd'hui une meilleure compréhension de l'organisation structurale et fonctionnelle des biofilms dans différents environnements, notamment dans le secteur agroalimentaire (Coppola *et al.*, 2025).

I.1.3. Différence entre le mode planctonique et le mode sessile : Les bactéries peuvent adopter deux modes de vie distincts en fonction des conditions dans lesquelles elles évoluent, soit elles restent sous forme planctonique, c'est-à-dire en suspension dans le milieu, soit elles s'attachent à

une surface et se développent sous forme de biofilm, adoptant ainsi un mode de vie sessile. Cette transition ne correspond pas simplement à un changement d'état physique, mais s'accompagne d'une modification profonde de leur fonctionnement biologique. Des études récentes ont mis en évidence que les cellules intégrées dans un biofilm mature présentent un profil d'expression génétique nettement différent de celui des cellules planctoniques, notamment en ce qui concerne les mécanismes impliqués dans l'adaptation au stress et la régulation du métabolisme (Cheng *et al.*, 2025; Wang *et al.*, 2025). La Figure 2 met en évidence les changements associés au passage des bactéries d'un état planctonique vers un mode de vie sessile fixé à une surface.

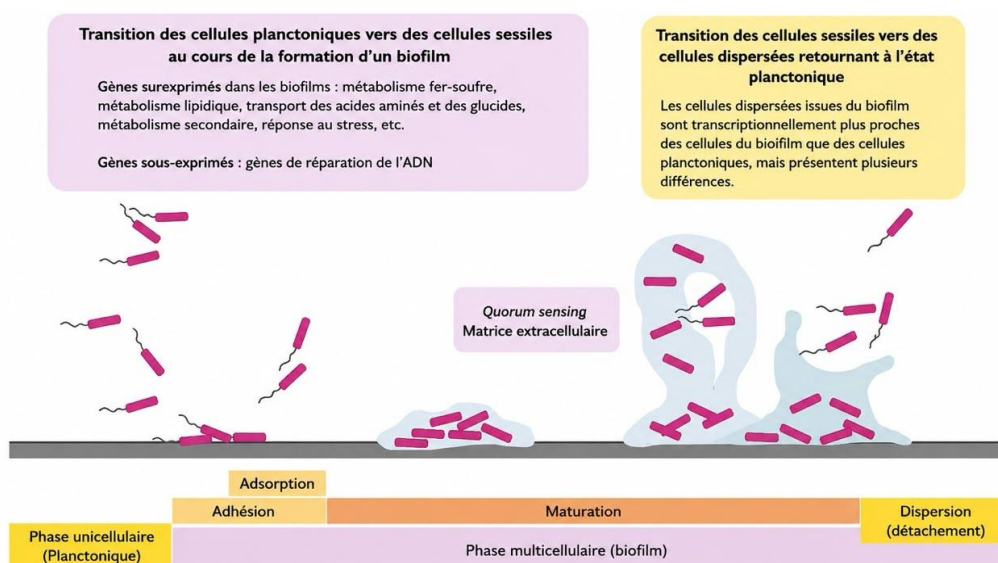


Figure 2: transition des cellules planctoniques vers les cellules sessiles lors de la formation du biofilm bactérien (Berlanza et Guerrero, 2016)

Sur le plan physiologique, les cellules sessiles présentent une organisation collective plus marquée que les cellules planctoniques. Cette organisation s'accompagne de différences importantes dans leur activité métabolique et dans leur capacité d'adaptation aux conditions du milieu. Ainsi, les bactéries intégrées dans un biofilm tolèrent généralement mieux les agents antimicrobiens et les stress environnementaux que les cellules planctoniques (Rahman *et al.*, 2025; Sun *et al.*, 2025).

En outre, le biofilm est considéré comme une structure dynamique plutôt que statique. Il peut fonctionner comme un véritable réservoir microbien capable de libérer des cellules planctoniques viables dans l'environnement. Même lorsqu'il est exposé à des agents biocides, le biofilm peut maintenir une activité métabolique suffisante pour assurer cette dispersion, ce qui favorise les phénomènes de recontamination (Cheng *et al.*, 2025 ; Klopperet *al.*, 2024). Cette capacité de dissémination renforce le rôle du biofilm dans la persistance des micro-organismes en milieu industriel.

Dans le secteur agroalimentaire, la distinction entre les formes planctoniques et sessiles est particulièrement importante, car leur comportement face aux procédures d'hygiène diffère fortement. Les bactéries libres en suspension sont généralement plus sensibles aux agents de nettoyage et de désinfection. À l'inverse, les bactéries intégrées dans un biofilm bénéficient de la protection assurée par la matrice extracellulaire ainsi que par l'organisation structurée de la communauté microbienne, ce qui augmente leur capacité de survie sur les surfaces de transformation alimentaire (Sun *et al.*, 2025; Olaimat *et al.*, 2024). Cette protection réduit l'efficacité des traitements appliqués et favorise les recontaminations des équipements et des aliments dans les industries agroalimentaires (Cheng *et al.*, 2025; Rahman *et al.*, 2025).

Les principales différences entre les cellules planctoniques et sessiles sont résumées dans le Tableau 1.

Tableau 1: comparaison entre les cellules planctoniques et les cellules sessiles (Cheng *et al.*, 2025; Rahman *et al.*, 2025; Sun *et al.*, 2025; Wang *et al.*, 2025; Olaimat *et al.*, 2024) :

Caractéristiques	Cellules planctoniques	Cellules sessiles
Mode de vie	Libre	Attaché à une surface
Organisation	Individuelle	Communautaire
Sensibilité aux agents antimicrobiens	Élevée	Faible
Métabolisme	Actif uniforme	Variable
Résistance au stress	Faible	Élevée
Matrice extracellulaire	Absente	Présente

I.1.4. Intérêt écologique et industriel : Dans les environnements naturels, les biofilms représentent une forme d'organisation microbienne très répandue. Les micro-organismes s'y développent sous forme de communautés fixées sur différentes surfaces, ce qui favorise les interactions entre les espèces ainsi que les échanges métaboliques. Cette organisation collective contribue à leur survie face aux variations du milieu et participe à plusieurs processus écologiques, notamment aux cycles biogéochimiques et à la dégradation de la matière organique dans les écosystèmes (Nanchaiah & Lens, 2026; Xu *et al.*, 2023).

Dans le contexte industriel, en particulier dans le secteur agroalimentaire, les biofilms constituent un enjeu majeur pour la sécurité sanitaire des aliments. Les bactéries peuvent adhérer aux équipements de transformation, tels que l'acier inoxydable ou certains matériaux plastiques, puis s'y maintenir durablement sous forme de biofilms. Selon Ban-Cucerzan *et al.*, (2025), ces

communautés microbiennes représentent des sources persistantes de contamination dans les installations industrielles.

Les environnements de transformation alimentaire offrent souvent des conditions favorables au développement des biofilms microbiens. Dans certaines filières, notamment l'industrie de la viande, ces structures peuvent se développer dans des zones difficiles d'accès ou insuffisamment nettoyées, où l'humidité et les résidus organiques favorisent la colonisation bactérienne. Alves et ses collaborateurs (2024) ont montré que ces biofilms peuvent abriter de nombreuses espèces microbiennes, y compris des bactéries pathogènes. Ils peuvent également contenir des microorganismes responsables de l'altération des aliments, ce qui souligne leur importance dans l'écologie microbienne des environnements agroalimentaires (Xu *et al.*, 2023).

I.2 Structure et organisation du biofilm :

Les biofilms présentent une structure complexe permettant aux micro-organismes de s'installer durablement sur différents supports. Cette organisation favorise les interactions entre les cellules bactériennes et contribue à leur adaptation face aux contraintes environnementales. (Ban-Cucerzan *et al.*, 2025; Olaimat *et al.*, 2024).

1.2.1. Matrice extracellulaire (EPS): Au sein des biofilms, les micro-organismes ne vivent pas de manière isolée mais sont intégrés dans une matrice extracellulaire appelée substances polymériques extracellulaires (EPS). Produite par les cellules bactériennes, cette matrice constitue l'élément principal assurant la cohésion et la stabilité du biofilm. Dans les environnements de transformation alimentaire, cette structure contribue également à la persistance des bactéries sur les matériaux en contact avec les aliments (Alves *et al.*, 2024).

La matrice d'EPS est composée de différentes macromolécules biologiques principalement des polysaccharides extracellulaires, des protéines, des lipides et de l'ADN extracellulaire. Ces constituants forment un réseau tridimensionnel capable de retenir l'eau et les nutriments nécessaires au développement des micro-organismes (Rosario *et al.*, 2024). Chez certaines bactéries, des composés spécifiques participent activement à la structure du biofilm. Chez *Pseudomonas aeruginosa*, par exemple, l'alginate joue un rôle important dans l'adhésion cellulaire et dans la stabilité de la matrice extracellulaire (Gheorghita *et al.*, 2022).

Cette matrice représente également un mécanisme de protection important pour les bactéries présentes au sein du biofilm. Elle agit comme une barrière physique qui limite la pénétration de certaines molécules extérieures et participe ainsi à la protection des cellules bactériennes au sein du biofilm (Olaimat *et al.*, 2024). Cette capacité protectrice favorise

notamment la persistance de certains biofilms formés par *Listeria monocytogenes* sur les surfaces de transformation alimentaire (Byunet *al.*, 2022).

Certains composants de l'EPS interviennent aussi dans les interactions entre les cellules bactériennes et participent aux mécanismes de communication microbienne. Ces échanges permettent une meilleure coordination des activités métaboliques et facilitent l'adaptation des bactéries aux variations des conditions environnementales (Haidar *et al.*, 2024).

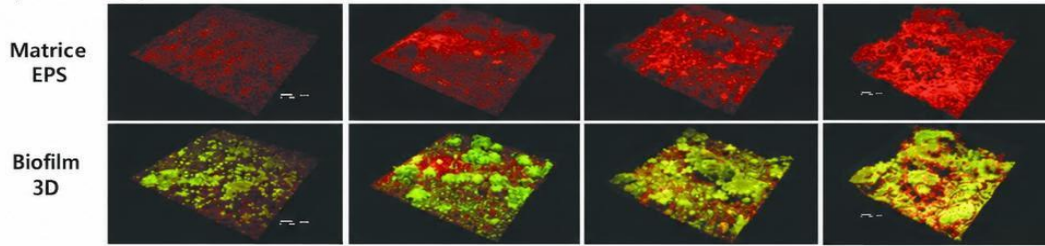
1.2.2. Constituants du biofilm : Les biofilms peuvent être constitués d'une seule ou de plusieurs espèce bactérienne coexistant dans un même environnement, favorisant ainsi les interactions et les échanges métaboliques entre les micro-organismes (Hasan & Aggarwal, 2025; Olaimat *et al.*, 2024). Dans le contexte agroalimentaire, ces communautés regroupent parfois des bactéries responsables de l'altération des aliments ainsi que des micro-organismes pathogènes capables (Akteret *al.*, 2025).

Les cellules bactériennes représentent le constituant principal du biofilm. À l'intérieur de cette structure, elles sont regroupées sous forme de microcolonies reliées entre elles par la matrice extracellulaire. (Hasan & Aggarwal, 2025 ; Kim *et al.*, 2023). Selon les conditions environnementales, les bactéries présentes dans un même biofilm peuvent également développer des fonctions complémentaires contribuant à la stabilité de l'ensemble microbien (Muthuraman *et al.*, 2025).

1.2.3. L'eau : Elle constitue également un élément essentiel de la structure du biofilm puisqu'elle assure le maintien d'un environnement hydraté favorable à l'activité cellulaire. Elle participe aussi à la diffusion des nutriments, des métabolites et des molécules de signalisation à l'intérieur du biofilm, permettant ainsi le développement et le fonctionnement des populations bactériennes (Olaimat *et al.*, 2024).

1.2.3. Architecture tridimensionnelle : Les biofilms présentent une architecture tridimensionnelle dans laquelle les bactéries sont regroupées sous forme de microcolonies plutôt que réparties uniformément à la surface des matériaux. Ces microcolonies sont séparées par des canaux aqueux permettant la circulation de l'eau, des nutriments et des métabolites nécessaires au fonctionnement de la communauté bactérienne (Agarwal *et al.*, 2025). Cette disposition structurale contribue à la stabilité du biofilm et favorise les interactions entre les cellules microbiennes. **La Figure 3** illustre le développement tridimensionnel du biofilm de *Streptococcus mutans* ainsi que l'organisation progressive des microcolonies au sein de la matrice EPS.

(a) Développement tridimensionnel du biofilm



(b) Organisation des microcolonies au cours de la maturation du biofilm

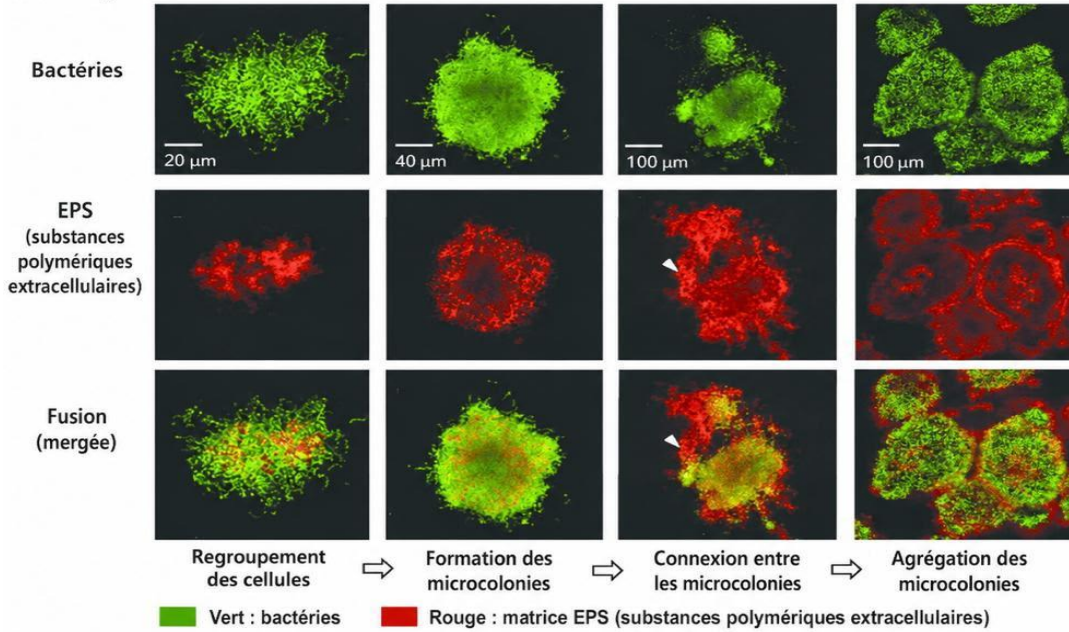


Figure 3: architecture tridimensionnelle et organisation des microcolonies au cours de la maturation du biofilm. les bactéries (vert) sont organisées en microcolonies entourées d'une matrice EPS (rouge), contribuant à la structuration et à la stabilité du biofilm (Koo *et al.*, 2013)

À l'intérieur du biofilm, les bactéries peuvent être exposées à des conditions physico-chimiques variables selon leur position dans la structure. La présence de gradients de nutriments, d'oxygène ou de métabolites entraîne ainsi la formation de microenvironnements distincts, permettant aux cellules bactériennes de mieux s'adapter aux contraintes du milieu extérieur (Rath *et al.*, 2025; Böhning *et al.*, 2024).

L'architecture du biofilm peut également être influencée par plusieurs paramètres environnementaux, notamment la nature des surfaces, la disponibilité des nutriments et les conditions physico-chimiques du milieu. Ces facteurs peuvent modifier la densité, l'épaisseur et l'organisation de la structure du biofilm, influençant ainsi sa tolérance aux traitements antimicrobiens (Nahum *et al.*, 2026; Guéneau *et al.*, 2025).

1.3. Processus de formation du biofilm

La formation du biofilm est un phénomène évolutif au cours duquel les bactéries passent progressivement d'un mode de vie libre à une organisation collective fixée sur des surfaces biotiques ou abiotiques. Comme l'illustre la figure 4, ce processus implique plusieurs étapes successives, à savoir l'adhésion réversible, l'adhésion irréversible, la phase de maturation puis la dispersion des cellules bactériennes (Li *et al.*, 2025). Dans le domaine agroalimentaire, ces différentes étapes favorisent la persistance des micro-organismes sur les équipements et les surfaces de transformation, ce qui augmente les risques de contamination croisée et compromet la qualité sanitaire des aliments (Ban-Cucerzan *et al.*, 2025; Dawan & Ahn, 2025).

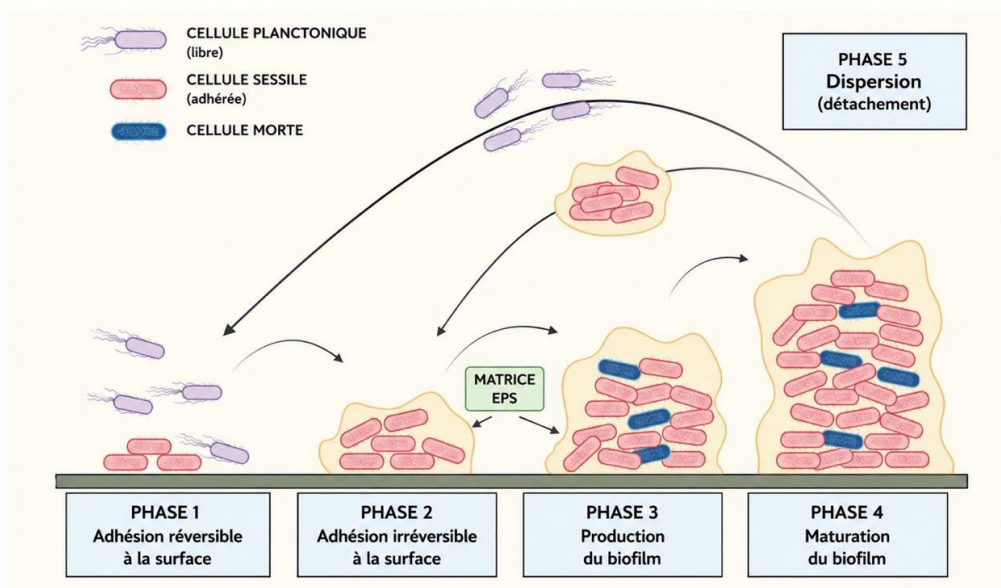


Figure 4: Etapes de formation d'un biofilm bactérien (Wang *et al.*, 2024)

1.3.1. Adhésion réversible : La formation du biofilm commence par une phase d'adhésion réversible, durant laquelle les bactéries entrent en contact avec une surface sans y être encore fixées de façon définitive. Cette première interaction dépend surtout de forces physicochimiques, comme les interactions électrostatiques, hydrophobes et les forces de van der Waals, qui s'établissent entre la cellule bactérienne et le support (Sun *et al.*, 2025). Certaines structures bactériennes, notamment les flagelles et les pili de type IV, facilitent également le rapprochement des cellules vers la surface et participent à cet attachement temporaire (Sun *et al.*, 2025; Olaimat *et al.*, 2024).

Les caractéristiques du support jouent aussi un rôle important dans cette étape initiale. L'hydrophobicité, l'énergie de surface et la composition chimique du matériau peuvent modifier l'intensité des interactions entre les bactéries et la surface (Ban-Cucerzan *et al.*, 2025; Coppola *et al.*, 2025). Dans les milieux agroalimentaires, les surfaces en contact avec les aliments sont

rapidement recouvertes d'un film de conditionnement formé des protéines, des lipides, des glucides et des résidus organiques. Cette couche modifie les propriétés du matériau et peut faciliter l'adhésion microbienne sur des supports comme l'acier inoxydable, le polyéthylène ou certains plastiques (Olaimat *et al.*, 2024; Fu *et al.*, 2021).

La nature du matériau influence également la capacité des bactéries à s'attacher. Les surfaces rugueuses ou usées retiennent plus facilement les cellules, car elles offrent de petites zones protégées favorables à leur fixation (Turpin & Doménech-Sánchez, 2026; Ban-Cucerzan *et al.*, 2025). Des travaux réalisés dans des conditions proches du milieu industriel montrent aussi que l'adhésion varie selon l'espèce bactérienne et selon les propriétés propres à chaque matériau (Blaeskeet *et al.*, 2024; Carvalho *et al.*, 2024).

D'autres propriétés physiques des matériaux peuvent intervenir à ce stade. La rigidité, l'épaisseur ou encore la flexibilité des surfaces peuvent modifier l'intensité de l'attachement bactérien et influencer les premières étapes de formation du biofilm (Unangil *et al.*, 2025). L'adhésion réversible apparaît donc comme un processus multifactoriel, dépendant à la fois des caractéristiques bactériennes, des propriétés du support et des conditions environnementales présentes dans les milieux agroalimentaires.

1.3.2. Adhésion irréversible : Après avoir établi un premier contact réversible avec une surface, les bactéries doivent franchir une étape déterminante pour pérenniser leur installation: la fixation irréversible. Ce stade constitue un véritable tournant dans la dynamique de colonisation, car il conditionne la poursuite du développement vers un biofilm mature et structuré (Alonso *et al.*, 2023). Loin de se limiter à un simple maintien passif, les cellules mobilisent alors des structures spécialisées qui renforcent leur ancrage et rendent le détachement beaucoup plus difficile (Carabelli *et al.*, 2022). Parallèlement, les caractéristiques physiques de la surface, comme sa rugosité ou son caractère hydrophobe, peuvent favoriser ou freiner cette adhésion durable (Li *et al.*, 2025).

Une fois cette fixation stabilisée, les bactéries commencent à produire activement des substances polymériques extracellulaires (EPS). Ces substances enveloppent progressivement les cellules et renforcent leur cohésion au sein du biofilm (Akter *et al.*, 2025).

Sur le plan moléculaire, cette transition vers l'irréversibilité est étroitement orchestrée par des systèmes de communication intercellulaire. Le Quorum Sensing, et plus particulièrement la voie de signalisation médiée par l'autoinducteur AI-2, joue un rôle central en régulant l'expression des gènes impliqués dans la production de la matrice et la consolidation de l'ancrage

bactérien (Li *et al.*, 2025). Ces mécanismes participent ainsi à la stabilisation progressive du biofilm naissant et à son évolution vers une structure plus organisée.

1.3.3. Développement et maturation du biofilm : Après la fixation irréversible, les bactéries commencent à se multiplier sur la surface colonisée et forment progressivement de petites agrégations appelées microcolonies. Cette étape correspond au début de l'organisation du biofilm en une communauté structurée. Selon Shinehet *al.* (2023), cette croissance collective favorise les interactions entre cellules et participe au développement du biofilm. Dans les environnements agroalimentaires, elle peut aussi contribuer à une contamination durable des surfaces de transformation (Ban-Cucerzan *et al.*, 2025).

Lorsque la densité cellulaire augmente, le biofilm évolue vers une architecture tridimensionnelle plus complexe. Les microcolonies sont séparées par des canaux internes qui permettent la circulation de l'eau, des nutriments et des métabolites nécessaires à l'activité bactérienne. Cette structure contribue au maintien de la viabilité des cellules et facilite l'adaptation du biofilm aux conditions du milieu (Sun *et al.*, 2025). À ce stade, l'organisation mature du biofilm renforce la tolérance des communautés bactériennes face aux contraintes appliquées dans l'industrie alimentaire (Dawan&Ahn, 2025).

La maturation du biofilm repose aussi sur des mécanismes de communication cellulaire qui permettent aux bactéries de coordonner certaines activités collectives (Sun *et al.*, 2025). Dans les biofilms formés par plusieurs espèces, les interactions microbiennes sont souvent plus complexes et peuvent renforcer l'organisation de cette communauté (Yang *et al.*, 2026; Ban- Cucerzan *et al.*, 2025).

Dans l'industrie laitière, cette maturation représente une difficulté importante, car certaines bactéries, notamment celles du genre *Pseudomonas*, peuvent rester fixées sur les équipements comme les cuves, les conduites ou les échangeurs thermiques. Une fois installés, ces biofilms deviennent difficiles à éliminer et peuvent participer à la recontamination du lait après la pasteurisation (LaPointe *et al.*, 2025; Chang *et al.*, 2024). Leur structure mature protège les cellules contre les contraintes du milieu et favorise leur survie dans les ateliers de transformation laitière (Ban-Cucerzan *et al.*, 2025).

1.3.4. Dispersion : Après la phase de maturation, le biofilm atteint un niveau d'organisation où certaines cellules bactériennes peuvent se détacher de la communauté microbienne. Ce phénomène correspond à la dispersion, qui constitue la dernière étape du cycle de vie du biofilm.

À ce stade, une partie des bactéries quitte la structure organisée afin de coloniser de nouvelles surfaces ou d'autres environnements favorables à leur développement. Ce processus

peut être déclenché lorsque les conditions à l'intérieur du biofilm deviennent moins favorables, par exemple en cas de limitation en nutriments ou d'accumulation de produits métaboliques. Plusieurs travaux ont montré que ces modifications de l'environnement peuvent favoriser le détachement de certaines cellules et leur retour à un mode de vie planctonique (Wang *et al.*, 2023; Ma *et al.*, 2022).

La dispersion des bactéries est également régulée par différents mécanismes cellulaires. Certaines molécules de signalisation peuvent induire des changements physiologiques permettant aux bactéries de se détacher progressivement du biofilm. Chez *Pseudomonas aeruginosa*, par exemple, des molécules spécifiques peuvent activer des protéines sensorielles impliquées dans la perception des signaux environnementaux et dans l'initiation du processus de dispersion (Kalia *et al.*, 2023). Ces mécanismes sont souvent associés à des systèmes de communication bactérienne qui coordonnent le comportement collectif des cellules au sein du biofilm et facilitent la libération de certaines populations bactériennes (Sharahiet *al.*, 2026; Wang *et al.*, 2023).

Par ailleurs, certains facteurs génétiques participent également à la régulation de cette étape. L'activation de gènes spécifiques peut entraîner des modifications physiologiques permettant aux bactéries de se détacher progressivement de la matrice et de redevenir mobiles. Chez certaines espèces bactériennes, la variation de signaux intracellulaires ou de certaines voies de régulation peut ainsi favoriser la dissociation des cellules du biofilm (Shao *et al.*, 2024). De plus, différents signaux environnementaux, notamment certaines variations ioniques ou chimiques, peuvent intervenir dans la régulation de ce processus (Esinet *et al.*, 2025; Ma *et al.*, 2022).

Les cellules libérées lors de la dispersion possèdent souvent des caractéristiques physiologiques particulières qui leur permettent de s'adapter rapidement à un nouvel environnement. Elles peuvent conserver certaines propriétés associées au mode de vie en biofilm, ce qui facilite leur attachement à d'autres surfaces et la formation de nouvelles communautés microbiennes. (Singh *et al.*, 2026; Li *et al.*, 2025).

1.4. Facteurs influençant le développement du biofilm

Le développement des biofilms dépend fortement des conditions environnementales auxquelles les micro-organismes sont exposés. Dans les environnements agroalimentaires, différents facteurs physiques, chimiques et liés aux surfaces influencent l'adhésion bactérienne, la croissance des communautés microbiennes ainsi que la stabilité de la matrice extracellulaire. La Figure 5 présente les principaux facteurs impliqués dans la formation du biofilm tels que la température, le pH, la disponibilité en nutriments ou les propriétés physico- chimiques des

matériaux interviennent directement dans les mécanismes de formation et de persistance des biofilms (Ban-Cucerzan *et al.*, 2025; Sun *et al.*, 2025).

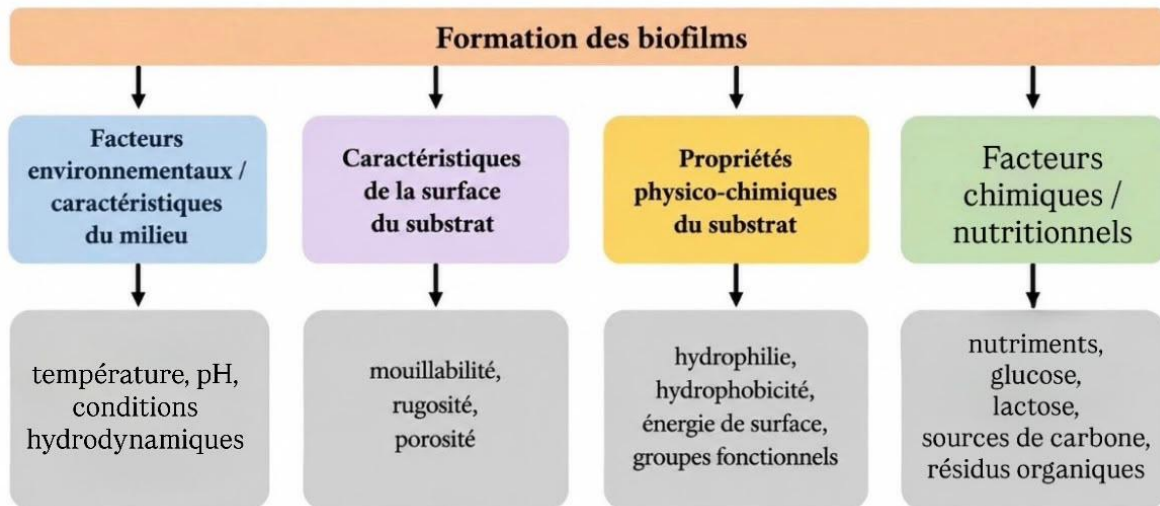


Figure 5: Facteurs influençant la formation du biofilm (Briandet *et al.*, 2022)

1.4.1. Facteurs physiques (température, pH, hydrodynamisme) : Le développement des biofilms est fortement influencé par les conditions physiques de l'environnement. Parmi ces paramètres, la température occupe une place centrale puisqu'elle agit directement sur l'activité métabolique des micro-organismes et sur leur capacité à coloniser les surfaces. Les variations thermiques peuvent modifier différents mécanismes cellulaires impliqués dans l'adhésion bactérienne et dans l'organisation structurale du biofilm. Chez *Pseudomonas aeruginosa*, certaines études ont montré que les changements de température activent des voies de signalisation favorisant l'agrégation cellulaire et la structuration du biofilm (Li *et al.*, 2026). Dans le secteur agroalimentaire, cette influence est particulièrement importante puisque certaines bactéries conservent leur aptitude à former des biofilms même à basse température, favorisant ainsi leur persistance sur les surfaces de transformation et de stockage des aliments (Liu *et al.*, 2026).

Le pH représente également un facteur capable de modifier le comportement des bactéries et leur aptitude à coloniser les surfaces. Les variations de pH influencent les propriétés de surface des cellules bactériennes ainsi que les interactions physico-chimiques entre les micro-organismes et les matériaux. Des travaux réalisés sur certaines espèces du genre *Vibrio* ont montré que les modifications de pH et de température peuvent affecter significativement la croissance bactérienne ainsi que l'organisation du biofilm (Correa-Velez *et al.*, 2023). Des observations similaires ont également été rapportées chez plusieurs bactéries isolées de milieux

aquatiques, dont la capacité de formation du biofilm varie selon les conditions de pH rencontrées dans leur environnement (Silva *et al.*, 2022).

Les conditions hydrodynamiques constituent aussi un élément déterminant dans le développement des biofilms. Les mouvements de fluides influencent non seulement l'adhésion initiale des cellules bactériennes, mais également la diffusion des nutriments et l'élimination des produits métaboliques à l'intérieur du biofilm. Certaines études ont montré que les forces de cisaillement générées par l'écoulement des liquides peuvent modifier la structure et la densité des biofilms bactériens, notamment chez *Escherichiacoli* (Soares *et al.*, 2022). Dans les installations agroalimentaires, les flux hydrodynamiques présents dans les équipements de transformation peuvent ainsi favoriser l'établissement de biofilms plus organisés et parfois plus persistants (Ban-Cucerzan *et al.*, 2025). L'interaction entre ces différents paramètres physiques contribue donc à la capacité d'adaptation des biofilms dans les systèmes de transformation et de conservation des aliments (Sun *et al.*, 2025; Mishra *et al.*, 2024).

1.4.2. Facteurs chimiques (nutriments et sources de carbone) : La disponibilité des nutriments constitue l'un des principaux facteurs chimiques influençant la formation des biofilms bactériens. Dans les environnements agroalimentaires, les résidus organiques présents sur les surfaces fournissent aux micro-organismes les éléments nécessaires à leur croissance et à leur installation. Cette disponibilité nutritionnelle stimule l'activité métabolique bactérienne ainsi que la production de matrice extracellulaire, contribuant à la stabilité et à la persistance des biofilms sur les surfaces de transformation alimentaire (Pant *et al.*, 2026, Siri *et al.*, 2024).

La composition du milieu nutritif joue également un rôle important dans la régulation de la croissance bactérienne et dans la capacité des cellules à former des biofilms. Certains composés, tels que le glucose, la tryptone ou le NaCl, peuvent favoriser le développement du biofilm chez différentes bactéries, notamment *Staphylococcus aureus* (Hu *et al.*, 2025). De façon similaire, la disponibilité des nutriments peut influencer l'adhésion cellulaire et la production de matrice extracellulaire chez *Listeria monocytogenes*, facilitant ainsi la persistance du biofilm sur les surfaces alimentaires (Liu *et al.*, 2024).

Les sources de carbone représentent également un élément déterminant dans le développement des biofilms. Dans les environnements alimentaires, les bactéries exploitent différents substrats carbonés présents dans les aliments ou dans les résidus organiques. Des études ont montré que certaines sources de carbone, comme le glucose, le lactose ou le maltose, peuvent influencer la biomasse du biofilm ainsi que l'activité métabolique bactérienne (Zhou *et al.*, 2023). La nature de ces substrats peut aussi modifier les interactions entre les

cellules bactériennes et les surfaces, influençant ainsi l'organisation et la stabilité du biofilm (Rajewska *et al.*, 2024).

Lorsque les conditions nutritionnelles deviennent défavorables, certaines bactéries développent des mécanismes d'adaptation afin d'assurer leur survie au sein du biofilm. Ces modifications métaboliques contribuent au maintien de la structure du biofilm et à sa persistance dans des environnements pauvres en nutriments. Des travaux récents ont montré que le stress nutritionnel peut stimuler certains mécanismes impliqués dans la formation du biofilm chez *Bacillus cereus* (Yuan *et al.*, 2025). Chez *Pseudomonas aeruginosa*, la privation en nutriments peut également modifier l'organisation cellulaire et renforcer certains mécanismes d'adhésion, favorisant ainsi la persistance du biofilm dans des conditions environnementales défavorables (De Plano *et al.*, 2024).

I.4.3. Facteurs liés à la surface: Les caractéristiques des surfaces en contact avec les aliments jouent un rôle majeur dans l'adhésion bactérienne et par conséquent le développement des biofilms a plusieurs paramètres, tels que la nature du matériau, la composition chimique ou les propriétés physico-chimiques des surfaces, peuvent favoriser ou limiter l'installation des micro-organismes (Iverset *et al.*, 2024; Olaimat *et al.*, 2024). Dans les unités de transformation alimentaire, les matériaux les plus utilisés sont l'acier inoxydable et différents polymères synthétiques présents dans les équipements industriels. Lorsque les conditions environnementales deviennent favorables, ces surfaces peuvent constituer des supports propices à la colonisation bactérienne (Counihan *et al.*, 2025; Su *et al.*, 2025).

La structure physique des matériaux, en particulier leur rugosité et leur topographie, influence également la capacité des bactéries à s'attacher aux surfaces. Les irrégularités et les micro-cavités peuvent offrir des zones de protection facilitant l'ancrage des cellules bactériennes et compliquant leur élimination lors des opérations de nettoyage et de désinfection (Pathirajah *et al.*, 2022). Dans ces conditions, certaines bactéries pathogènes, telles que *Listeria monocytogenes* ou *Salmonella*, peuvent persister plus facilement sur les surfaces de transformation et former des biofilms durables (Counihan *et al.*, 2025; Olaimat *et al.*, 2024).

Les propriétés physico-chimiques des matériaux, notamment l'hydrophobicité et l'énergie de surface, influencent également les interactions entre les bactéries et les supports de fixation. Certaines surfaces hydrophobes favorisent davantage l'adhésion initiale des cellules bactériennes, ce qui peut contribuer à la formation de biofilms plus stables (Ivers *et al.*, 2024). La présence de résidus organiques issus des aliments peut aussi entraîner la formation de films de

conditionnement à la surface des matériaux. Ces dépôts modifient les propriétés des surfaces et créent un environnement favorable à l'installation des bactéries (Bhagwat *et al.*, 2021).

Le tableau 2 résume les différents facteurs environnementaux et leurs effets sur l'organisation et la persistance du biofilm.

Tableau 2 : principaux facteurs influençant le développement des biofilms bactériens (Bancucierzane *et al.*, 2025 ; Sun *et al.*, 2025 ; Olaimat *et al.*, 2024 ; Rajewsker *et al.*, 2024 ; Albhagwat *et al.*, 2021) :

Type de surface	Exemples	Effetssurlebiofilm
Facteurs physiques	Température, pH	Influence la croissance bactérienne et l'adhésion
Facteurs hydrodynamiques	Flux, cisaillement	Modifient la structure, la densité et l'organisation du biofilm
Facteurs chimiques	Nutriments,glucose, lactose	Stimulent l'activité métabolique et la production de matrice EPS
Facteurs liés à la surface	Rugosité, hydrophobicité, énergie de surface	Favorisent l'adhésion bactérienne et la stabilité du biofilm
Résidus organiques	Déchets alimentaires, films de conditionnement	Facilitent la colonisation microbienne et la persistance des biofilms

1.5. Résistance et tolérance des biofilms

Les biofilms microbiens se caractérisent par une forte capacité à supporter les contraintes du milieu et l'action des agents antimicrobiens, ce qui explique leur persistance dans de nombreux environnements industriels. Leur matrice extracellulaire, associée à l'organisation collective des cellules, rend leur élimination plus difficile lors des opérations classiques de nettoyage et de désinfection (Sun *et al.*, 2025; Zhao *et al.*, 2024). Dans l'industrie agroalimentaire, cette persistance constitue un enjeu important, car elle peut favoriser les contaminations, compliquer le contrôle microbiologique et affecter la sécurité sanitaire des aliments (LaPointe *et al.*, 2025; Mazaheri *et al.*, 2021).

1.5.1. Tolérancedes biofilms aux agents anti microbiens : Les biofilms microbiens sont largement reconnus pour leur forte capacité de tolérance face à différents agents antimicrobiens. Cette propriété représente un défi important pour le contrôle des micro-organismes, notamment dans les environnements agroalimentaires. Contrairement aux bactéries planctoniques, les cellules intégrées dans un biofilm peuvent survivre à des concentrations élevées d'antibiotiques

ou de désinfectants, ce qui complique leur élimination et favorise leur maintien sur les surfaces industrielles (Sun *et al.*, 2025; Liu *et al.*, 2024).

Cette tolérance est étroitement liée à l'organisation structurale du biofilm, en particulier à la présence de la matrice extracellulaire (EPS) qui entoure les cellules bactériennes. Cette matrice agit comme une barrière protectrice limitant la diffusion des substances antimicrobiennes vers les couches internes du biofilm. Certains composés peuvent également être retenus ou neutralisés par les constituants de cette matrice, réduisant ainsi leur efficacité contre les bactéries de la communauté microbienne (Iaconis *et al.*, 2024; Liu *et al.*, 2024). De plus, les bactéries situées dans les zones profondes du biofilm présentent souvent une activité métabolique plus faible, ce qui diminue leur sensibilité aux agents antimicrobiens ciblant les cellules en croissance active (Iaconis *et al.*, 2024).

D'autres mécanismes biologiques participent également à cette capacité d'adaptation. Certaines bactéries possèdent des systèmes de pompes d'efflux capables d'expulser les molécules antimicrobiennes hors de la cellule, limitant ainsi leur accumulation intracellulaire. Des modifications de la perméabilité membranaire peuvent aussi réduire la pénétration de ces substances dans les cellules bactériennes (Walczak *et al.*, 2025). La proximité des bactéries au sein du biofilm favorise également les échanges génétiques, notamment le transfert horizontal de gènes de résistance, ce qui peut contribuer à l'émergence de populations bactériennes moins sensibles aux traitements antimicrobiens (Walczak *et al.*, 2025; Liu *et al.*, 2024).

Dans l'industrie agroalimentaire, la formation de biofilms constitue une problématique importante pour la sécurité sanitaire des aliments. Ces structures peuvent se développer sur différentes surfaces en contact avec les aliments, notamment l'acier inoxydable, les plastiques et d'autres matériaux utilisés dans les équipements de transformation. Une fois installés, les biofilms deviennent difficiles à éliminer malgré les opérations régulières de nettoyage et de désinfection, ce qui favorise la dissémination de micro-organismes dans les installations de production (Sun *et al.*, 2025). Une étude récente a également montré que certaines bactéries isolées dans ces environnements possèdent une forte aptitude à former des biofilms et à tolérer les désinfectants couramment utilisés dans les programmes d'hygiène industrielle (Ait Said *et al.*, 2026).

Plusieurs agents pathogènes alimentaires majeurs, tels que *Salmonella*, *Listeria monocytogenes* et *Staphylococcus aureus*, sont capables de former des biofilms particulièrement robustes. Certaines recherches ont montré que ces bactéries peuvent se développer dans des biofilms associés à des microplastiques, ce qui pourrait renforcer leur tolérance aux biocides et

favoriser leur survie dans l'environnement alimentaire (Xu *et al.*, 2024). Dans certains cas, la présence de plasmides spécifiques peut également réduire l'efficacité des désinfectants et contribuer au maintien des bactéries au sein des biofilms, rendant leur contrôle encore plus difficile dans les environnements industriels (Davies *et al.*, 2026; Akter *et al.*, 2025).

I.5.2. Impact industriel des biofilms : Dans l'industrie agroalimentaire, les biofilms représentent une problématique importante en matière d'hygiène et de sécurité sanitaire. Les micro-organismes capables de former ces structures développent une organisation collective qui favorise leur adaptation aux contraintes environnementales ainsi qu'aux conditions rencontrées dans les unités de transformation alimentaire (Zhao *et al.*, 2024).

Les biofilms peuvent se développer sur de nombreux équipements utilisés au cours des procédés de fabrication, notamment les conduites, les cuves de stockage, les échangeurs thermiques et les surfaces en contact direct avec les aliments. Une fois installées, ces communautés microbiennes peuvent constituer des sources continues de contamination en libérant régulièrement des cellules bactériennes dans l'environnement de production (LaPointe *et al.*, 2025; Hebishy *et al.*, 2024). Les zones humides, l'accumulation de résidus organiques et les surfaces difficilement accessibles favorisent particulièrement leur développement au sein des équipements industriels.

La présence de biofilms dans les chaînes agroalimentaires représente également un risque important pour la qualité microbiologique des aliments. Plusieurs bactéries pathogènes, telles que *Listeria monocytogenes*, *Salmonella spp.* et *Staphylococcus aureus*, sont capables de survivre au sein de ces structures et de contaminer les produits au cours des différentes étapes de transformation (Mantovam *et al.*, 2026). Cette situation favorise les phénomènes de contamination croisée et peut altérer la qualité sanitaire ainsi que la durée de conservation des aliments.

En outre, les biofilms peuvent favoriser la diffusion de mécanismes de résistance bactérienne dans les environnements industriels. La proximité des cellules au sein de la matrice extracellulaire facilite les échanges génétiques entre micro-organismes, ce qui complique davantage les stratégies de contrôle sanitaire (Elbehiry *et al.*, 2025). Dans les biofilms polymicrobiens, les interactions entre différentes espèces renforcent également la capacité d'adaptation des communautés bactériennes face aux contraintes appliquées en industrie alimentaire (Yuan *et al.*, 2025).

Les propriétés physiques des matériaux influencent aussi l'installation des biofilms. Les surfaces rugueuses, fissurées ou altérées favorisent l'adhésion des micro-organismes et créent des

zones protectrices où les bactéries peuvent s'accumuler plus facilement. Dans ces conditions, l'élimination des cellules bactériennes devient plus difficile au cours des opérations d'entretien des équipements (Dhaliwal *et al.*, 2025; Hebishy *et al.*, 2024).

1.5.3. Problématique en industrie agroalimentaire : Dans l'industrie agroalimentaire, les biofilms formés par des espèces comme *Pseudomonas aeruginosa* et *Pseudomonas fluorescens* constituent un enjeu important, car ils peuvent adhérer aux surfaces de production et persister malgré les opérations de nettoyage et de désinfection. Contrairement aux cellules libres, les bactéries organisées en biofilm restent fixées durablement aux équipements et peuvent libérer régulièrement des cellules dans l'environnement de production, favorisant ainsi des recontaminations répétées des aliments (Zhao *et al.*, 2024; Mazaheri *et al.*, 2021).

Les conditions présentes dans les ateliers de transformation facilitent souvent cette installation. L'humidité, les résidus organiques, les variations de température et l'utilisation de matériaux comme l'acier inoxydable créent un environnement favorable à l'adhésion bactérienne. Certaines espèces psychrotrophes, notamment *Pseudomonas fluorescens*, sont particulièrement préoccupantes dans les aliments réfrigérés, car elles peuvent se développer à basse température et altérer rapidement les produits alimentaires (Espinoza-Erazo *et al.*, 2025; LaPointe *et al.*, 2025).

L'influence des facteurs environnementaux renforce encore cette difficulté de contrôle. La température peut modifier l'adhésion bactérienne, la production de matrice extracellulaire et l'organisation du biofilm. De plus, les surfaces industrielles usées ou irrégulières favorisent l'attachement des cellules et protègent davantage les bactéries contre les traitements appliqués. Une fois le biofilm installé, sa matrice limite la pénétration des agents antimicrobiens et réduit l'efficacité des procédures classiques de sanitation (Lopes *et al.*, 2026; Sun *et al.*, 2025).

Les biofilms de *Pseudomonas* possèdent une grande capacité d'adaptation, notamment grâce à la production d'exopolysaccharides, à la communication cellulaire par Quorum Sensing et à leur réponse aux conditions de stress. Ces mécanismes leur permettent de se maintenir plus facilement sur les surfaces de transformation et de survivre dans les chaînes de production agroalimentaire (Yuan *et al.*, 2025; Zhao *et al.*, 2024). Cette persistance, influencée par des facteurs comme la température ou l'état des matériaux, peut réduire l'efficacité des mesures d'hygiène, altérer la qualité des aliments et favoriser des contaminations répétées des équipements et des produits transformés (Lopes *et al.*, 2026; Espinoza-Erazo *et al.*, 2025; Sun *et al.*, 2025).



Chapitre II :

***Pseudomonas aeruginosa* et l'impact des facteurs environnementaux sur sa capacité de formation du biofilm**



II.1. Caractéristiques générales

Pseudomonas aeruginosa est une bactérie opportuniste largement répandue dans différents environnements naturels, industriels et agroalimentaires. Cette large distribution est liée à son importante adaptabilité physiologique, à sa polyvalence métabolique ainsi qu'à sa capacité de former des biofilms persistants sur de nombreuses surfaces (Krell & Matilla, 2024; Li *et al.*, 2023). L'étude de ses caractéristiques morphologiques, physiologiques et écologiques permet ainsi de mieux comprendre les mécanismes impliqués dans sa persistance au sein des environnements agroalimentaires.

II.1.1. Classification et morphologie : *Pseudomonas aeruginosa* appartient au phylum des *Pseudomonadota* (anciennement *Proteobacteria*), à la classe des *Gamma proteobacteria* et à la famille des *Pseudomonadaceae*. Le genre *Pseudomonas* regroupe des bactéries présentant une importante diversité génétique, ce qui contribue à leur adaptation à des milieux très variés (Lalucat *et al.*, 2020).

Sur le plan morphologique, *P. aeruginosa* se présente sous forme d'un bacille à Gram négatif, droit ou légèrement incurvé. La bactérie possède généralement un flagelle polaire qui assure sa mobilité. Elle ne forme pas de spores et est considérée comme une bactérie non capsulée (Urgancı *et al.*, 2022). Cette morphologie bacillaire caractéristique est illustrée dans la figure 6.



Figure 6: image tridimensionnelle générée par ordinateur (3D) *p.aeruginosa* Comme chez les autres bactéries à Gram négatif, sa paroi cellulaire comprend une membrane externe riche en lipopolysaccharides. Cette structure joue un rôle important dans sa résistance naturelle à plusieurs agents antimicrobiens et participe également aux interactions avec l'environnement et l'hôte (Letizia *et al.*, 2025 ; Krell & Matilla, 2024).

Sur le plan physiologique, *P. aeruginosa* est principalement considérée comme une bactérie aérobie stricte. Elle possède néanmoins certaines capacités d'adaptation respiratoire lui permettant de survivre dans des conditions environnementales défavorables.

Ces propriétés expliquent sa présence dans des milieux très diversifiés tels que le sol, l'eau, les eaux usées, les végétaux ainsi que les environnements hospitaliers, industriels et agroalimentaires (Sokra, 2025; Krell & Matilla, 2024). Dans le secteur agroalimentaire, *P. aeruginosa* peut survivre à basse température, se développer dans des milieux pauvres en nutriments et coloniser différentes surfaces industrielles sous forme de biofilm, ce qui favorise sa persistance dans les chaînes de transformation alimentaire (Briega *et al.*, 2025).

II.1.2. Physiologie et métabolisme : La capacité de *Pseudomonas aeruginosa* à se maintenir dans des environnements très variés est étroitement liée à sa grande flexibilité physiologique et métabolique. Cette bactérie peut exploiter différentes sources de carbone et d'énergie afin d'assurer sa croissance, même lorsque les conditions du milieu deviennent défavorables (Krell&Matilla, 2024). Cette polyvalence métabolique explique sa présence dans de nombreux habitats, notamment les sols, les milieux aquatiques, les équipements industriels et les environnements agroalimentaires (Li *et al.*, 2023). En fonction des variations environnementales, *P. aeruginosa* est capable d'adapter rapidement son métabolisme afin d'optimiser sa survie et sa capacité de colonisation (Sachdeva *et al.*, 2025).

Bien que cette bactérie soit généralement décrite comme aérobie stricte, elle possède également la capacité de survivre dans des conditions pauvres en oxygène grâce à l'utilisation d'accepteurs alternatifs d'électrons, tels que les nitrates (Krell & Matilla, 2024). Cette aptitude représente un avantage important au sein des biofilms, où la disponibilité en oxygène diminue progressivement dans les couches profondes. Dans les environnements agroalimentaires, ce mécanisme favorise la persistance de la bactérie sur certains équipements et dans des zones difficilement accessibles aux opérations de nettoyage (Li *et al.*, 2023).

P. aeruginosa produit également plusieurs métabolites secondaires jouant un rôle essentiel dans son adaptation. Parmi eux, la pyocyanine constitue l'un des pigments les plus caractéristiques de cette espèce bactérienne. Ce composé intervient dans les réactions d'oxydo-réduction et participe au fonctionnement du métabolisme énergétique de la cellule (Abdelaziz *et al.*, 2023). Sa synthèse dépend fortement des conditions environnementales ainsi que des mécanismes de régulation cellulaire (Sachdeva *et al.*, 2025). La bactérie est aussi capable de produire des siderophores, différentes enzymes extracellulaires et plusieurs molécules impliquées dans les mécanismes de communication bactérienne (Zhang *et al.*, 2025).

L'adaptation de *P. aeruginosa* repose également sur des systèmes complexes de régulation génétique contrôlant l'expression de nombreux gènes liés au métabolisme, à la réponse au stress, au Quorum Sensing et à la formation du biofilm. Parmi ces régulateurs, le facteur transcriptionnel PsrA joue un rôle important dans le contrôle du métabolisme des acides gras ainsi que dans l'adaptation aux changements environnementaux (García-Reyes *et al.*, 2026). Grâce à ces mécanismes, la bactérie peut ajuster rapidement son activité cellulaire en fonction des conditions du milieu.

La formation du biofilm entraîne aussi des modifications physiologiques importantes. Les cellules intégrées dans cette structure présentent une activité métabolique différente de celle des cellules libres, avec une diminution de certaines fonctions cellulaires et une activation accrue des mécanismes de protection (Malviya *et al.*, 2023). Des molécules de signalisation intracellulaire, comme le c-di-GMP, interviennent de manière essentielle dans la transition entre l'état planctonique et le mode de vie en biofilm (Ramesh *et al.*, 2025). Cette adaptation physiologique contribue notamment à la tolérance accrue de la bactérie face aux antibiotiques et aux agents désinfectants (Ramesh *et al.*, 2025; Malviya *et al.*, 2023).

II.1.3. Habitat et répartition de *Pseudomonas aeruginosa* : *Pseudomonas aeruginosa* est une bactérie largement répandue dans l'environnement, ce qui explique son caractère ubiquitaire. Elle est fréquemment isolée dans les sols, les milieux aquatiques, les eaux usées, les réseaux de distribution d'eau, mais également sur les plantes, chez certains animaux et dans différents environnements hospitaliers, industriels et agroalimentaires (Letizia *et al.*, 2025; Krell & Matilla, 2024). Cette large distribution est principalement liée à sa grande capacité d'adaptation aux variations des conditions environnementales, notamment les changements de température, d'humidité et de disponibilité en nutriments. La bactérie se développe plus particulièrement dans les milieux humides riches en matière organique, où elle peut survivre pendant de longues périodes (Crone *et al.*, 2020).

La persistance de *P. aeruginosa* dans ces différents habitats dépend en grande partie de sa capacité à modifier son mode de vie selon les conditions du milieu. À l'état libre, la bactérie adopte une forme planctonique mobile. Cependant, lorsqu'elle rencontre une surface favorable, elle peut s'organiser en biofilm, c'est-à-dire en une communauté bactérienne structurée entourée d'une matrice extracellulaire protectrice (Ambreetha & Singh, 2023). Cette organisation augmente sa résistance face aux contraintes environnementales et facilite sa survie dans des conditions défavorables. Le passage entre l'état planctonique et l'état biofilm est contrôlé par différents mécanismes de régulation cellulaire, notamment le Quorum Sensing, qui permet aux bactéries de coordonner leur comportement en fonction de leur densité cellulaire (Letizia *et al.*, 2025; Ambreetha *et al.*, 2024).

Dans les industries agroalimentaires, cette capacité de formation du biofilm représente un problème majeur en matière d'hygiène et de sécurité sanitaire. *P. aeruginosa* peut adhérer à plusieurs types de surfaces présentes dans les installations industrielles, comme l'acier inoxydable, les tuyauteries, les drains ou certains matériaux plastiques (Maji & Lavanya, 2024; Li *et al.*, 2023). Une fois le biofilm établi, son élimination devient particulièrement difficile, car la matrice extracellulaire limite l'action des agents de nettoyage et de désinfection. Cette persistance favorise alors les phénomènes de contamination croisée au sein des chaînes de production alimentaire.

Par ailleurs, cette bactérie a été détectée dans différentes denrées alimentaires, notamment le lait cru, la viande, le poisson ainsi que certaines eaux destinées à la consommation humaine (Mousa *et al.*, 2026). Lorsque les conditions d'hygiène, de stockage ou de transformation ne sont pas correctement maîtrisées, ces produits peuvent constituer des

sources potentielles de contamination. Certaines souches isolées à partir de matrices alimentaires présentent également des résistances à plusieurs antibiotiques et sont susceptibles de participer à la dissémination de gènes de résistance vers d'autres microorganismes, ce qui représente un enjeu important pour la santé publique (Mousa *et al.*, 2026; Li *et al.*, 2023).

L'importante capacité d'adaptation de *P. aeruginosa*, associée à sa plasticité génétique et à son aptitude à former des biofilms, explique sa persistance dans de nombreux environnements naturels et industriels. Ces propriétés favorisent sa dissémination dans les chaînes de transformation alimentaire et contribuent à faire de cette bactérie un microorganisme particulièrement préoccupant dans les problématiques de contamination microbiologique et de sécurité sanitaire (Ambreetha *et al.*, 2024; Krell & Matilla, 2024; Li *et al.*, 2023).

II.2. Adaptation et persistance en milieu industriel

Dans les industries agroalimentaires, *Pseudomonas aeruginosa* constitue un microorganisme particulièrement problématique en raison de sa capacité à persister sur les équipements même après les opérations de nettoyage et de désinfection. Cette persistance est principalement liée à son aptitude à former des biofilms et à s'adapter à différents matériaux présents dans les installations industrielles, tels que l'acier inoxydable, les matières plastiques ou les joints en caoutchouc (Ban-Cucerzan *et al.*, 2025; Li *et al.*, 2023).

L'analyse des mécanismes impliqués dans sa résistance aux désinfectants, sa survie après nettoyage en place ainsi que sa colonisation des surfaces industrielles permet de mieux comprendre les difficultés rencontrées dans le contrôle de cette bactérie au sein des chaînes de production alimentaire.

II.2.1. Résistance aux désinfectants : La capacité de *Pseudomonas aeruginosa* à résister aux désinfectants est étroitement associée à la formation de biofilms. Après son adhésion à une surface, la bactérie sécrète une matrice extracellulaire qui agit comme une protection physique limitant la pénétration des agents chimiques et protégeant les cellules localisées dans les couches internes du biofilm (Ban-Cucerzan *et al.*, 2025; Li *et al.*, 2023). Ces structures peuvent se développer dans des zones difficiles d'accès, notamment les drains, les canalisations ou les joints, où l'humidité et les résidus organiques favorisent leur maintien malgré les procédures classiques de sanitation (Ban-Cucerzan *et al.*, 2025; Goetz *et al.*, 2025).

Dans certains secteurs agroalimentaires, les méthodes conventionnelles de nettoyage et de désinfection restent insuffisantes pour éliminer totalement les biofilms matures, en particulier lorsque les surfaces présentent des irrégularités ou une certaine rugosité (Merino *et al.*, 2024). Dans l'industrie laitière, cette situation est encore accentuée par les basses températures. Certaines souches de *Pseudomonas* conservent leur capacité de survie et continuent à produire une biomasse biofilmienne importante à 6 °C (Briegaet *et al.*, 2025; Goetz *et al.*, 2025).

La tolérance aux désinfectants ne s'explique pas uniquement par la présence de la matrice extracellulaire. Une exposition répétée à des concentrations insuffisantes de biocides peut favoriser la sélection de souches plus tolérantes. Ces bactéries sont alors capables de mettre en place différents mécanismes adaptatifs, tels que l'activation des pompes à efflux ou des modifications de la membrane cellulaire, réduisant progressivement leur sensibilité aux désinfectants et pouvant favoriser une résistance croisée avec certains agents antimicrobiens (Elafify *et al.*, 2024; Li *et al.*, 2023).

L'efficacité des procédures de désinfection dépend donc fortement des conditions d'application, notamment des concentrations utilisées, du temps de contact et de la qualité des protocoles de sanitation appliqués dans les installations agroalimentaires (Elafify *et al.*, 2024; Merino *et al.*, 2024).

II.2.2. Survie après nettoyage en place (NEP): Le nettoyage en place (NEP) représente une étape indispensable pour assurer l'hygiène des équipements dans les industries agroalimentaires. Cependant, son efficacité peut être limitée lorsque les biofilms de *Pseudomonas aeruginosa* sont déjà bien établis sur les surfaces (Goetz *et al.*, 2025; Merino *et al.*, 2024). La matrice extracellulaire réduit la pénétration des agents chimiques, tandis que les cellules situées au cœur du biofilm présentent généralement une activité métabolique plus faible, ce qui diminue leur sensibilité aux traitements appliqués (Ban-Cucerzan *et al.*, 2025; Chowdhury *et al.*, 2025).

Plusieurs paramètres influencent cette capacité de survie après les procédures de NEP. Dans le secteur laitier, les faibles températures peuvent stimuler la production de matrice extracellulaire chez certaines souches de *Pseudomonas* tout en diminuant l'efficacité des produits de nettoyage (Atta-Delgado *et al.*, 2026; Goetz *et al.*, 2025). La rugosité des surfaces joue également un rôle important, car les microcavités présentes sur certains matériaux offrent

des zones de protection où les bactéries peuvent rester fixées malgré les différentes étapes de sanitation (Merino *et al.*, 2024; Li *et al.*, 2023).

Des études réalisées dans des installations de transformation alimentaire ainsi que dans des systèmes aquacoles ont montré que certaines souches de *Pseudomonas* peuvent persister après les procédures de NEP. Cette survie varie selon plusieurs facteurs, notamment la nature du matériau, le type de désinfectant utilisé, l'âge du biofilm et les conditions d'application du protocole (Ait Said *et al.*, 2026; Merino *et al.*, 2024).

Lorsque les biofilms sont composés de plusieurs espèces bactériennes, les interactions entre microorganismes peuvent renforcer la structure du biofilm et accroître sa tolérance aux désinfectants (Langsrud *et al.*, 2026 ; Ban-Cucerzan *et al.*, 2025).

L'efficacité du NEP dépend également de différents paramètres opérationnels, notamment l'ordre des étapes, la concentration des produits, la température et le temps de contact (Chowdhury *et al.*, 2025). Ainsi, la persistance de *P. aeruginosa* après nettoyage résulte d'une combinaison de facteurs liés à la fois au biofilm, aux caractéristiques des surfaces industrielles et aux conditions de sanitation appliquées (Muthuraman, 2026; Li *et al.*, 2023)

II.2.3. Colonisation des surfaces industrielles : La colonisation des surfaces industrielles représente une étape déterminante dans la persistance de *Pseudomonas aeruginosa* au sein des environnements agroalimentaires. Cette bactérie possède une forte capacité d'adhésion à différents matériaux utilisés dans les équipements de transformation, notamment l'acier inoxydable, l'aluminium, le polyéthylène et le silicone. Des analyses microscopiques ont montré que certains matériaux, comme le polyéthylène, favorisent davantage l'attachement bactérien, alors que des surfaces plus lisses et moins altérées retiennent généralement moins de cellules microbiennes (Akter *et al.*, 2025).

Plusieurs études réalisées dans les industries alimentaires indiquent que *P. aeruginosa* ainsi que d'autres espèces du genre *Pseudomonas* peuvent persister sur les équipements malgré les opérations de nettoyage et de désinfection (Syamimi Hanim *et al.*, 2025).

Même si l'acier inoxydable est largement utilisé pour ses propriétés hygiéniques, une surface présentant des rayures, une usure ou une rugosité importante devient plus favorable à l'implantation bactérienne. Les microcavités présentes à la surface facilitent l'accumulation de matière organique et créent des zones protectrices où les bactéries peuvent s'installer plus

facilement et résister aux contraintes environnementales (Turpín & Doménech-Sánchez, 2026; Dhaliwal *et al.*, 2025).

Après leur fixation initiale, les bactéries commencent à produire des substances polymériques extracellulaires qui assurent la stabilisation de leur adhésion et participent à l'organisation du biofilm. Comme illustré dans la figure 7, la formation du biofilm sur les surfaces industrielles repose sur l'adhésion bactérienne et la production d'une matrice extracellulaire protectrice (EPS).

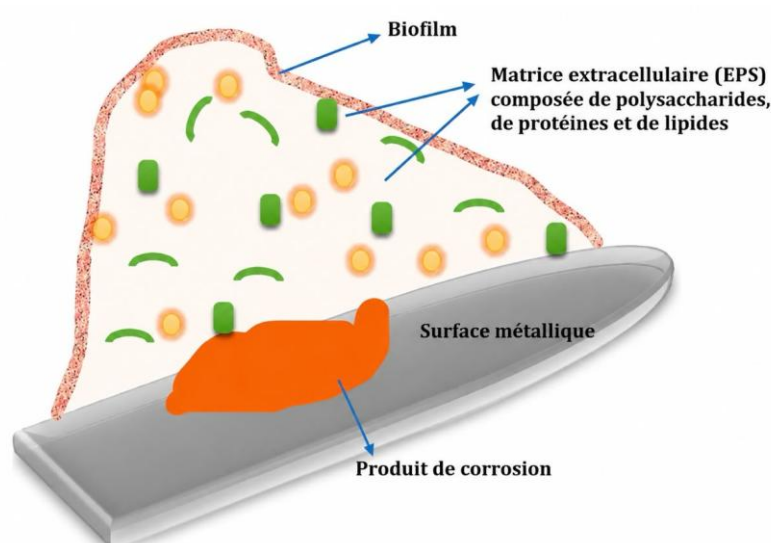


Figure 7: schéma de formation d'un biofilm bactérien sur une surface métallique industrielle (Kiran et al.2024)

Lorsque *P. aeruginosa* se développe avec d'autres microorganismes, les biofilms formés deviennent généralement plus complexes et plus résistants aux traitements de sanitation. Les interactions entre les différentes espèces bactériennes renforcent la structure du biofilm et augmentent sa tolérance aux agents de nettoyage et de désinfection (Langsrud *et al.*, 2026; Dawanet *et al.*, 2025). Dans les environnements laitiers, les faibles températures favorisent également la persistance de certaines souches, notamment en stimulant la production de matrice extracellulaire sur les surfaces réfrigérées (Goetz *et al.*, 2025).

La capacité de colonisation des surfaces industrielles dépend ainsi de plusieurs facteurs, tels que la nature du matériau, l'état physique des surfaces, la présence de résidus organiques et les conditions environnementales. L'ensemble de ces paramètres favorise l'installation durable des bactéries et la formation de réservoirs microbiens persistants au niveau des

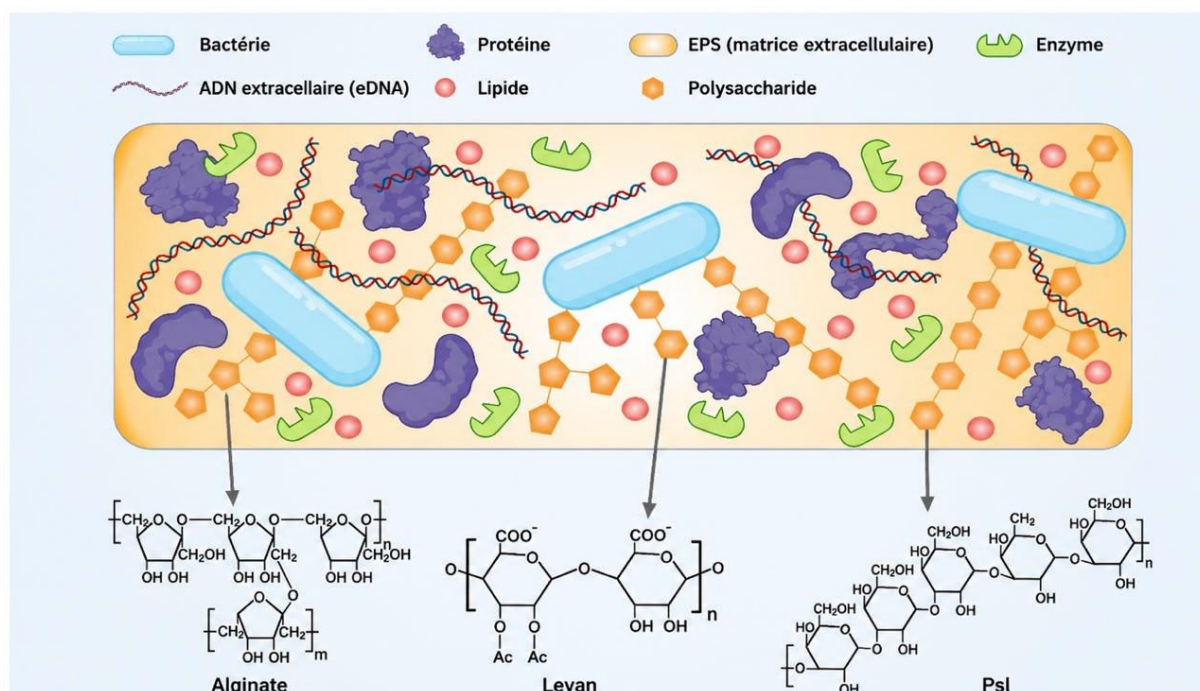
équipements industriels. Cette situation contribue aux contaminations répétées dans les chaînes de production alimentaire et réduit l'efficacité des procédures classiques de nettoyage et de désinfection (Langsrud *et al.*, 2026; Goetz *et al.*, 2025; Li *et al.*, 2023).

II.3. Bases moléculaires de la formation du biofilm

Chez *Pseudomonas aeruginosa*, la formation du biofilm repose sur plusieurs mécanismes moléculaires complémentaires impliqués dans l'adhésion bactérienne, l'organisation de la matrice extracellulaire et la maturation du biofilm. La synthèse d'exopolysaccharides, les systèmes de Quorum Sensing ainsi que les structures d'adhésion jouent un rôle déterminant dans l'installation et le maintien des communautés bactériennes sur les surfaces agroalimentaires. L'étude de ces mécanismes permet ainsi de mieux comprendre les capacités de persistance de cette bactérie dans les environnements industriels ainsi que sa tolérance élevée aux opérations de nettoyage et de désinfection (Sun *et al.*, 2025; Li *et al.*, 2023).

II.3.1. Production d'exopolysaccharides : Les exopolysaccharides (EPS) représentent des composants majeurs dans l'organisation des biofilms formés par *Pseudomonas aeruginosa*. Ces substances extracellulaires favorisent l'attachement des bactéries aux différentes surfaces et participent à la mise en place d'une matrice protectrice assurant la cohésion de la communauté microbienne. Cette matrice biofilmique renferme divers constituants, notamment des polysaccharides, des protéines, des lipides ainsi que de l'ADN extracellulaire, ce qui contribue à la stabilité et à la résistance du biofilm dans les environnements agroalimentaires (Li *et al.*, 2023; Ma *et al.*, 2022).

La figure 8 met en évidence la complexité de la matrice extracellulaire du biofilm, composée de différents éléments tels que les polysaccharides, les protéines, les enzymes, les lipides et l'ADN extracellulaire, qui assurent la protection et l'organisation des cellules bactériennes.



Chez *P. aeruginosa*, trois exopolysaccharides jouent un rôle particulièrement important dans le développement du biofilm : Psl, Pel et l'alginate. Le polysaccharide Psl intervient surtout durant les premières étapes de fixation bactérienne aux surfaces, alors que Pel participe principalement au maintien des interactions entre cellules et à la consolidation de la matrice extracellulaire. L'alginate est davantage impliqué dans la protection des bactéries face aux contraintes environnementales et aux agents antimicrobiens (Sun et al., 2025; Ma et al., 2022).

Dans les environnements industriels agroalimentaires, la production d'EPS facilite l'installation prolongée de *P. aeruginosa* sur les équipements de transformation. Sur des matériaux comme l'acier inoxydable, l'aluminium ou certains polymères plastiques, la bactérie est capable de développer une matrice dense qui renforce la structure du biofilm et limite la pénétration des désinfectants vers les couches internes (Muthuraman et al., 2025; Akter et al., 2025).

Les conditions environnementales rencontrées dans les chaînes de production influencent également la synthèse de ces substances polymériques extracellulaires. À basse température, certaines espèces psychrotrophes appartenant au genre *Pseudomonas* augmentent la production d'EPS, ce qui améliore leur adaptation au froid et favorise leur maintien dans les aliments réfrigérés, en particulier dans les environnements laitiers et les systèmes de chaîne du froid (Li *et al.*, 2023; Liu *et al.*, 2023).

La synthèse des EPS est aussi régulée par différents mécanismes cellulaires, notamment le Quorum Sensing. Lorsque la densité bactérienne augmente, les cellules coordonnent l'expression des gènes impliqués dans l'élaboration de la matrice extracellulaire ainsi que dans la maturation du biofilm. Cette communication bactérienne collective permet au biofilm d'ajuster son organisation aux conditions du milieu et de renforcer sa stabilité structurale (Deo *et al.*, 2025; Sun *et al.*, 2025).

Les EPS interviennent également dans les biofilms mixtes composés de plusieurs espèces bactériennes. En renforçant les interactions cellulaires, ils contribuent à l'organisation de communautés microbiennes plus complexes et davantage tolérantes aux conditions défavorables. Cette structuration favorise la persistance des contaminations microbiennes dans les environnements agroalimentaires (Akter *et al.*, 2025; Ban-Cucerzan *et al.*, 2025).

II.3.2. Systèmes de Quorum Sensing: Chez *Pseudomonas aeruginosa*, le Quorum Sensing (QS) correspond à un système de communication interbactérienne impliqué dans la régulation collective de nombreuses fonctions physiologiques associées au développement du biofilm. Ce mécanisme repose sur la production de molécules signal, appelées auto-inducteurs, qui s'accumulent progressivement dans le milieu en fonction de la densité bactérienne. Lorsque leur concentration atteint un certain seuil, elles activent de manière coordonnée l'expression de plusieurs gènes liés à l'adhésion cellulaire, à la synthèse des composants de la matrice biofilmique ainsi qu'à la virulence bactérienne (Elbehiry *et al.*, 2026; Li *et al.*, 2023).

Le réseau de Quorum Sensing de *P. aeruginosa* s'organise principalement autour des systèmes Las, Rhl et PQS, qui interagissent de façon hiérarchisée. Le système Las intervient généralement dans les phases précoces de régulation, tandis que les systèmes Rhl et PQS sont davantage impliqués dans l'évolution du biofilm et dans la production de différents composés extracellulaires (Sun *et al.*, 2025; Quintieri *et al.*, 2021). Comme le montre la figure 9, les

Chapitre II : *Pseudomonas aeruginosa* et l'impact des facteurs environnementaux sur sa capacité de formation du biofilm

systèmes Las, Rhl, PQS et IQS interagissent entre eux et participent à la régulation du biofilm ainsi qu'à la production de plusieurs facteurs de virulence chez *P. aeruginosa*.

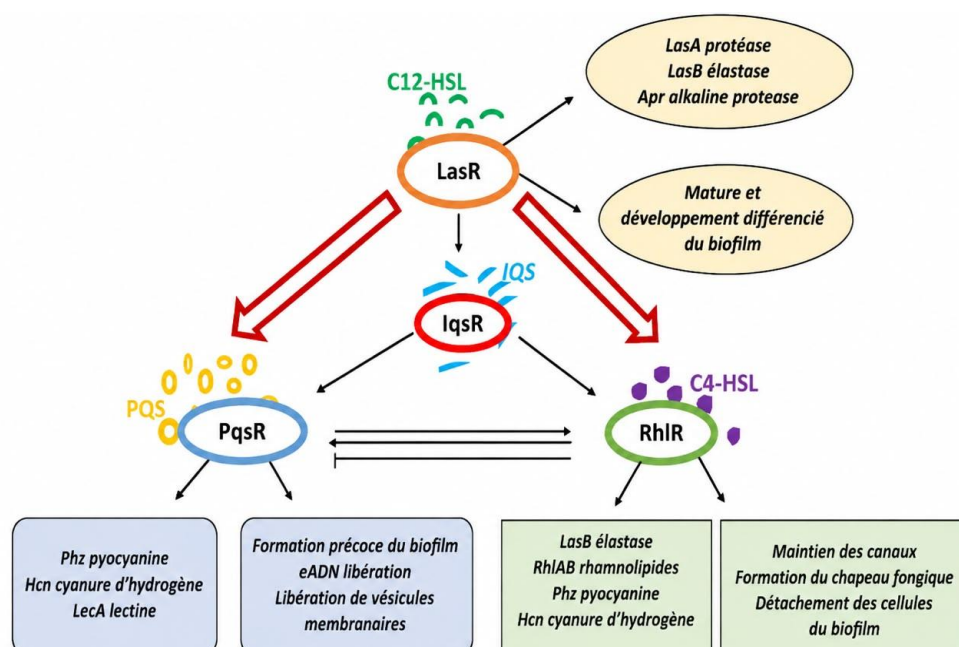


Figure 9: systhèmes de Quorum sensing las, GHL, PQS et IQS impliqués dans la régulation du biofilm chez *pseudomonas aeruginosa* (Vetrivel *et al.*, 2021)

Cette communication chimique permet aux bactéries d'adapter leur activité collective aux variations de leur environnement. Au sein des biofilms, le Quorum Sensing contrôle notamment la synthèse des exopolysaccharides, la production de pyocyanine, la mobilité cellulaire ainsi que l'expression de plusieurs enzymes extracellulaires (Elbehiry *et al.*, 2026; Deoet *al.*, 2025). Cette régulation coordonnée favorise l'établissement de communautés bactériennes mieux organisées et plus résistantes face aux contraintes environnementales.

Le Quorum Sensing intervient aussi dans les interactions entre différentes espèces présentes au sein des biofilms mixtes. Les molécules signal produites par certaines bactéries peuvent modifier le comportement d'autres micro-organismes et influencer l'organisation globale des communautés microbiennes (Elbehiry *et al.*, 2026; Quintieri *et al.*, 2021). Ces interactions contribuent à la complexité des biofilms retrouvés dans les environnements alimentaires et augmentent leur tolérance aux contraintes extérieures.

Plusieurs études montrent également que certains facteurs environnementaux, notamment la disponibilité des nutriments, la température ou encore le stress oxydatif,

peuvent moduler l'activité du Quorum Sensing et influencer indirectement le développement biofilmique chez *P. aeruginosa* (Deo *et al.*, 2025 ;Sun *et al.*, 2025).

La compréhension des mécanismes impliqués dans le Quorum Sensing a également permis le développement de nouvelles approches visant à perturber la communication bactérienne. Certaines enzymes capables de dégrader les molécules de signalisation, ainsi que plusieurs composés naturels, ont montré une capacité à réduire la formation des biofilms et l'expression de certains facteurs de virulence chez *P. aeruginosa* (Liang *et al.*, 2025; Lima *et al.*, 2025).

D'autres travaux suggèrent également que certaines enzymes d'intérêt agroalimentaire pourraient modifier la production des molécules impliquées dans les mécanismes de QS (Nahar *et al.*, 2025).

II.3.3. Structures d'adhésion: Chez *Pseudomonas aeruginosa*, les structures d'adhésion interviennent de manière essentielle dans les premières étapes de formation du biofilm et dans la colonisation des surfaces. Les flagelles et les pili de type IV figurent parmi les principaux éléments impliqués dans ce processus. Les flagelles assurent la mobilité bactérienne vers les zones favorables à la colonisation, alors que les pili permettent principalement la fixation des cellules sur différents matériaux présents dans les environnements agroalimentaires (Sun *et al.*, 2025; Li *et al.*, 2023).

Les pili de type IV participent également à une motilité de surface appelée « twitching motility », facilitant l'expansion bactérienne et l'organisation progressive des microcolonies. Des travaux récents ont montré que la protéine PilY1 intervient dans le contrôle de l'extension et de la rétraction des pili, influençant ainsi la capacité de fixation des cellules et l'organisation structurale du biofilm (Guo *et al.*, 2024).

Certaines protéines associées aux pili permettent aussi à *P. aeruginosa* de reconnaître différents composés présents sur des surfaces déjà colonisées, notamment des exopolysaccharides produits par d'autres bactéries. Cette aptitude favorise l'installation de la bactérie au sein de communautés microbiennes préexistantes et facilite le développement des biofilms mixtes (Schmidt *et al.*, 2025). Le polysaccharide Pel participe également à la consolidation des premières interactions entre les cellules bactériennes et plusieurs matériaux abiotiques utilisés dans les installations industrielles (Beaussart *et al.*, 2024).

Chapitre II : *Pseudomonas aeruginosa* et l'impact des facteurs environnementaux sur sa capacité de formation du biofilm

Certaines protéines de membrane externe participent aussi à l'adaptation de *P. aeruginosa* aux conditions environnementales. La protéine OprF intervient notamment dans plusieurs mécanismes associés à la régulation biofilmique et à la réponse cellulaire face aux situations de stress rencontrées dans différents milieux industriels (Yaeger *et al.*, 2024).

L'ensemble de ces mécanismes explique la forte capacité de *P. aeruginosa* à coloniser durablement les équipements agroalimentaires. Les phénomènes impliquant la mobilité bactérienne, les interactions avec les matériaux et les systèmes de fixation cellulaire contribuent largement à la persistance des biofilms dans les chaînes de transformation alimentaire (Sun *et al.*, 2025; Li *et al.*, 2023).

II.4. Influence des facteurs environnementaux

La formation des biofilms chez *Pseudomonas aeruginosa* est fortement influencée par les conditions environnementales dans lesquelles la bactérie évolue. Plusieurs paramètres, tels que la température, la disponibilité des nutriments, la présence d'un film de conditionnement ou encore la nature des surfaces, interviennent dans les mécanismes d'adhésion, la production de matrice extracellulaire et la stabilité du biofilm. Dans les environnements agroalimentaires, ces facteurs favorisent la persistance des biofilms sur les équipements de production et compliquent leur élimination malgré les opérations de nettoyage et de désinfection (Ban-Cucerzan *et al.*, 2025; Olaimat *et al.*, 2024).

Tableau 3: synthèse des principaux facteurs environnementaux influençant la formation du biofilm chez *Pseudomonas aeruginosa* Ban-cucerzan *et al.*, 2025 ; Sun *et al.*, 2025 ; Olaimat *et al.*, 2024 ; Li *et al.*, 2023 :

Facteur	Exemple	Effet sur le biofilm
Température	Réfrigération, 37°C	Modifie la croissance et l'expression génique
Nutriments	Carbone, azote, phosphore	Influence l'adhésion et la biomasse
Surface	Acier inoxydable, plastique	Conditionne la fixation bactérienne
Résidus organiques	Protéines, matières grasses	Favorisent la colonisation
Film de conditionnement	Dépôts organiques	Augmente l'adhésion
Communautés microbiennes	Biofilms mixtes	Renforcent la stabilité du biofilm

II.4.1. Effet de la température : La température constitue un facteur important dans la formation du biofilm chez *Pseudomonas aeruginosa*, car elle influence à la fois la croissance bactérienne et l'expression des gènes impliqués dans l'adhésion et le développement du biofilm. À 37 °C, certains mécanismes de régulation, notamment les ARN PrrF et le système PQS, présentent une activité plus élevée, ce qui favorise la formation et l'organisation du biofilm. Ces observations montrent que les conditions thermiques exercent un effet direct sur les mécanismes cellulaires impliqués dans la persistance bactérienne (Chourashi *et al.*, 2026).

L'effet de la température ne se limite cependant pas à ces systèmes de régulation spécifiques. Des études transcriptomiques ont mis en évidence que les variations thermiques, associées aux différentes phases de croissance bactérienne, entraînent des modifications importantes de l'expression génique chez *P. aeruginosa*. Ces changements influencent directement les capacités d'adaptation de la bactérie ainsi que son aptitude à former des biofilms (Robinson *et al.*, 2026).

Dans les environnements agroalimentaires, les basses températures ralentissent généralement la croissance bactérienne sans empêcher totalement le développement du biofilm. Certaines souches de *Pseudomonas* restent capables de produire une biomasse importante à des températures proches de la réfrigération, ce qui témoigne de leur forte adaptation aux conditions de froid (Briega *et al.*, 2025).

Les faibles températures induisent également un stress physiologique provoquant plusieurs ajustements métaboliques et oxydatifs favorisant la survie bactérienne. Ces adaptations peuvent modifier l'intégrité de la membrane cellulaire ainsi que certains mécanismes de défense, influençant ainsi la sensibilité des bactéries aux traitements antimicrobiens et l'efficacité des méthodes de contrôle appliquées dans les environnements industriels (Yang *et al.*, 2025).

Dans les milieux industriels, l'effet de la température agit également en interaction avec d'autres facteurs environnementaux, notamment au sein de communautés microbiennes complexes. Ces interactions contribuent à renforcer la tolérance des bactéries face aux contraintes extérieures et favorisent leur maintien sous forme de biofilms sur les surfaces industrielles, rendant leur élimination plus difficile (Wang *et al.*, 2025).

II.4.2. Effet des nutriments: La disponibilité des nutriments joue un rôle essentiel dans la formation du biofilm chez *Pseudomonas aeruginosa*, en influençant directement la croissance

bactérienne, l'adhésion aux surfaces et l'organisation structurale du biofilm. Lorsque certains éléments essentiels, tels que le carbone, l'azote ou le phosphore, deviennent limitants, la bactérie adapte son métabolisme et son comportement, ce qui entraîne des modifications de la cinétique d'adhésion ainsi que de la structure biofilmique par rapport à des conditions nutritives favorables (De Plano *et al.*, 2024). Ces ajustements traduisent une réponse adaptative visant à améliorer la survie dans des environnements contraignants.

Au-delà de la quantité de nutriments disponibles, leur nature influence également le comportement de la bactérie. Le type de source carbonée peut modifier le métabolisme de *P. aeruginosa* ainsi que sa sensibilité aux agents antimicrobiens, ce qui souligne l'importance du microenvironnement dans l'efficacité des traitements de contrôle (Kok *et al.*, 2025).

Dans les environnements agroalimentaires, la présence de composés organiques comme les protéines et les glucides favorise l'adhésion bactérienne et le développement de biofilms persistants sur les surfaces industrielles (Ban-Cucerzan *et al.*, 2025). La figure 10 illustre les différentes étapes de développement du biofilm en présence de nutriments, depuis l'adhésion initiale des cellules planctoniques jusqu'à la maturation du biofilm, accompagnée par la production progressive de matrice extracellulaire (EPS).

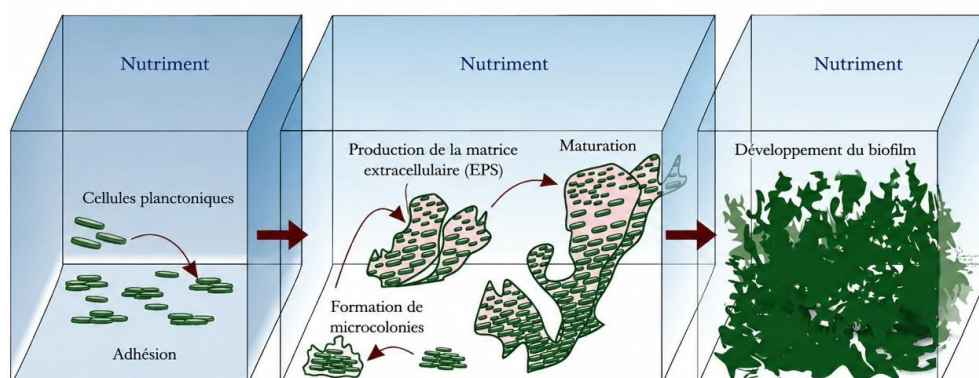


Figure 10: Etapes de formation du biofilm bactérien en présence de conditions nutritives favorables (sarukhanian *et al.*, 2023)

Ces conditions peuvent aussi stimuler des systèmes de régulation cellulaire, notamment le Quorum Sensing, qui coordonne les comportements collectifs et participe à la maturation du biofilm (Elbehiry *et al.*, 2026).

D'autres paramètres environnementaux, comme l'osmolarité ou la disponibilité en acides aminés, interviennent également dans la régulation de la production biofilmique. Des

variations de NaCl ou l'apport de glutamine peuvent influencer la biomasse produite ainsi que la synthèse de composés associés à la virulence, tels que la pyocyanine (De Plano *et al.*, 2025). Ces résultats montrent que les conditions nutritives modulent étroitement l'expression des facteurs impliqués dans l'adaptation bactérienne.

Certains nutriments jouent aussi un rôle dans les mécanismes de signalisation cellulaire. L'histidine, par exemple, peut être détectée par le régulateur transcriptionnel HutC, entraînant l'activation de gènes impliqués dans le métabolisme et la virulence de la bactérie (Jayan *et al.*, 2026). Cette régulation illustre les liens étroits existant entre la perception des ressources disponibles et l'adaptation du comportement bactérien.

Lorsque les nutriments deviennent limitants, *P. aeruginosa* met en place différentes stratégies de survie. Cette adaptation favorise notamment l'apparition de sous-populations plus tolérantes au sein des biofilms, en raison des gradients nutritifs qui créent des microenvironnements hétérogènes (Elbehiry *et al.*, 2026). Ces conditions participent également au maintien de cellules persistantes capables de résister aux traitements antimicrobiens (Núñez-García *et al.*, 2026),

II.4.3. Rôle du film de conditionnement: Avant même l'adhésion des micro-organismes, les surfaces exposées à un environnement donné sont rapidement recouvertes par une couche de composés organiques appelée film de conditionnement. Cette couche résulte de l'adsorption spontanée de diverses molécules présentes dans le milieu, notamment des protéines, des lipides et des polysaccharides, ce qui modifie les propriétés physicochimiques de la surface, comme la charge, l'hydrophobicité ou la rugosité (Ban-Cucerzan *et al.*, 2025; Olaimat *et al.*, 2024).

Les bactéries interagissent donc principalement avec cette interface modifiée plutôt qu'avec le matériau brut, ce qui influence directement les premières étapes de l'adhésion (Benjelloun *et al.*, 2024; Elafify *et al.*, 2024).

La formation de ce film repose sur différentes interactions physicochimiques, incluant les forces de Van der Waals, les interactions électrostatiques et les phénomènes hydrophobes, favorisant l'accumulation rapide de macromolécules à la surface (Olaimat *et al.*, 2024; Wurzler *et al.*, 2022). Ces interactions peuvent soit favoriser, soit limiter l'attachement bactérien selon la composition du film formé (Ban-Cucerzan *et al.*, 2025; Benjelloun *et al.*, 2024).

Dans de nombreux environnements agroalimentaires, le film de conditionnement favorise l'adhésion bactérienne. Certaines protéines alimentaires, comme la caséine dans les installations laitières, créent des sites d'interaction propices à la fixation des cellules bactériennes (Gomes *et al.*, 2026; Elafify *et al.*, 2024). Les bactéries peuvent également contribuer à l'élaboration de cette couche par la production de substances polymériques extracellulaires (EPS), renforçant ainsi les interactions entre les cellules et les surfaces (Ban-Cucerzan *et al.*, 2025; Wang *et al.*, 2025).

La composition du film dépend fortement du milieu environnant. Dans les industries agroalimentaires, les résidus issus des aliments, notamment les protéines, les glucides et les lipides, participent activement à sa formation (Ban-Cucerzan *et al.*, 2025; Benjelloun *et al.*, 2024). En plus de modifier les propriétés de surface, ces composés peuvent servir de source nutritive pour les bactéries et favoriser le développement de biofilms persistants (Elafify *et al.*, 2024; Olaimat *et al.*, 2024).

Cependant, l'effet du film de conditionnement n'est pas systématiquement favorable à l'adhésion bactérienne. Selon sa composition, cette couche peut faciliter l'attachement de certaines espèces tout en modifiant celui d'autres micro-organismes (Wang *et al.*, 2025). Des études récentes fondées sur l'utilisation de surfaces biomimétiques montrent également que les propriétés du support et les interactions avec certaines protéines adsorbées, comme la caséine, peuvent influencer le comportement d'adhésion des cellules bactériennes (Carvalho *et al.*, 2026; Gomes *et al.*, 2026).

Dans les environnements industriels, le film de conditionnement joue finalement un rôle important dans la persistance des biofilms. L'exposition continue des surfaces à des résidus organiques favorise l'installation de communautés microbiennes difficiles à éliminer malgré les opérations de nettoyage et de désinfection (Cucerzan *et al.*, 2025; Elafify *et al.*, 2024). Cette situation représente un enjeu majeur pour la sécurité sanitaire en raison du risque accru de contamination croisée des produits alimentaires (Benjelloun *et al.*, 2024; Olaimat *et al.*, 2024).

II.4.4. Impact du type des surfaces : L'adhésion des bactéries aux surfaces est la fortement influencée par les propriétés physicochimiques des matériaux utilisés. Des caractéristiques telles que la rugosité, l'hydrophobicité, la mouillabilité ainsi que composition chimique du support interviennent directement dans les interactions entre les cellules bactériennes et les

surfaces de contact (Cai *et al.*, 2023; Mu *et al.*, 2023). Ces paramètres jouent un rôle majeur dès les premières étapes de la colonisation microbienne et conditionnent l'initiation de la formation du biofilm (Cai *et al.*, 2023).

Parmi les différents facteurs impliqués, la rugosité de surface apparaît comme un élément particulièrement important. Les surfaces irrégulières ou altérées créent des microzones protectrices qui favorisent la fixation bactérienne tout en réduisant l'effet des contraintes mécaniques, notamment les forces de cisaillement (Stallings *et al.*, 2025). Plusieurs études montrent qu'une augmentation de la rugosité facilite l'adhésion des bactéries et accélère le passage vers une fixation stable et irréversible (Stallings *et al.*, 2025; Cai *et al.*, 2023). Ces mécanismes peuvent être interprétés à l'aide de modèles physicochimiques, tels que le modèle XDLVO, qui prend en considération les différentes forces impliquées dans les phénomènes d'attachement bactérien (Cai *et al.*, 2023).

L'hydrophobicité des surfaces intervient également dans les mécanismes d'adhésion. Les matériaux hydrophobes favorisent généralement la fixation de certaines bactéries lorsque les propriétés de leurs membranes cellulaires sont similaires (Wu *et al.*, 2025).

À l'inverse, les surfaces plus hydrophiles réduisent souvent les interactions entre les cellules bactériennes et le support en diminuant les forces d'attraction (Wu *et al.*, 2025; Mu *et al.*, 2023). Ainsi, la combinaison entre la rugosité et l'hydrophobicité influence fortement le comportement d'adhésion des micro-organismes (Wu *et al.*, 2025; Mu *et al.*, 2023).

Dans le domaine agroalimentaire, le choix des matériaux utilisés dans les équipements de transformation représente également un facteur important. Des supports tels que l'acier inoxydable, le polyéthylène ou le polypropylène possèdent des propriétés différentes pouvant entraîner des niveaux variables d'adhésion bactérienne (Rocha *et al.*, 2026; Olaimat *et al.*, 2024). Certaines bactéries, comme *Salmonella enterica*, *Escherichia coli* ou *Staphylococcus aureus*, ne présentent pas les mêmes capacités d'attachement selon la nature du matériau, en raison des interactions physicochimiques spécifiques à chaque surface (Rocha *et al.*, 2026; Olaimat *et al.*, 2024). Le choix du matériau constitue donc un élément essentiel dans la maîtrise des risques microbiologiques au sein des installations agroalimentaires (Olaimat *et al.*, 2024).

Les travaux récents confirment que la rugosité et l'hydrophobicité modulent directement l'intensité de l'adhésion bactérienne sur les surfaces en contact avec les aliments et les

matériaux d'emballage. Certaines variations de ces propriétés peuvent diminuer ou renforcer la fixation des micro-organismes, ce qui montre l'importance des interactions physicochimiques entre les bactéries et les matériaux industriels (Tian *et al.*, 2025; Wu *et al.*, 2025). Ces observations soulignent que le comportement d'adhésion dépend autant des caractéristiques bactériennes que de l'état et de la nature du support (Tian *et al.*, 2025).

Après leur adhésion, les bactéries produisent des substances polymériques extracellulaires (EPS) formant une matrice protectrice autour des cellules (Akter *et al.*, 2025). Cette matrice, principalement composée de polysaccharides, de protéines et de lipides, assure la cohésion du biofilm et augmente sa résistance face aux contraintes environnementales (Akter *et al.*, 2025; Cai *et al.*, 2023). Les propriétés des surfaces influencent donc non seulement l'adhésion initiale des bactéries, mais également la stabilité et la persistance des biofilms dans les environnements industriels (Cai *et al.*, 2023).

Le type de surface influence également l'efficacité des procédures de nettoyage et de désinfection appliquées dans les installations industrielles. Les surfaces rugueuses ou dégradées créent des zones difficilement accessibles où les bactéries peuvent rester protégées malgré les traitements de sanitation (Stallings *et al.*, 2025; Tian *et al.*, 2025). Cette situation est particulièrement préoccupante dans les industries agroalimentaires, où les équipements sont continuellement exposés à l'humidité, aux résidus organiques et aux variations de température (Olaimat *et al.*, 2024).

Ces conditions favorisent la persistance des micro-organismes et augmentent le risque de formation de biofilms durables sur les surfaces de transformation alimentaire (Tian *et al.*, 2025; Olaimat *et al.*, 2024). Une meilleure compréhension des propriétés des matériaux utilisés dans les installations industrielles apparaît donc essentielle pour expliquer les différences d'adhésion bactérienne et la persistance des biofilms sur les surfaces de transformation alimentaire (Cai *et al.*, 2023; Mu *et al.*, 2023).

II.5. Importance en industrie laitière

Dans le secteur laitier, les biofilms microbiens représentent une problématique majeure en raison de leurs conséquences sur la qualité des produits et sur la sécurité sanitaire. Les bactéries du genre *Pseudomonas*, en particulier *Pseudomonas aeruginosa*, sont fréquemment impliquées dans ces contaminations grâce à leur capacité à se développer à basse température, à adhérer aux surfaces des équipements et à former des biofilms durables. Leur présence au

sein des installations de transformation favorise les phénomènes de recontamination après pasteurisation et réduit l'efficacité des opérations de nettoyage et de désinfection. De plus, ces bactéries produisent des enzymes extracellulaires capables d'altérer les constituants du lait et de diminuer la durée de conservation des produits laitiers (Goetz *et al.*, 2025; Quintieri *et al.*, 2021).

II.5.1. Contamination post-pasteurisation: Dans l'industrie laitière, la qualité microbiologique des produits ne dépend pas uniquement de l'efficacité de la pasteurisation. Même lorsque le traitement thermique est correctement appliqué, des contaminations peuvent apparaître lors des étapes ultérieures de transformation, de stockage ou de conditionnement. Les équipements utilisés dans les ateliers, notamment les cuves, les conduites et les échangeurs thermiques, peuvent servir de supports au développement de biofilms microbiens constituant des sources permanentes de contamination (Goetz *et al.*, 2025; Chang *et al.*, 2024).

Ces biofilms ont la capacité de libérer régulièrement des cellules bactériennes dans le lait au cours de la production, ce qui favorise les phénomènes de recontamination après la pasteurisation (Chang *et al.*, 2024). La figure 11 illustre les différentes étapes du procédé de transformation laitière au cours desquelles des phénomènes de contamination post-pasteurisation peuvent survenir.

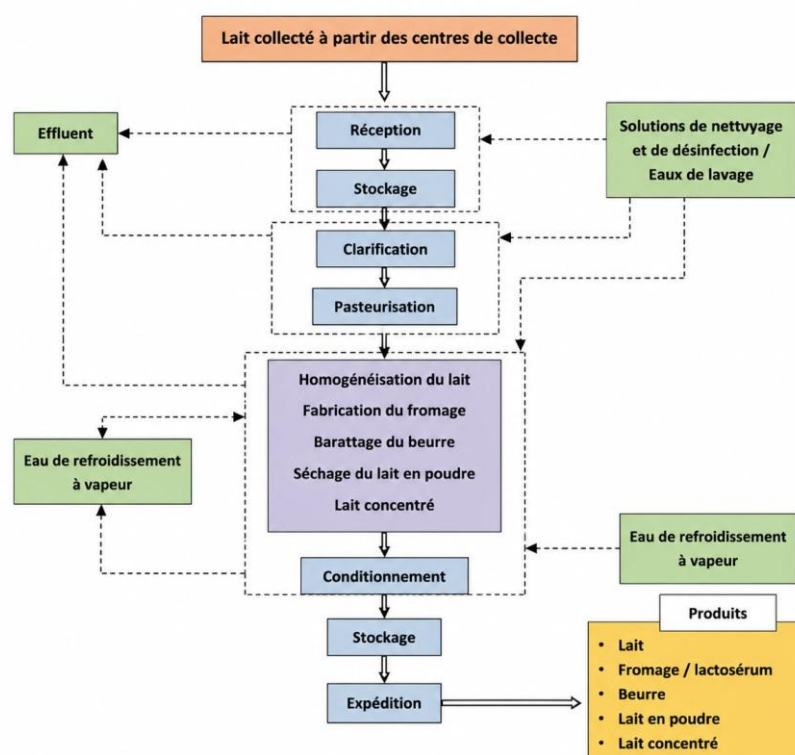


Figure 11: schéma des étapes de transformation du lait dans une industrie laitière (Kunnoth Rao, 2021)

Les bactéries appartenant au genre *Pseudomonas* comptent parmi les principaux micro-organismes impliqués dans ces contaminations post-pasteurisation. Leur aptitude à se multiplier à basse température, à adhérer aux surfaces industrielles et à former des biofilms structurés favorise leur maintien dans les installations de transformation laitière (Quintieri *et al.*, 2021). Certaines souches produisent également des enzymes extracellulaires thermostables, notamment des protéases et des lipases, capables de conserver leur activité après le traitement thermique. Ces enzymes participent à l'altération des constituants du lait en dégradant les protéines et les matières grasses, ce qui affecte directement la qualité des produits finis (Quintieri *et al.*, 2021).

Plusieurs études récentes montrent que certaines souches de *Pseudomonas* restent capables de former des biofilms même dans des conditions de réfrigération. Une proportion importante des souches isolées de produits laitiers développe encore une biomasse biofilmique importante à 6 °C, ce qui montre que les faibles températures ne suffisent pas à empêcher leur persistance (Briega *et al.*, 2025). Par ailleurs, la configuration des équipements

industriels favorise également le maintien de ces contaminations. Des zones difficiles d'accès, comme les joints, les angles ou les surfaces irrégulières, facilitent l'accumulation de résidus organiques et offrent des sites protecteurs où les bactéries peuvent résister aux opérations de nettoyage et de désinfection (Goetz *et al.*, 2025; Hebishy *et al.*, 2024).

Ces niches favorisent l'installation durable des biofilms et peuvent devenir des sources répétées de contamination au cours des différentes étapes de production (Goetz *et al.*, 2025; Hebishy *et al.*, 2024).

En outre, *Pseudomonas aeruginosa* possède une grande capacité d'adaptation aux conditions rencontrées dans les environnements agroalimentaires, ce qui facilite sa survie sur les équipements industriels et sa persistance dans les chaînes de transformation laitière (Li *et al.*, 2023). Plusieurs travaux ont également mis en évidence l'implication du Quorum Sensing dans la régulation de ces mécanismes. Ce système de communication cellulaire intervient dans le contrôle de nombreux gènes associés à la formation du biofilm ainsi qu'à la production d'enzymes extracellulaires (Quintieri *et al.*, 2021).

La présence de molécules de signalisation bactérienne dans des produits altérés confirme le rôle de ces mécanismes dans les phénomènes de recontamination et d'altération des produits laitiers (Quintieri *et al.*, 2021). Ces observations montrent l'importance des mécanismes de communication bactérienne dans la persistance des biofilms et dans les phénomènes de contamination post- pasteurisation observés au sein de l'industrie laitière (Goetz *et al.*, 2025; Elafify *et al.*, 2024).

II.5.2. Risques pour la qualité et la sécurité : Dans les environnements laitiers, les biofilms microbiens représentent un risque important aussi bien pour la qualité technologique des produits que pour leur sécurité sanitaire. Une fois installées sur les surfaces des équipements, les bactéries peuvent persister durablement dans les ateliers de transformation et contaminer de manière répétée le lait ainsi que les produits dérivés, y compris après les traitements thermiques (Lapointe *et al.*, 2025).

Les espèces du genre *Pseudomonas* sont particulièrement préoccupantes en raison de leur grande capacité d'adaptation aux conditions rencontrées dans l'industrie laitière et de leur aptitude à former des biofilms stables (Briega *et al.*, 2025).

Ces bactéries participent également à l'altération des produits laitiers par la production d'enzymes extracellulaires thermostables. Les activités protéolytiques et lipolytiques

provoquent progressivement la dégradation des protéines et des lipides du lait, entraînant des défauts organoleptiques tels que l'amertume, la rancidité ou des modifications de texture. Ces altérations réduisent directement la qualité des produits et leur durée de conservation (Mohi & Saadi, 2026; Yalew *et al.*, 2024).

La présence de biofilms rend également les procédures de nettoyage et de désinfection moins efficaces. La matrice extracellulaire produite par les bactéries agit comme une structure protectrice limitant l'action des agents antimicrobiens. Certaines souches isolées du lait et de produits dérivés présentent à la fois une forte capacité de formation de biofilm et des profils de résistance à plusieurs antibiotiques, ce qui complique leur élimination dans les installations industrielles (Briega *et al.*, 2025; Qi *et al.*, 2025). Cette association entre persistance environnementale et résistance antimicrobienne constitue aujourd'hui une préoccupation importante pour la sécurité sanitaire des aliments.

De plus, *Pseudomonas aeruginosa* est actuellement considérée comme un contaminant émergent dans plusieurs secteurs agroalimentaires, notamment dans l'industrie laitière. Sa grande adaptabilité physiologique, sa tolérance à différentes contraintes environnementales et sa capacité à former des biofilms complexes rendent son contrôle particulièrement difficile dans les chaînes de transformation alimentaire (Li *et al.*, 2023).

La diversité des souches isolées du lait ainsi que leurs capacités variables de production enzymatique et de formation de biofilms compliquent davantage la gestion du risque microbiologique (Wu *et al.*, 2026).

Les mécanismes de communication bactérienne participent également à ces phénomènes. Le Quorum Sensing permet aux bactéries de coordonner l'expression de nombreux gènes impliqués dans la formation du biofilm, la production d'enzymes extracellulaires et l'adaptation aux contraintes du milieu. Cette régulation favorise la persistance des bactéries dans les installations laitières et contribue aux processus d'altération des produits (Quintieri *et al.*, 2021).

Les biofilms de *Pseudomonas* constituent donc un problème majeur aussi bien pour la qualité technologique des produits laitiers que pour leur sécurité sanitaire. Leur capacité à persister sur les équipements industriels, à favoriser l'altération des produits et à résister aux procédures classiques de nettoyage et de désinfection complique considérablement leur contrôle dans les environnements de transformation laitière. Cette situation souligne

Chapitre II : *Pseudomonas aeruginosa* et l'impact des facteurs environnementaux sur sa capacité de formation du biofilm

l'importance de mieux comprendre les mécanismes de persistance de ces bactéries afin d'évaluer plus précisément les risques de contamination et leurs conséquences sur la qualité et la sécurité des produits laitiers (Briega *et al.*, 2025; Li *et al.*, 2023; Quintieri *et al.*, 2021).



Matériel et méthodes



Matériel et méthodes

1. Lieu d'étude:

Ce travail a été mené au Laboratoire de Microbiologie de l'Institut des Sciences et Techniques Appliquées (ISTA-Université de Tlemcen) et au Laboratoire de Microbiologie Appliquée à l'Agroalimentaire, au Biomédical et à l'Environnement (LAMAABE), Université de Tlemcen durant la période allant du mois d'avril au mois de mai 2026 pendant l'année universitaire 2025/2026.

2. Origine des souches

Les souches bactériennes utilisées dans cette étude appartiennent à l'espèce *Pseudomonas aeruginosa*. Deux souches environnementales (LAMAABE4-30 et LAMAABE4-02) ainsi qu'une souche de référence ATCC 27853 ont été retenues pour les essais expérimentaux.

Les souches environnementales ont été isolées à partir des lignes post-pasteurisation d'une unité de production de lait cru après application du programme de nettoyage en place (NEP). Leur identification a été réalisée par des méthodes moléculaires basées sur les techniques RAPD-PCR (Random Amplified Polymorphic DNA), ARDRA (Amplified Ribosomal DNA Restriction Analysis) ainsi que par le séquençage de l'ADNr 16S. Les souches sélectionnées présentaient une aptitude importante à former des biofilms *in vitro* sur microplaques de titration (Cherif-Anntaret *al.*, 2016).

3. Revivification des souches

Les souches conservées sur glycérol à -80 °C ont été revivifiées par transfert d'une fraction du stock dans 5 mL de bouillon Brain Heart Infusion Broth (BHIB), suivi d'une incubation à 37 °C pendant 18 à 24 heures.

Après incubation, un ensemencement sur gélose BHI Agar a été effectué afin d'obtenir des colonies pures. Les boîtes ont ensuite été incubées à 37 °C pendant 24 heures.

4. Observation microscopique

Une observation microscopique a été réalisée pour chaque souche afin de vérifier sa pureté. Pour cela, une coloration simple au bleu de méthylène a été effectuée, suivie d'une observation des frottis au microscope optique au grossissement 100. (Figure 12).



Figure 12: observation microscopique des souches des frottis après coloration un bleu de méthylène (G X 100)

5. Conservation des souches

Après vérification de leur pureté, les souches sélectionnées ont été conservées à court terme sur gélose inclinée.

Pour ce faire, un volume de 5 mL de gélose nutritive a été réparti dans des tubes stériles placés en position inclinée jusqu'à solidification du milieu. Les souches ont ensuite été ensemencées par stries à la surface de la gélose puis incubées à 37 °C pendant 18 à 24 heures. Les tubes ont finalement été conservés à 4 °C pendant une durée de 20 jours. (Figure 13).

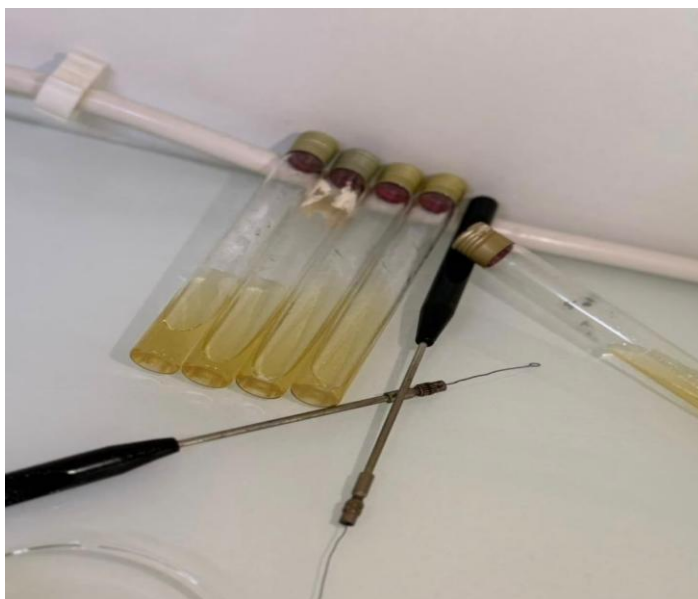


Figure 13: Préparation des géloses inclinées pour la conservation des souches.

6. Effet de la température sur la formation du biofilm chez *Pseudomonas aeruginosa*

Pour étudier l'effet de la température sur la formation de biofilm par les souches de *Pseudomonas aeruginosa*, un total de 03 valeurs de température largement rencontrées en industries laitiers est testé à savoir 20, 30 et 40 °C.

6.1. Préparation de l'inoculum

Pour les essais de formation du biofilm, une suspension bactérienne a été préparée pour chaque souche par inoculation de 10 mL de milieu BHIB. Après incubation à 37 °C pendant 18 à 24 heures, l'inoculum a été ajusté à une concentration d'environ 10^3 UFC/mL à l'aide d'un densitomètre correspondant à une densité optique comprise entre 0,08 et 0,1 à 596 nm

6.2. Formation du biofilm

L'étude de l'effet de la température sur la formation du biofilm a été réalisée dans du bouillon nutritif (BN) supplémenté en glucose à une concentration de 0,25 %.

Dans chaque puits d'une microplaque de titration à 96 puits, un volume de 200 μ L du milieu de culture a été distribué, puis 10 μ L de la suspension bactérienne ont été ajoutés (Figure 14).

Matériel et méthodes

Les microplaques ont été incubées à différentes températures (20, 30 et 40 °C) pendant des durées variables de 0, 2, 4, 6 et 24 heures. Chaque condition expérimentale a été réalisée en triple. Les puits témoins négatifs contenaient uniquement le milieu de culture sans inoculum bactérien.



Figure 14: microplaque de titrationensemencée

6.3. Quantification du biofilm formé

La quantification du biofilm a été effectuée par la méthode de coloration au cristal violet. Après incubation, le contenu des puits a été éliminé puis les puits ont été rincés trois fois avec une solution PBS (Phosphate Buffered Saline ou Solution Saline tamponnée au phosphate) afin d'éliminer les cellules non adhérentes.

Les plaques ont ensuite été laissées sécher à température ambiante pendant 15 minutes. Par la suite, 200 μ l d'une solution de cristal violet à 0,1% ont été ajoutés dans chaque puits et laissés agir pendant 15 minutes à température ambiante (Figure 15).

Matériel et méthodes

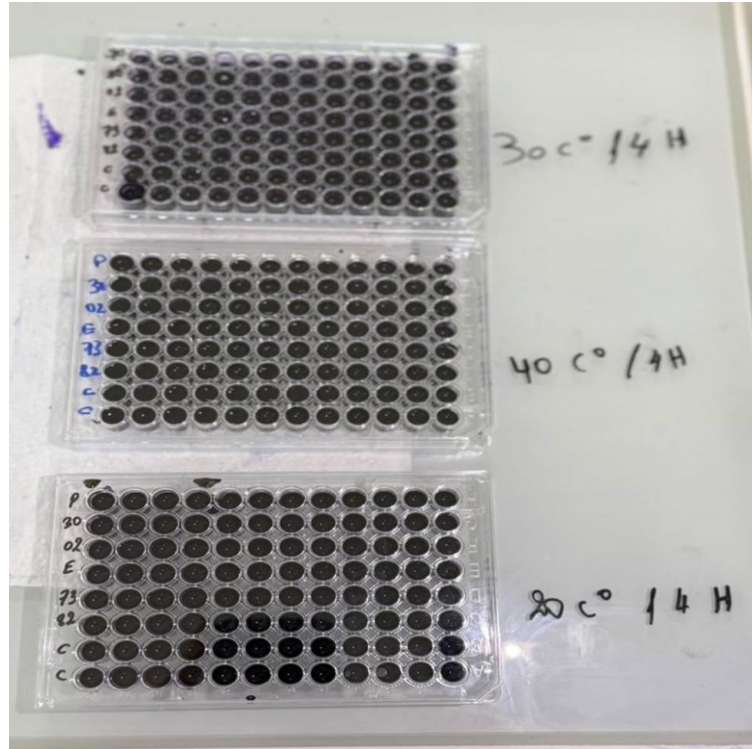


Figure 15: microplaques avec puits additionnés de cristal violet.

L'excès de colorant a été éliminé par rinçage à l'eau distillée stérile puis les plaques ont été séchées à l'air libre (Figure 16). Le cristal violet fixé a été solubilisé à l'aide de 150 μ l d'acide acétique à 33 %.

Matériel et méthodes

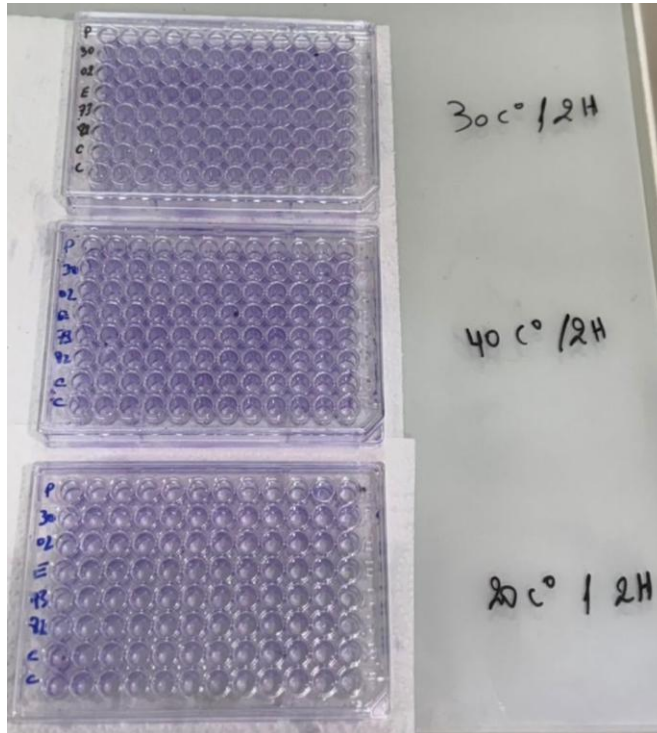


Figure 16: microplaques après élimination du cristal violet et séchage à l'air libre

L'adhésion bactérienne a été évaluée par mesure de l'absorbance à 596 nm à l'aide d'un lecteur automatique de microplaque (Figure 17).



Figure 17: mesure de l'absorbance à 596 nm

Matériel et méthodes

7. Effet du film de conditionnement sur la formation du biofilm chez *Pseudomonas aeruginosa*

Pour étudier l'effet de du film de conditionnement sur la formation de biofilm par les souches de *Pseudomonas aeruginosa*, les lames d'acier inoxydable ont été mises en contact avec du lait entier UHT pour former un film de conditionnement.

7.1. Préparation des surfaces en acier inoxydable

Les lames d'acier inoxydable utilisées dans cette étude ont été préalablement nettoyées et stérilisées afin d'éliminer toute contamination organique ou microbiologique.

Les surfaces ont d'abord été rincées à l'acétone pure puis immergées dans une solution détergente alcaline à base de NaOH à 1 % (p/v) pendant une heure. Après rinçage à l'eau distillée stérile, les lames ont été désinfectées à l'alcool à 70 %, rincées une seconde fois puis séchées à 60 °C pendant deux heures. Enfin, la stérilisation a été réalisée à l'autoclave à 121 °C pendant 15 minutes.

7.2. Formation du biofilm

Pour chaque essai, une lame a été immergée dans le lait entier UHT pendant 2H à température ambiante (**Figure 18, a**). Ensuite, les lames sont retirées aseptiquement, rincées avec EDS puis transférée dans des tubes contenant 10 ml de la suspension bactérienne ajustée à une concentration d'environ 10⁸ UFC/ml à l'aide d'un densitomètre correspondant à une densité optique comprise entre 0,08 et 0,1 à 596 nm. Les tubes sont ensuite incubés à 37°C pendant 24h. Les tubes du témoin négatif contenaient les lames d'aciers inoxydables et le BHIB stérile sans ajout de culture bactérienne (**Figure 18, b**).

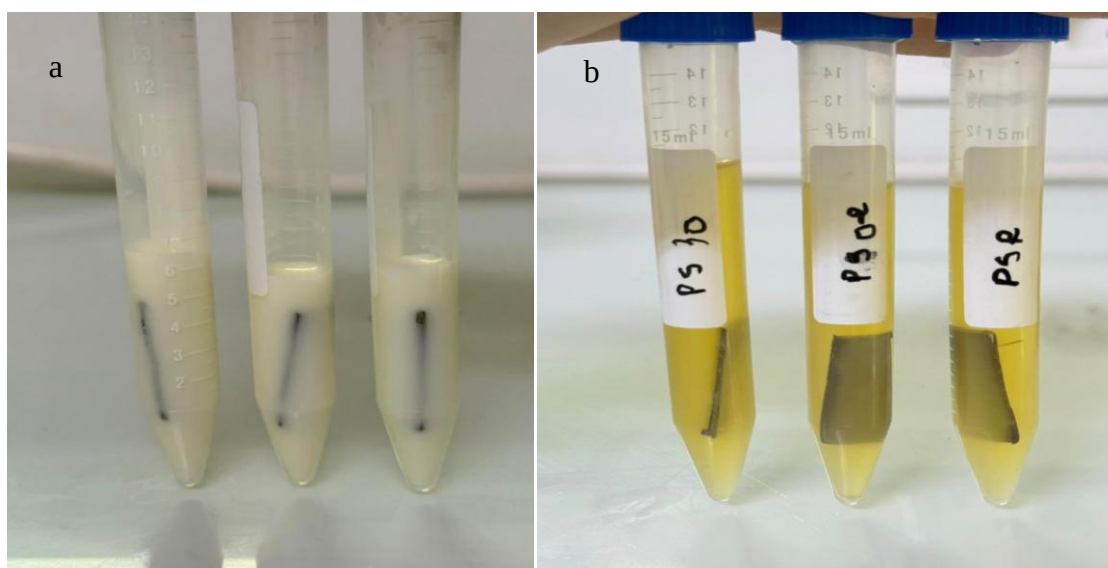


Figure 18: formation de biofilm sur les lames d'acier inoxydable conditionnées, a: lames conditionnées immergées dans l'inoculum, b: conditionnement de lames avec le lait entier UHT

7.3. Quantification des cellules adhérentes

Après incubation, les lames ont été rincées trois fois avec une solution de PBS pendant 10 secondes afin d'éliminer les cellules non adhérentes.

Les cellules adhérentes ont été récupérées par écouvillons stériles imbibés dans l'EDS par des frottements répétés. Les écouvillons ont été, par la suite, transférés dans des tubes contenant 9 ml d'eau physiologique stérile puis soumis au vortex (Figure 19).

Des dilutions décimales successives ont été réalisées puis 100 μ l de chaque dilution ont été ensemencés sur gélose nutritive. Après incubation à 37 °C pendant 24 heures, les cellules adhérentes ont été dénombrées et les résultats exprimés en UFC cm^2 selon la formule suivante:

$$N (\text{ufc}/\text{cm}^2) = [n \cdot v/d]/S$$

Avec :

* n: nombre de colonies dénombrées ;

* d: facteur de dilution;

* v : volume utilisé pour le dénombrement;

* S: surface de la lame correspondant à 5 cm^2

Matériel et méthodes



Figure 19: Procédure de récupération des cellules adhérentes



Résultats et Discussion



Résultats:

Cette partie présente les résultats obtenus concernant l'effet de la température et du conditionnement des surfaces en acier inoxydable avec le lait sur la capacité de formation du biofilm par 03 souches *Pseudomonas aeruginosa*.

1. Observation macroscopique et microscopique des souches de *Pseudomonas aeruginosa*:

Deux méthodes microbiologiques conventionnelles ont été utilisées afin de vérifier la pureté des souches de *Pseudomonas aeruginosa*, à savoir l'ensemencement sur gélose BHIA permettant l'obtention de colonies pures, ainsi que la coloration simple au bleu de méthylène suivie d'une observation microscopique.

1.1. Aspect macroscopique : Après incubation, les souches de *Pseudomonas aeruginosa* ont montré une croissance satisfaisante sur gélose BHIA avec des colonies bien individualisées, de surface lisse, d'aspect humide et de couleur verte. Ces observations sont compatibles avec une culture pure de *Pseudomonas aeruginosa* après revivification (figure 20).

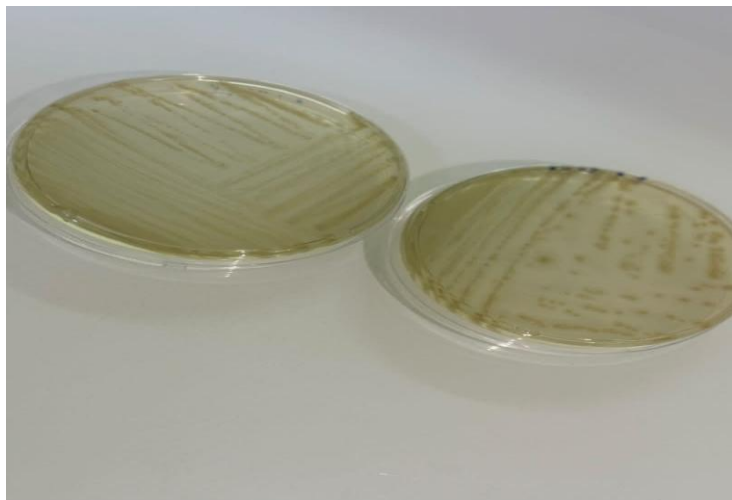


Figure 20: aspect macroscopique des colonies des souches *pseudomonas aeruginosa* après incubation à 37C° pendant 24 h sur gélose BHIA.

1.2. Aspect microscopique : L'observation microscopique réalisée après coloration simple au bleu de méthylène a mis en évidence des cellules de forme bacillaire, caractéristiques de *Pseudomonas aeruginosa*. Les cellules présentaient une morphologie homogène et étaient réparties de manière régulière sur le frottis, ce qui confirme la pureté des cultures obtenues après revivification (Figure 21).

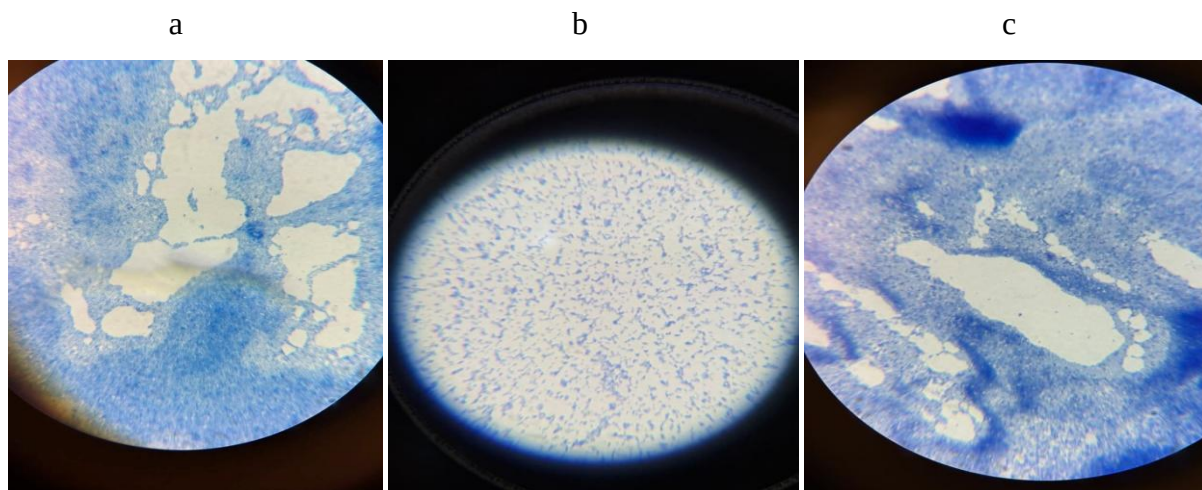


Figure 21: observation microscopique de *P.aeruginosa* (Grossissement X 100) (a): *P.aeruginosa* référence (b): *P. aeruginosa* 02 (c): *P. aeruginosa* 30

2. Effet de la température sur la formation de biofilm par *Pseudomonas aeruginosa*: Afin d'évaluer l'influence de la température sur la capacité de formation du biofilm par les souches de *Pseudomonas aeruginosa*, des essais ont été réalisés à 20, 30 et 40°C pendant différentes durées d'incubation (2, 4, 6 et 24 h). La biomasse du biofilm a été quantifiée par la méthode de coloration au cristal violet suivie d'une mesure de la densité optique à 596 nm (DO596).

2.1. Formation de biofilm par *Pseudomonas aeruginosa* à 20°C:

La Figure 22 illustre l'évolution de la formation du biofilm par les souches PS02, PS30 et PS Réf de *Pseudomonas aeruginosa* à 20°C après 2, 4, 6 et 24 heures d'incubation, avec une augmentation générale des valeurs de densité optique (DO596) au cours du temps.

Après 2 heures d'incubation, les valeurs de DO demeurent relativement faibles et varient entre 0,17 et 0,27. La souche de référence présente la valeur la plus élevée (0,27), suivie des souches PS02 et PS30 avec des valeurs proches de 0,24, tandis que le contrôle négatif affiche la valeur la plus faible (0,17).

Après 4 heures, une légère augmentation est observée pour l'ensemble des souches. Les valeurs atteignent respectivement environ 0,24 pour PS02, 0,25 pour PS30 et 0,28 pour la souche de référence, alors que le contrôle négatif reste inférieur à 0,22.

À 6 heures d'incubation, une augmentation plus importante est enregistrée. La souche de référence atteint une valeur de DO d'environ 0,52, suivie de la souche PS02 avec 0,48. La

Résultats et discussion

souche PS30 présente une valeur plus faible (0,33), tandis que le contrôle négatif demeure pratiquement stable (0,25).

Après 24 heures d'incubation, les valeurs maximales sont obtenues pour toutes les souches étudiées. La souche de référence présente la plus forte capacité de formation du biofilm avec une DO d'environ 0,61. Les souches PS30 et PS02 enregistrent respectivement des valeurs de 0,41 et 0,39, alors que le contrôle négatif reste limité à 0,33.

Ces résultats montrent que la capacité de formation du biofilm augmente avec la durée d'incubation et que la souche de référence est la plus performante à 20°C.

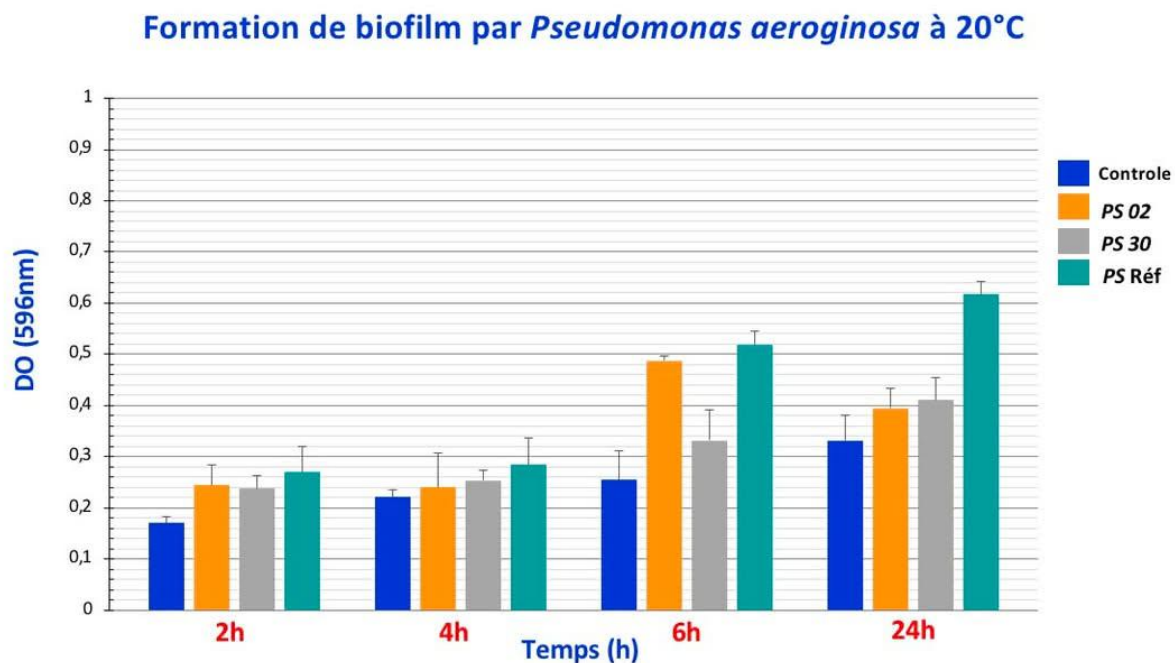


Figure 22: Evolution de la formation du biofilm par les souches de *pseudomonas aeruginosa* PS02, PS30 et PS Réf à 20 °C

2.2. Formation de biofilm par *Pseudomonas aeruginosa* à 30°C:

La Figure 23 montre l'évolution de la formation du biofilm par les souches PS02, PS30 et PS Réf de *Pseudomonas aeruginosa* incubées à 30°C pendant 2, 4, 6 et 24 heures. Dans l'ensemble, les résultats mettent en évidence une augmentation progressive de la biomasse du biofilm au cours du temps, bien que cette évolution varie selon la souche étudiée.

Après 2 heures d'incubation, la formation du biofilm reste faible pour toutes les souches. La souche PS02 présente néanmoins la valeur de densité optique la plus élevée (~0,32), suivie

Résultats et discussion

de PS30 ($\sim 0,27$) et de la souche de référence ($\sim 0,25$). Le contrôle négatif affiche la plus faible valeur ($\sim 0,12$).

À 4 heures, une légère augmentation de la densité optique est observée pour l'ensemble des souches. Les valeurs atteignent environ 0,37 pour PS02, 0,32 pour PS30 et 0,33 pour la souche de référence, tandis que le contrôle négatif reste inférieur à 0,20.

Après 6 heures d'incubation, la production de biofilm devient plus importante, particulièrement chez les souches PS30 et PS Réf, qui atteignent respectivement des valeurs d'environ 0,69 et 0,65. En comparaison, la souche PS02 ne présente qu'une augmentation modérée avec une DO voisine de 0,29, alors que le contrôle négatif demeure faible (0,21).

À 24 heures, toutes les souches atteignent leur niveau maximal de formation du biofilm. La souche PS30 enregistre la valeur la plus élevée ($\approx 0,99$), suivie de la souche de référence ($\sim 0,86$) et de PS02 (0,73). Le contrôle négatif conserve une valeur nettement plus faible ($\sim 0,33$).

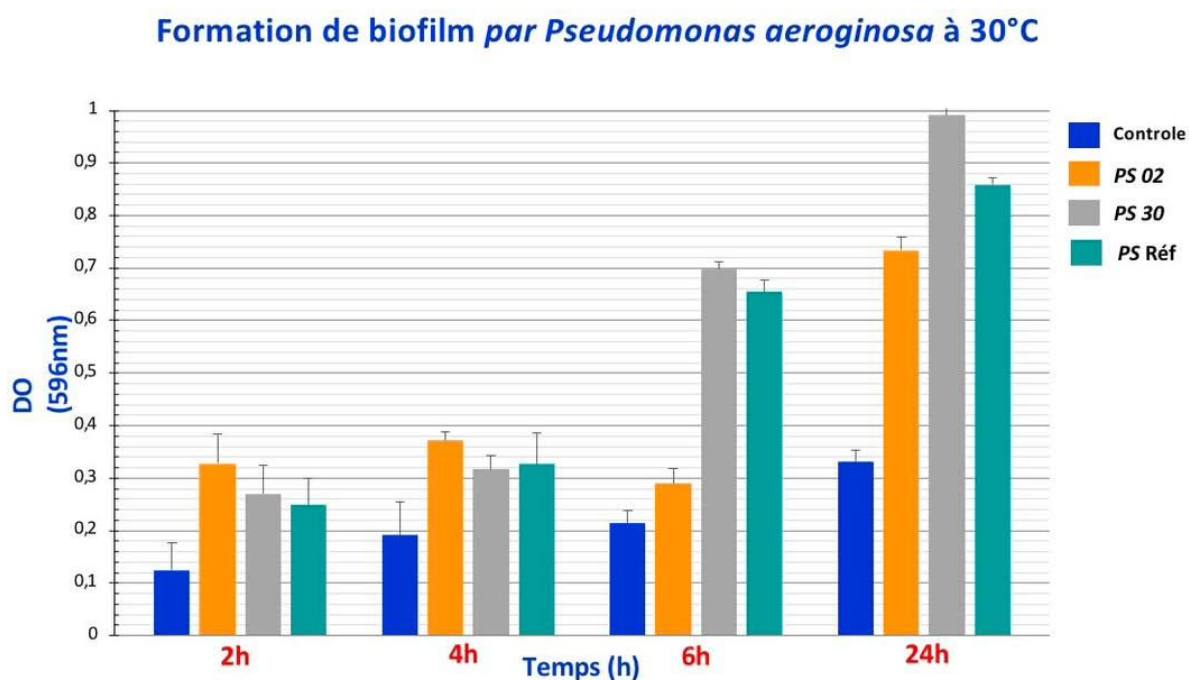


Figure 23: Evolution de la formation du biofilm par les souches PS02, PS30, et PS Réf de *pseudomonas aeruginosa* à 30 °C

2.3. Formation de biofilm par *Pseudomonas aeruginosa* à 40°C :

La Figure 24 illustre l'évolution de la formation du biofilm par les souches PS02, PS30 et PS Réf de *Pseudomonas aeruginosa* à 40°C après 2, 4, 6 et 24 heures d'incubation, bien que leur capacité de formation varie au cours du temps.

Après 2 heures d'incubation, les valeurs de densité optique restent relativement faibles. La souche PS02 présente la valeur la plus élevée ($\approx 0,28$), suivie de la souche de référence ($\approx 0,27$) et de PS30 ($\approx 0,24$), tandis que le contrôle négatif affiche une valeur d'environ 0,15. À 4 heures, une augmentation progressive de la densité optique est observée pour l'ensemble des souches. La souche de référence atteint une valeur d'environ 0,37, alors que PS30 et PS02 présentent respectivement des valeurs de 0,28 et 0,26. Le contrôle négatif demeure inférieur à 0,20.

À 40°C, la formation du biofilm augmente jusqu'à 6 h pour PS30 et PS Réf, puis tend à diminuer légèrement à 24 h, qui enregistrent des densités optiques d'environ 0,55 et 0,52, respectivement. La souche PS02 atteint une valeur plus modérée de 0,31, tandis que le contrôle négatif présente une valeur proche de 0,24.

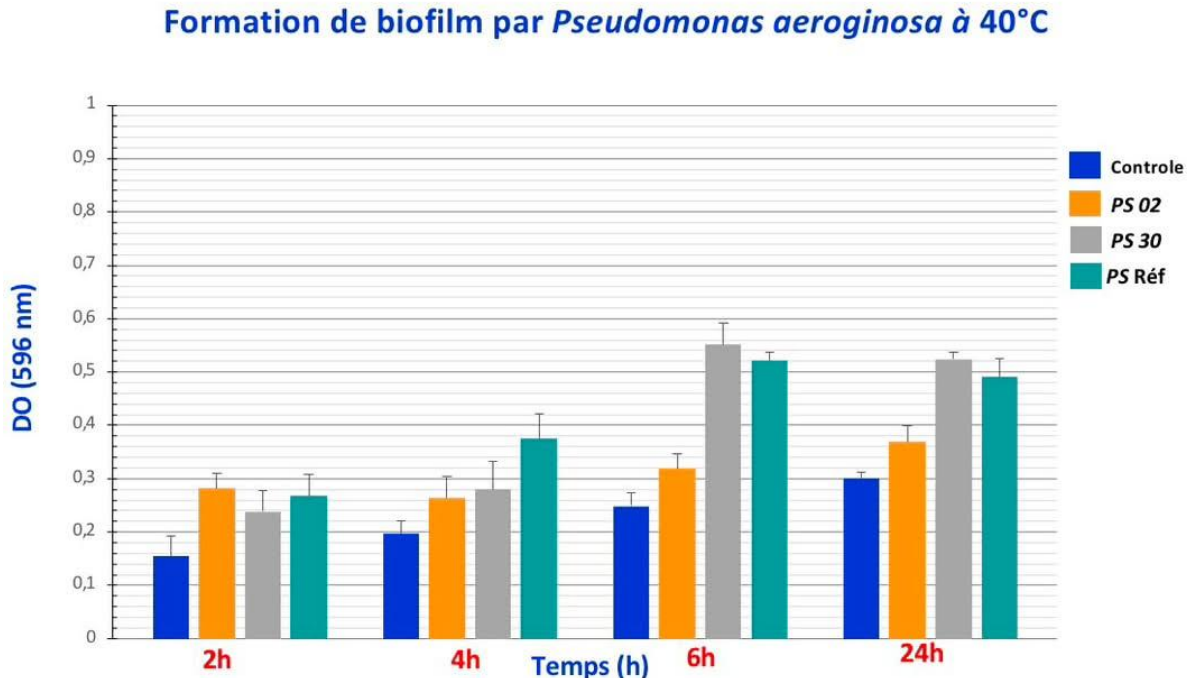


Figure 24: Evolution de la formation du biofilm par les souches PS02, PS30 et PS Réf de *pseudomonas aeruginosa* à 40 °C

3. Effet du film de conditionnement sur la formation du biofilm chez *Pseudomonas aeruginosa* :

Pour étudier l'effet de du film de conditionnement sur la formation de biofilm par les souches de *Pseudomonas aeruginosa*, les surfaces d'acier inoxydable ont été mises en contact avec du lait entier UHT pour former un film de conditionnement.

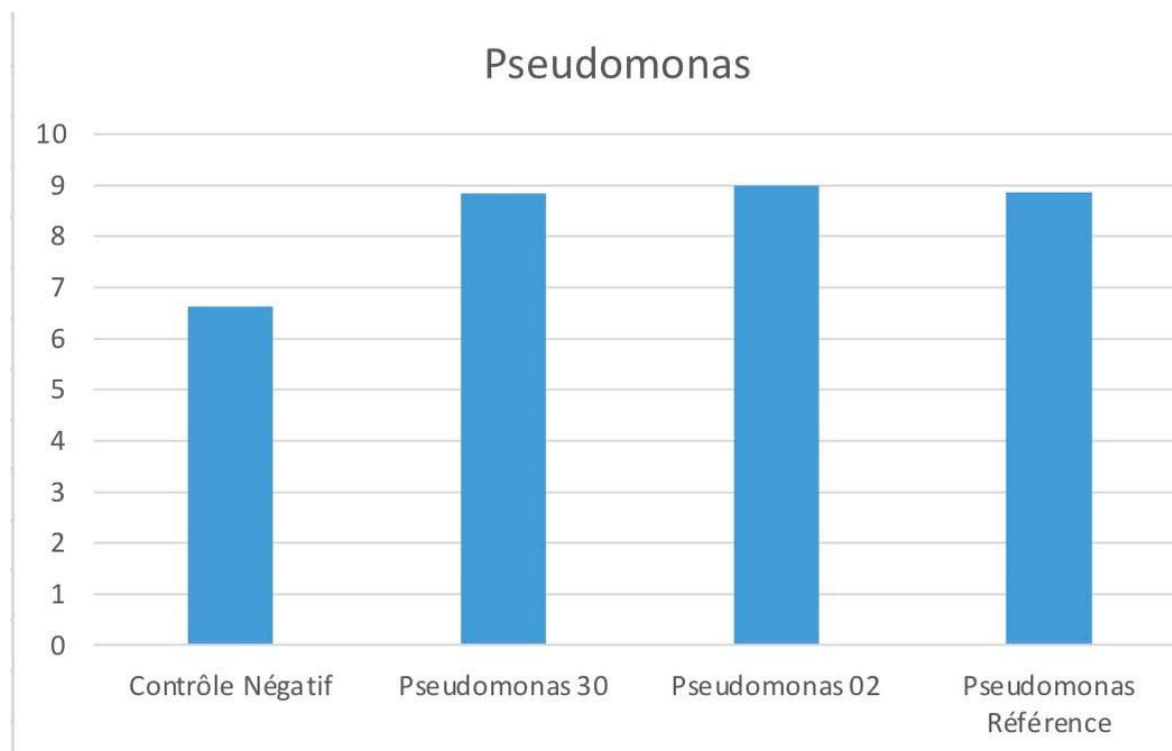


Figure 25: log₁₀ (UFC cm²) des cellules adhérentes de pseudomonas aeruginosa (PS02, PS30, PS Réf) et du controle négatif sur acier inoxydable après 24 h à 37 °C

L'analyse de la courbe a révélé une différence importante entre le contrôle négatif et les souches de *Pseudomonas aeruginosa* étudiées. En effet, le contrôle négatif a présenté une valeur de 6,64 log₁₀ UFC/cm², alors que les souches PS02, PS30 et PS Réf affichaient respectivement des valeurs de 8,99, 8,84 et 8,87 log₁₀ UFC/cm². Les écarts observés entre le contrôle et les différentes souches sont compris entre 2,20 et 2,35 Log₁₀ UFC/cm².

La souche PS02 a enregistré la valeur la plus élevée avec 8,99 log₁₀ UFC cm². Elle est (8,99 log₁₀ UFC/cm²) et par la souche PS30 suivie de près par la souche de référence (8,87 log₁₀ UFC/cm²) et par (8,84 log₁₀ UFC/cm²). Les différences entre les souches restent toutefois limitées. L'écart entre PS02 et PS30 est de 0,15 log₁₀ UFC/cm², tandis que celui observé entre PS30 et la souche de référence ne dépasse pas 0,03 log₁₀ UFC/cm².

Résultats et discussion

Les trois souches présentent ainsi des valeurs relativement proches, regroupées dans un intervalle allant de 8,84 à 8,99 log₁₀ UFC/cm². En revanche, la valeur obtenue pour le contrôle négatif demeure nettement inférieure à celles des souches testées.

Discussion:

La formation du biofilm chez *Pseudomonas aeruginosa* est fortement influencée par les conditions du milieu, notamment la température. Dans cette étude, les trois souches étudiées, PS02, PS30 et PS Réf, ont montré une capacité à former un biofilm aux différentes températures testées, avec une intensité variable selon la température d'incubation.

À 20°C, la formation du biofilm était modérée pour les trois souches. L'augmentation progressive des valeurs de densité optique entre 2 et 24 heures montre que les bactéries conservent leur capacité d'adhésion et de développement du biofilm, malgré une production inférieure à celle observée à 30°C. Ces résultats concordent avec les travaux de Thiet *al.* (2020), qui rapportent que les températures modérées peuvent ralentir la maturation du biofilm sans l'empêcher totalement.

La température de 30°C apparaît comme la plus favorable à la formation du biofilm. Les trois souches ont atteint leurs valeurs maximales de densité optique après 24 heures, avec une production plus marquée chez PS30. Cette forte production pourrait traduire des conditions physiologiques favorables à l'adhésion, à la croissance de la biomasse et à l'organisation du biofilm. (Robinson *et al.*, 2026) ont montré que la température influence le profil d'expression génétique de *P. aeruginosa*, notamment des gènes impliqués dans l'adaptation bactérienne, l'adhésion et la communication intercellulaire, ce qui pourrait expliquer l'intensification du biofilm observé à cette température.

À 40°C, la formation du biofilm diminue par rapport à 30°C, bien qu'elle reste présente chez les trois souches. Cette réduction pourrait être liée à un stress thermique perturbant certains mécanismes de régulation du biofilm. Les travaux de (Chourashi *et al.*, 2026) montrent que les ARN régulateurs PrrF et la voie PqsA participent à la formation du biofilm chez *P. aeruginosa*. Cette diminution pourrait être liée à un stress thermique affectant certains mécanismes de régulation du biofilm. Les travaux de Chourashi *et al.* (2026) montrent que plusieurs régulateurs moléculaires participent à la formation du biofilm chez *P. aeruginosa*, soulignant la complexité des mécanismes impliqués dans ce processus.

Une variabilité inter-souches a également été observée. La souche PS30 présente globalement les valeurs de densité optique les plus élevées, ce qui suggère une meilleure

Résultats et discussion

aptitude à former un biofilm, tandis que PSO2 et PS Réf montrent une production plus modérée. Cette variabilité est en accord avec (Briega *et al.*, 2025), qui ont rapporté des différences de production du biofilm entre isolats de *Pseudomonas*, probablement liées à des différences génétiques ou régulatrices propres à chaque souche.

La température de 30°C semble la plus favorable, alors que 20°C et 40°C sont associées à une production plus faible. Ces observations soulignent l'importance du contrôle des conditions thermiques dans les environnements agroalimentaires afin de limiter la persistance des biofilms bactériens.

Les résultats obtenus montrent que les souches de *Pseudomonas aeruginosa* présentent une capacité d'adhésion importante à l'acier inoxydable préalablement conditionné par du lait. Cette observation est en accord avec (Akter *et al.*, 2025), qui ont montré que *P. aeruginosa* peut former des biofilms sur des surfaces utilisées dans l'industrie agroalimentaire, grâce notamment à la production d'une matrice extracellulaire impliquée dans l'attachement, la stabilité et la persistance du biofilm.

Le conditionnement préalable des surfaces par le lait semble avoir favorisé cette adhésion. En effet, (El Hafa *et al.*, 2025) ont montré que Le film conditionnant formé par le lait peut modifier les propriétés de l'acier inoxydable et favoriser l'adhésion bactérienne.. Ainsi, la présence d'un film organique laitier pourrait expliquer en partie l'adhésion élevée observée dans notre étude.

Les propriétés de surface de l'acier inoxydable peuvent également intervenir dans ce phénomène. Mu *et al.* (2023) ont montré que la rugosité, la nanostructure et la mouillabilité influencent l'adhésion bactérienne. De même, Cai *et al.*, (2023) rapportent que la rugosité module les interactions précoces entre les cellules bactériennes et les surfaces, favorisant le développement initial du biofilm. Même si la rugosité des lames utilisées dans cette étude n'a pas été mesurée, la présence de micro-irrégularités pourrait avoir contribué à l'ancrage des bactéries. Tian *et al.*, (2025) confirment que la modification de la rugosité et de l'hydrophobicité des surfaces peut réduire l'adhésion bactérienne.

Les différences observées entre les souches restent modestes, avec une adhésion légèrement plus élevée pour PS 02 par rapport à PS Réf et PS 30. Cette variabilité peut être liée aux caractéristiques propres de chaque souche, notamment leur capacité à produire une matrice extracellulaire, à exprimer des structures d'adhésion ou à interagir avec la surface conditionnée. Ces observations sont cohérentes avec Akter *et al.*, (2025), qui soulignent que

Résultats et discussion

l'organisation du biofilm et la composition de la matrice extracellulaire peuvent varier selon les bactéries étudiées.

Ces résultats ont un intérêt particulier pour l'industrie laitière, où l'acier inoxydable est largement utilisé dans les équipements de production. Malgré ses qualités hygiéniques, ce matériau peut devenir un support favorable à la formation de biofilms lorsque des résidus organiques persistent à sa surface. Stallings *et al.*, (2025) ont montré que la rugosité des surfaces peut réduire l'efficacité des traitements désinfectants contre les biofilms bactériens. Par conséquent, l'adhésion de *P. aeruginosa* sur l'acier inoxydable conditionné par du lait peut représenter un risque de persistance bactérienne et de contamination croisée dans les environnements de transformation laitière.

En conclusion, cette étude confirme la capacité d'adhésion importante de *Pseudomonas aeruginosa* sur l'acier inoxydable conditionné par du lait. Cette adhésion semble dépendre de trois facteurs principaux : la présence d'un film organique laitier, les propriétés de surface du matériau et les caractéristiques propres des souches bactériennes. Ces résultats soulignent l'importance d'un nettoyage efficace, d'une désinfection adaptée et d'un contrôle rigoureux des surfaces afin de limiter la formation de biofilms dans l'industrie laitière.



Conclusion



Conclusion

La formation de biofilms bactériens constitue un problème important dans les industries agroalimentaires, en particulier dans l'industrie laitière. Ces structures peuvent se développer sur les surfaces en contact avec le lait, notamment l'acier inoxydable, et représenter une source persistante de contamination malgré les opérations de nettoyage et de désinfection.

L'objectif de cette étude était d'évaluer l'impact de certains facteurs environnementaux, principalement la température et le film de conditionnement laitier, sur la capacité de formation du biofilm chez *Pseudomonas aeruginosa*.

Dans l'ensemble, les résultats obtenus ont montré que les souches étudiées sont capables de former des biofilms, avec une intensité variable selon la température, la durée d'incubation et la souche considérée. La formation du biofilm a augmenté progressivement au cours du temps, avec des valeurs généralement plus importantes après 24 heures d'incubation.

La température a influencé le développement du biofilm, la valeur la plus favorable ayant été observée à 30 °C dans les conditions expérimentales de cette étude. Par ailleurs, la présence d'un film de conditionnement laitier sur l'acier inoxydable a favorisé l'adhésion bactérienne, montrant ainsi le rôle des résidus organiques dans la persistance de *Pseudomonas aeruginosa* dans les environnements laitiers.

Ces résultats soulignent l'importance de maîtriser les facteurs favorisant la formation des biofilms dans les industries laitières, notamment la température, la durée de contact, l'état des surfaces et la présence de résidus laitiers. Ils mettent également en évidence la nécessité d'appliquer des procédures rigoureuses de nettoyage et de désinfection afin de limiter les risques de contamination.

Des études complémentaires intégrant d'autres paramètres, tels que le pH, la nature des surfaces, les conditions d'écoulement, l'efficacité des désinfectants et les interactions avec d'autres microorganismes, permettraient de mieux comprendre le comportement de *Pseudomonas aeruginosa* dans les conditions réelles des lignes de production laitière.



Les Références



Les Références

1. Abdelaziz, A. A., Kamer, A. M. A., Al-Monofy, K. B., & Al-Madboly, L. A. (2023). *Pseudomonas aeruginosa's greenish-blue pigment pyocyanin: Its production and biological activities*. *Microbial Cell Factories*, 22(1), 110. <https://doi.org/10.1186/s12934-023-02122-1>
2. Agarwal, H., Gurnani, B., Pippal, B., & Jain, N. (2025). Capturing the micro-communities: Insights into biogenesis and architecture of bacterial biofilms. *BBA Advances*, 7, 100133. Publication en ligne le 21 décembre 2024. <https://doi.org/10.1016/j.bbadv.2024.100133>
3. Ait Said, L., Langlois, J.-P., Sanschagrin, L., Jubinville, É., & Goulet, V. (2026). Biofilm-forming capability and susceptibility to disinfectants among bacterial isolates from aquaculture-based food processing in Québec. *Food Control*, 183, 111974. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2026.111974>
4. Akter, S., Rahman, M. A., Ashrafudoulla, M., & Ha, S.-D. (2025). Biofilm formation and analysis of EPS architecture comprising polysaccharides and lipids by *Pseudomonas aeruginosa* and *Escherichia coli* on food processing surfaces. *Food Research International*, 209, 116274. Publication en ligne anticipée le 18 mars 2025 <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2025.116274>
5. Akter, S., Rahman, M. A., Ashrafudoulla, M., & Ha, S.-D. (2025).
6. Akter, S., Rahman, M. A., Ashrafudoulla, M., Mahamud, A. G. M. S. U., Reem, C. S. A., Chowdhury, M. A. H., Rapak, M. T., Yoon, H. J., & Ha, S. D. (2025). Targeting biofilm resistance in meat production: Postbiotics as a clean-label alternative, a bibliometric analysis review. *Poultry Science*, 105(3), 106362. <https://doi.org/10.1016/j.psj.2025.106362>
7. Alonso, V. P. P., Lemos, J. G., & Nascimento, M. S. (2023). Yeast biofilms on abiotic surfaces: Adhesion factors and control methods. *International Journal of Food Microbiology*, 400, 110265. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2023.110265>
8. Alves, V. F., Tadielo, L. E., Pires, A. C. M. S., & Pereira, M. G. (2024). Hidden places for foodborne bacterial pathogens and novel approaches to control biofilms in the meat industry. *Foods*, 13(24), 3994. <https://doi.org/10.3390/foods13243994>

Les Références

9. Ambreetha, S., & Singh, V. (2023). Genetic and environmental determinants of surface adaptations in *Pseudomonas aeruginosa*. *Microbiology*, 169(6), 001335. <https://doi.org/10.1099/mic.0.001335>
10. Ambreetha, S., Zincke, D., Balachandar, D., & Mathee, K. (2024). Genomic and metabolic versatility of *Pseudomonas aeruginosa* contributes to its inter-kingdom transmission and survival. *Journal of Medical Microbiology*, 73(2), 001791. <https://doi.org/10.1099/jmm.0.001791>
11. Arthur, M., Afari, E. L., Alexa, E. A., & Zhu, M. J. (2025). Recent advances in examining the factors influencing the efficacy of biocides against *Listeria monocytogenes* biofilms in the food industry: A systematic review. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 24(1), e70083. <https://doi.org/10.1111/1541-4337.70083>
12. Atta-Delgado, M. X., Sogore, T., Zhang, R.-R., Liao, X., Feng, J., Liu, D., & Wang, H. (2026). The underestimated factors affecting biofilm formation and microbial food safety in dairy processing environments. *International Journal of Dairy Technology*, 79(2), e70124. <https://doi.org/10.1111/1471-0307.70124>
13. Ban-Cucerzan, A., et al. (2025). Persistent threats: A comprehensive review of biofilm formation, control, and economic implications in food processing environments. *Microorganisms*, 13(8), 1805. <https://doi.org/10.3390/microorganisms13081805>
14. Ban-Cucerzan, A., Imre, K., Morar, A., Marcu, A., & Hotea, I. (2025). Persistent threats: A comprehensive review of biofilm formation, control, and economic implications in food processing environments. *Microorganisms*, 13(8), 1805. <https://doi.org/10.3390/microorganisms13081805>
15. Ban-Cucerzan, A., Imre, K., Morar, A., Marcu, A., Hotea, I., Popa, S.-A., Pătrînjă, R.-T., Bucur, I.-M., Gaspar, C., Plotuna, A.-M., & Ban, S.-C. (2025). Persistent threats: A comprehensive review of biofilm formation, control, and economic implications in food processing environments. *Microorganisms*, 13(8), 1805. <https://doi.org/10.3390/microorganisms13081805>
16. Beaussart, A., Paiva, T. O., Geiger, C. J., Baker, A. E., O'Toole, G. A., & Dufrêne, Y. F. (2024). Atomic force microscopy analysis of Pelpolysaccharide- and type IV pili-mediated adhesion of *Pseudomonas aeruginosa* PA14 to an abiotic surface. *Nanoscale*, 16(25), 12134-12141. <https://doi.org/10.1039/D4NR01415D>

Les Références

17. Benjelloun, G. R., Bahlouan, B., Rizki, H., Waddi, K., Asbai, Z., Bennani, M., Foughal, T., El Antri, S., & Boutaleb, N. (2024). Effect of food environment on the ability of microorganisms to form biofilms. *Journal of Food Safety*, 44(2), e13120. <https://doi.org/10.1111/jfs.13120>
18. Berlanga, M., & Guerrero, R. (2016). Living together in biofilms: The microbial cell factory and its biotechnological implications. *Microbial Cell Factories*, 15, 165. <https://doi.org/10.1186/s12934-016-0569-5>
19. Bhagwat, G., O'Connor, W., & Grainge, I. (2021). Understanding the fundamental basis for biofilm formation on plastic surfaces: Role of conditioning films. *Frontiers in Microbiology*, 12, 687118. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2021.687118>
20. Bhagwat, G., O'Connor, W., Grainge, I., & Palanisami, T. (2021). Understanding the Fundamental Basis for Biofilm Formation on Plastic Surfaces: Role of Conditioning Films. *Frontiers in Microbiology*, 12, 687118. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2021.687118>
21. Biofilm formation and analysis of EPS architecture comprising polysaccharides and lipids by *Pseudomonas aeruginosa* and *Escherichia coli* on food processing surfaces. *Food Research International*, 209, 116274. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2025.116274>
22. Blaeske, V., Schumann-Muck, F. M., Hamedy, A., Braun, P. G., & Koethe, M. (2024). Influence of a nanoscale coating on plucking fingers and stainless steel on attachment and detachment of *Salmonella Enteritidis*, *Escherichia coli* and *Campylobacter jejuni*. *Folia Microbiologica*, 69, 1221-1228. <https://doi.org/10.1007/s12223-024-01162-3>
23. Böhning, J., Tarafder, A. K., & Bharat, T. A. M. (2024). The role of filamentous matrix molecules in shaping the architecture and emergent properties of bacterial biofilms. *Biochemical Journal*, 481(4), 245-263. <https://doi.org/10.1042/BCJ20210301>
24. Briega, I., Garde, S., Sánchez, C., & Rodríguez-Mínguez, E. (2025). Evaluation of biofilm production and antibiotic resistance/susceptibility profiles of *Pseudomonas* spp. isolated from milk and dairy products. *Foods*, 14(7), 1105. <https://doi.org/10.3390/foods14071105>
25. Byun, K.-H., Han, S. H., Choi, M. W., Kim, B.-H., Park, S. H., & Ha, S.-D. (2022). Biofilm eradication ability of phage cocktail against *Listeria monocytogenes* biofilms formed on food contact materials and effect on virulence-related genes and biofilm

Les Références

- structure. Food Research International, 157, 111367.
<https://doi.org/10.1016/j.foodres.2022.111367>
26. Cai, Y., Yu, C., Zhong, S., Chen, G., & Liu, L. (2023). Roughness-controlled cell-surface interactions mediate early biofilm development in drinking water systems. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, 11(3), 110101. <https://doi.org/10.1016/j.jece.2023.110101>
27. Cappato, L. P., de Assunção, L. G., Zanol, J., Dias-Martins, A. M., Silva, M. N., Alvarenga, V. O., Margalho, L. P., Cipolat-Gotet, C., Sant'Ana, A. S., & Lemos Jr, W. J. F. (2026). Fogging in food processing: A bibliometric and critical review of applications, limitations, and sustainable prospects. *Food Biophysics*, 21, 21. <https://doi.org/10.1007/s11483-025-10101-9>
28. Carvalho, D., et al. (2024). Development of Predictive Modeling for Removal of Multispecies Biofilms of Salmonella Enteritidis, Escherichia coli, and Campylobacter jejuni from Poultry Slaughterhouse Surfaces. *Foods*, 13(11), 1703. <https://doi.org/10.3390/foods13111703>
29. Chang, G., Li, Q., Wang, T., Zhang, B., Wu, W., Lv, C., Sun, T., Zhou, T., & Zheng, W. (2024). Characterization of Pseudomonas spp. contamination and in situ spoilage potential in pasteurized milk production process. *Food Research International*, 188, 114463. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2024.114463>
30. Cheng, J. H., Du, R., & Sun, D. W. (2025). Regulating bacterial biofilms in food and biomedicine: Unraveling mechanisms and innovating strategies. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*. <https://doi.org/10.1080/10408398.2024.2312539>
31. Cheng, J.-H., Du, R., & Sun, D.-W. (2025). Regulating bacterial biofilms in food and biomedicine: Unraveling mechanisms and innovating strategies. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 65(10), 1894-1910. <https://doi.org/10.1080/10408398.2024.2312539>
32. Cherif-Antar, A., Moussa-Boudjemâa, B., Didouh, N., Medjahdi, K., Mayo, B., & Flórez, A. B. (2016). Diversity and biofilm-forming capability of Bacteria recovered from stainless steel pipes of a milk-processing dairy plant. *Dairy science & technology*, vol. 96, pp. 27-38.

Les Références

33. Chourashi, R., Weiner, J. M., Hoang, T. M., Ouattara, K., & Oglesby, A. G. (2026). The *Pseudomonas aeruginosa* PrrF sRNAs and PqsA promote biofilm formation at body temperature. *Journal of Bacteriology* <https://doi.org/10.1128/jb.00507-25>
34. Chowdhury, M. A. H., Reem, C. S. A., Ashrafudoulla, M., Rahman, M. A., Shaila, S., Ha, A. J.-W., & Ha, S.-D. (2025). Role of advanced cleaning and sanitation techniques in biofilm prevention on dairy equipment. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 24(3), e70176. <https://doi.org/10.1111/1541-4337.70176>
35. Coppola, F., Fratianni, F., Bianco, V., Wang, Z., & Pellegrini, M. (2025). New methodologies as opportunities in the study of bacterial biofilms, including food-related applications. *Microorganisms*, 13(5), 1062. <https://doi.org/10.3390/microorganisms13051062>
36. Coppola, F., Fratianni, F., Bianco, V., Wang, Z., & Pellegrini, M. (2025). New methodologies as opportunities in the study of bacterial biofilms, including food-related applications. *Microorganisms*, 13(5), 1062. <https://doi.org/10.3390/microorganisms13051062>
37. Correa-Velez, K. E., Leighton, R. E., Decho, A. W., Pinckney, J. L., & Norman, R. S. (2023). Modeling pH and temperature effects as climatic hazards in *Vibrio vulnificus* and *Vibrio parahaemolyticus* planktonic growth and biofilm formation. *GeoHealth*, 7(4), e2022GH000769. <https://doi.org/10.1029/2022GH000769>
38. Counihan, K. L., Tilman, S., Uknalis, J., Mukhopadhyay, S., & Ricke, S. C. (2025). Attachment and biofilm formation of eight different *Salmonella* serotypes on three food-contact surfaces at different temperatures. *Microorganisms*, 13(7), 1446. <https://doi.org/10.3390/microorganisms13071446>
39. Crone, S., Vives-Flórez, M., Kvich, L., Saunders, A. M., Malone, M., Nicolaisen, M. H., et al. (2020). The environmental occurrence of *Pseudomonas aeruginosa*. *APMIS*, 128(3), 220-231. <https://doi.org/10.1111/apm.13010>
40. Damyanova, T., & Paunova-Krasteva, T. (2025). What we still don't know about biofilms- Current overview and key research information. *Microbiology Research*, 16(2), 46. <https://doi.org/10.3390/microbiolres16020046>
41. Damyanova, T., & Paunova-Krasteva, T. (2025). What we still don't know about biofilms- Current overview and key research information. *Microbiology Research*, 16(2), 46. <https://doi.org/10.3390/microbiolres16020046>

Les Références

42. Davies, E., Drauch, V., Alitabar, M., Fesina, D., Großpointner, L., Hess, C., & Martelli, F. (2026). Influence of the *Salmonella* Infantis pESI plasmid on disinfectant efficacy when in biofilm. *Access Microbiology*. <https://doi.org/10.1099/acmi.0.001190.v1>
43. Dawan, J., & Ahn, J. (2025). Recent Advances in Biofilm Control Technologies for the Food Industry. *Antibiotics*, 14(3), 254. <https://doi.org/10.3390/antibiotics14030254>
44. De Plano, L. M., Caratozzolo, M., Conoci, S., & Guglielmino, S. P. P. (2024). Impact of nutrient starvation on biofilm formation in *Pseudomonas aeruginosa*: An analysis of growth, adhesion, and spatial distribution. *Antibiotics*, 13(10), 987. <https://doi.org/10.3390/antibiotics13100987>
45. Deo, R., Lakra, U., Ojha, M., Nigam, V. K., & Sharma, S. R. (2025). Exopolysaccharides in microbial interactions: Signalling, quorum sensing, and community dynamics. *Natural Product Research*, 39(11), 3224-3239. <https://doi.org/10.1080/14786419.2024.2405867>
46. Dhaliwal, H. K., Sonkar, S., Prithviraj, V., Puente, L., & Roopesh, M. S. (2025). Process technologies for disinfection of food-contact surfaces in the dry food industry: A review. *Microorganisms*, 13(3), 648. <https://doi.org/10.3390/microorganisms13030648>
47. Dhaliwal, H. K., Sonkar, S., V., P., Puente, L., & Roopesh, M. S. (2025). Process technologies for disinfection of food-contact surfaces in the dry food industry: A review. *Microorganisms*, 13(3), 648. <https://doi.org/10.3390/microorganisms13030648>
48. Elafify, M., Khalifa, H. O., & El-Shibiny, A. (2024). Biofilm formation in food industries: Challenges and control strategies for food safety. *Food Research International*, 190, 114650. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2024.114650>
49. Elbehiry, A., Marzouk, E., Abalkhail, A., Edrees, H. M., Ellethy, A. T., Almuzaini, A. M., Ibrahim, M., Almujaedel, A., Alzaben, F., & Abu-Okail, A. (2025). Microbial food safety and antimicrobial resistance in foods: A dual threat to public health. *Microorganisms*, 13(7), <https://doi.org/10.3390/microorganisms13071592>
50. Esin, J. J., Visick, K. L., & Kroken, A. R. (2025). Calcium signaling controls early stage biofilm formation and dispersal in *Vibrio fischeri*. *Journal of Bacteriology*, 207(6), e00077-25. <https://doi.org/10.1128/jb.00077-25>
51. Espinoza-Erazo, V. P., Vela-Chauvin, M. G., et al. (2025). Biofilms of *Salmonella*: Implications for food safety and public health. *Foodborne Pathogens and Disease*. <https://doi.org/10.1177/15353141251389597>

Les Références

52. Fu, J., et al. (2021). Strategies for Interfering With Bacterial Early Stage Biofilms. *Frontiers in Microbiology*, 12, 675843. <https://www.frontiersin.org/journals/microbiology/articles/10.3389/fmicb.2021.675843/full>
53. García-Reyes, S., Cocotl-Yáñez, M., García-Contreras, R., Castillo-Juárez, I., & González-Pedrajo, B. (2026). Role of PsrA in physiology and virulence regulation in *Pseudomonas aeruginosa* and other bacterial species. *Journal of Bacteriology*, 208(4), e00470-25. <https://doi.org/10.1128/jb.00470-25>
54. Gheorghita, A. A., Li, Y. E., Kitova, E. N., Bui, D. T., Pfoh, R., Low, K. E., Whitfield, G. B., Walvoort, M. T. C., Zhang, Q., Codée, J. D. C., Klassen, J. S., & Howell, P. L. (2022). Structure of the AlgKX modification and secretion complex required for alginate production and biofilm attachment in *Pseudomonas aeruginosa*. *Nature Communications*, 13(1), 7631. <https://doi.org/10.1038/s41467-022-35131-6>
55. Goetz, C., Sanschagrin, L., Jubinville, E., Jacques, M., & Jean, J. (2025). Biofilm formation in dairy: A food safety concern-Recent progress in antibiofilm strategies in the dairy industry. *Journal of Dairy Science*, 108(8), 8157-8175. <https://doi.org/10.3168/jds.2024-25554>
56. Goetz, C., Sanschagrin, L., Jubinville, E., Jacques, M., & Jean, J. (2025). Biofilm formation in dairy: A food safety concern-Recent progress in antibiofilm strategies in the dairy industry. *Journal of Dairy Science*, 108(8), 8157-8175. <https://doi.org/10.3168/jds.2024-25554>
57. Guéneau, V., Guillier, L., Berdous, C., Noirot-Gros, M. F., Jimenez, G., Plateau-Gonthier, J., Serror, P., Castex, M., & Briandet, R. (2025). 3D imaging-driven assembly of multispecies biofilms with antagonistic activity against undesirable bacteria. *ISME Communications*, 5(1), ycaf156. Publication en ligne le 5 septembre 2025. <https://doi.org/10.1093/ismeco/ycaf156>
58. Guo, S., Chang, Y., Brun, Y. V., Howell, P. L., Burrows, L. L., & Liu, J. (2024). PilY1 regulates the dynamic architecture of the type IV pilus machine in *Pseudomonas aeruginosa*. *Nature Communications*, 15, 9382. <https://doi.org/10.1038/s41467-024-53638-y>

Les Références

59. Haidar, S., Al-Bakri, A. G., & Bustanji, Y. (2024). Biofilm formation and antibiotic resistance in *Pseudomonas aeruginosa*. *The Microbe*, 3, 100078. <https://doi.org/10.1016/j.microb.2024.100078>
60. Hasan, M. I., & Aggarwal, S. (2025). Matrix matters: How extracellular substances shape biofilm structure and mechanical properties. *Colloids and Surfaces B: Biointerfaces*, 246, 114341. Publication en ligne anticipée le 26 octobre 2024. <https://doi.org/10.1016/j.colsurfb.2024.114341>
61. Hebishy, E., Yerlikaya, O., & Reen, F. J. (2024). Microbiological aspects and challenges of dairy powders - II: Biofilm/biofouling. *International Journal of Dairy Technology*. <https://doi.org/10.1111/1471-0307.13076>
62. Hebishy, E., Yerlikaya, O., Reen, F. J., et al. (2024). Microbiological aspects and challenges of dairy powders - II: Biofilm/biofouling. *International Journal of Dairy Technology*, <https://doi.org/10.1111/1471-0307.13076>
63. Hu, Z., Zhu, Z., Ono, H. K., Hirose, S., Hara-Kudo, Y., Li, S., & Hu, D.-L. (2025). Effects of nutritional conditions on growth, biofilm formation, and enterotoxin production in *Staphylococcus aureus* associated with food poisoning. *International Journal of Molecular Sciences*, 26(19), 9791. <https://doi.org/10.3390/ijms26199791>
64. Iaconis, A., De Plano, L. M., Caccamo, A., Franco, D., & Conoci, S. (2024). Anti-biofilm strategies: A focused review on innovative approaches. *Microorganisms*, 12(4), 639. <https://doi.org/10.3390/microorganisms12040639>
65. insights on biofilm management for enhanced food safety and quality, *Journal of Dairy Science*, 108(8), 8101-8119. <https://doi.org/10.3168/jds.2024-25554>
66. Ivers, C., Kaya, E. C., Yucel, U., Boyle, D., & Trinetta, V. (2024). Evaluation of *Salmonella* biofilm attachment and hydrophobicity characteristics on food contact surfaces. *BMC Microbiology*, 24, 387. <https://doi.org/10.1186/s12866-024-03556-2>
67. Jayan, K. S., Naren, N., Liu, Y., Liu, X., Luan, C., & Zhang, X.-X. (2026). Global regulation and virulence mediated by the histidine-responsive transcription factor HutC in *Pseudomonas aeruginosa*. *mBio*, e03886-25. <https://doi.org/10.1128/mbio.03886-25>
68. Kalia, M., Amari, D., Davies, D. G., & Sauer, K. (2023). cis-DA-dependent dispersion by *Pseudomonas aeruginosa* biofilm and identification of cis-DA-sensory protein DspS. *mBio*, 14(2), e02570-23. <https://doi.org/10.1128/mbio.02570-23>

Les Références

69. Kim, J. S., Lim, M. C., Kim, S. M., & Lee, J. Y. (2023). Extracellularmatrix-degrading enzymes as a biofilm control strategy for food-relatedmicroorganisms. *Food Science and Biotechnology*, 32(12), 1745–1761. <https://doi.org/10.1007/s10068-023-01373-3>
70. Kiran, M. D., et al. (2024). Microbiologicallyinfluenced corrosion in stainlesssteel by *Pseudomonas aeruginosa*: An overview. *Journal of Bio- and Tribo-Corrosion*, 10(16). Springer Nature. <https://doi.org/10.1007/s40735-024-00820-w>
71. Klopper, K. B., Bester, E., van Schalkwyk, M., &Wolfaardt, G. M. (2024). Mixedspecies biofilms act as planktonic cell factoriesdespiteisothiazolinoneexposureundercontinuous-flow conditions. *EnvironmentalMicrobiology Reports*, 16(5), e70010. <https://doi.org/10.1111/1758-2229.70010>
72. Kok, M., Hankemeier, T., & van Hasselt, J. G. C. (2025). Nutrient conditions affect antimicrobialpharmacodynamics in *Pseudomonas aeruginosa*. *Microbiology Spectrum*, 13(1), e01409-24. <https://doi.org/10.1128/spectrum.01409-24>
73. Koo, H., Falsetta, M. L., & Klein, M. I. (2013). Assembly of an EPS-richmatrix and 3D biofilm architecture [Figure]. ResearchGate. Retrieved May 20, 2026, from ResearchGate
74. Krell, T., &Matilla, M. A. (2024). *Pseudomonas aeruginosa*. *Trends in Microbiology*, 32(2), 216-218. <https://doi.org/10.1016/j.tim.2023.11.005>
75. Kunnoth, B., & Rao, P. V. (2021). Flowchartshowing milk processing steps in a dairy [Figure]. Dans *Anaerobic digestion of dairywastewater: Effect of different parameters and co-digestion options-A review*. *Environmental Technology Reviews*. ResearchGate. https://www.researchgate.net/figure/Flowchart-showing-milk-processing-steps-in-a-dairyfig1_348905940
76. Lalucat, J., Mulet, M., Gomila, M., &García-Valdés, E. (2020). Genomics in bacterialtaxonomy: Impact on the genus *Pseudomonas*. *Genes*, 11(2), 139,<https://doi.org/10.3390/menes11020139>
77. Langsrud, S., Heir, E., Pedersen, M. E., Moen, B., Teixeira, P., Corbett, K., Rip, D., Gouws, P., Kovacevic, J., Waite-Cusic, J., Fletcher, G. C., Fox, E., Michel, V., Hanin, A., Alvarez-Ordóñez, A., Moreno Switt, A., UrzúaCaracci, A., Rivera, D., Dørum, G., &Møretrø, T. (2026). Managing*Listeria* by cleaning and disinfection: Experiences from food processing industries and from manufacturers of cleaning and disinfection agents. *Journal of Food Protection*, 89, 100793. <https://doi.org/10.1016/j.jfp.2026.100793>

Les Références

78. LaPointe, G., Wilson, T., Tarrah, A., Gagnon, M., & Roy, D. (2025). Biofilm formation in dairy: A food safety concern-Microbial community tracking from dairy farm to factory; insights on biofilm management for enhanced food safety and quality. *Journal of Dairy Science*, 108(8), 8101-8119. <https://doi.org/10.3168/jds.2024-25554>
79. LaPointe, G., Wilson, T., Tarrah, A., Gagnon, M., & Roy, D. (2025). Biofilm formation in dairy: A food safety concern-Microbial community tracking from dairy farm to factory;
80. LaPointe, G., Wilson, T., Tarrah, A., Gagnon, M., & Roy, D. (2025). Biofilm formation in dairy: A food safety concern-Microbial community tracking from dairy farm to factory; insights on biofilm management for enhanced food safety and quality. *Journal of Dairy Science*, 108(8), 8101-8119. <https://doi.org/10.3168/jds.2024-25554>
81. Letizia, M., Diggle, S. P., & Whiteley, M. (2025). *Pseudomonas aeruginosa*: Ecology, evolution, pathogenesis and antimicrobial susceptibility. *Nature Reviews Microbiology*, 23, 701-717. <https://doi.org/10.1038/s41579-025-01193-8>
82. Li, X., Gu, N., Huang, T. Y., Zhong, F., & Peng, G. (2023). *Pseudomonas aeruginosa*: A typical biofilm forming pathogen and an emerging but underestimated pathogen in food processing. *Frontiers in Microbiology*, 13, 1114199. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2022.1114199>
83. Li, Y., Chen, Z., Xia, T., Ding, Y., Xie, Y., Miao, L., Xu, Z., Deng, X., & Yan, A. (2026). Temperature downshifts induce biofilm formation in *Pseudomonas aeruginosa* through the SiaABCD signal and functional module. *Journal of Biological Chemistry*, 302(2), 111086. <https://doi.org/10.1016/j.jbc.2025.111086>
84. Li, Y., Liang, X., Chen, N., Yuan, X., Wang, J., Wu, Q., & al. (2025). The promotion of biofilm dispersion: a new strategy for eliminating foodborne pathogens in the food industry. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 65(15), 2976-3000. <https://doi.org/10.1080/10408398.2024.2354524>
85. Li, Y., Zhu, D., Hong, L., Dai, J., & Wu, L. (2025). Perspectives on adhesion and irreversible fouling to delineate mitigation effects of autoinducer-2 mediated quorum quenching on biofouling. *Bioresource Technology*, 426, 132380. <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2025.132380>
86. Liang, Z., Deng, X., Guo, K., Yin, X., Zhang, C., Yang, Y., Xu, P., Liu, L., & Rao, Y. (2025). Characterization of quorum quenching enzyme AiiA and its potential role in

Les Références

- strawberrypreservation. Food Research International, 207, 116059. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2025.116059>
87. Lima, E. M. F., Almeida, F. A., & Pinto, U. M. (2025). Exploring the antivirulence potential of phenolic compounds to inhibit quorum sensing in *Pseudomonas aeruginosa*. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 41(2), 32. <https://doi.org/10.1007/s11274-025-04255-4>
88. Liu, H. Y., Prentice, E. L., & Webber, M. A. (2024). Mechanisms of antimicrobial resistance in biofilms. *npj Antimicrobials and Resistance*, 2, 27. <https://doi.org/10.1038/s44259-024-00046-3>
89. Liu, J., Wu, S., Feng, L., Wu, Y., & Zhu, J. (2023). Extracellular matrix affects mature biofilm and stress resistance of psychrotrophic spoilage *Pseudomonas* at cold temperature. *Food Microbiology*, 112, 104214. <https://doi.org/10.1016/j.fm.2023.104214>
90. Liu, J., Xu, Z., Huang, T., Soteyome, T., Li, Y., Luo, Y., Mao, Y., Yuan, L., Xu, A., Zeng, Z., Huang, S., Premarathna, M., & Ye, Y. (2026). *Salmonella enterica* biofilm is capable of VBNC state formation and virulence gene expression during low temperature food storage. *Food Microbiology*, 136, 105009. <https://doi.org/10.1016/j.fm.2025.105009>
91. Liu, Y., Zhu, H., Dou, X., Jia, K., Panagou, E. Z., Zhang, H., Xu, A., & Dong, Q. (2024). The influence of nutrients on biofilm formation of an ST87 strain of *Listeria monocytogenes*. *LWT*, 191, 115658. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2023.115658>
92. Lopes, B. A. E. A. J., de Oliveira, J. M., Eller, M. R., & Machado, S. G. (2026). Ozonation as a strategy for controlling *Listeria monocytogenes* biofilm on food industry surfaces: A systematic review. *Food Control*. <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0956713526002811>
93. Ma, L. Z., Wang, D., Liu, Y., Zhang, Z., & Wozniak, D. J. (2022). Regulation of biofilm exopolysaccharide biosynthesis and degradation in *Pseudomonas aeruginosa*. *Annual Review of Microbiology*, 76, 413-433. <https://doi.org/10.1146/annurev-micro-041320-111355>
94. Ma, R., Hu, X., Zhang, X., Wang, W., Sun, J., Su, Z., & Zhu, C. (2022). Strategies to prevent, curb and eliminate biofilm formation based on the characteristics of various periods in one biofilm life cycle. *Frontiers in Cellular and Infection Microbiology*, 12, 1003033. <https://doi.org/10.3389/fcimb.2022.1003033>

Les Références

95. Maji, K., & Lavanya, M. (2024). Microbiologically influenced corrosion in stainless steel by *Pseudomonas aeruginosa*: An overview. *Journal of Bio- and Tribo-Corrosion*, 10(1), 16. <https://doi.org/10.1007/s40735-024-00820-w>
96. Malviya, J., Alameri, A. A., Al-Janabi, S. S., Fawzi, O. F., Azzawi, A. L., Obaid, R. F., Alsudani, A. A., Alkhayyat, A. S., Gupta, J., Mustafa, Y. F., Karampoor, S., & Mirzaei, R. (2023). Metabolomic profiling of bacterial biofilm: Trends, challenges, and an emerging antibiotic target. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 39(8), 212. <https://doi.org/10.1007/s11274-023-03651-y>
97. Mantovam, V. B., dos Santos, D. F., et al. (2026). *Listeria monocytogenes*, *Salmonella* spp., and *Staphylococcus aureus*: Threats to the food industry and public health, *Food Protection Trends*, 22(12), 0124. <https://doi.org/10.1089/fpd.2024.0124>
98. matrixome architecture. *Critical Reviews in Biochemistry and Molecular Biology*, 60(1-3), 1–32. Publication en ligne le 5 mai 2025. <https://doi.org/10.1080/10409238.2025.2497270>
99. Mazaheri, T., Cervantes-Huamán, B. R. H., et al. (2021). *Listeria monocytogenes* biofilms in the food industry: Is the current hygiene program sufficient to combat the persistence of the pathogen? *Microorganisms*, 9(1), 181. <https://www.mdpi.com/2076-2607/9/1/181>
100. Merino, N., García-Castillo, C., Berdejo, D., Pagán, E., García-Gonzalo, D., & Pagán, R. (2024). Comparative analysis of commercial cleaning and disinfection formulations and protocols for effective eradication of biofilms formed by a *Pseudomonas fluorescens* strain isolated from a poultry meat plant. *Food Control*, 164, 110614. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2024.110614>
101. Mishra, A., Tabassum, N., Aggarwal, A., Kim, Y. M., & Khan, F. (2024). Artificial intelligence-driven analysis of antimicrobial-resistant and biofilm-forming pathogens on biotic and abiotic surfaces. *Antibiotics*, 13(8), 788. <https://doi.org/10.3390/antibiotics13080788>
102. Mohi, J., & Saadi, A. M. (2026). Protease-producing *Pseudomonas* in cold-stored milk: Mechanisms of quality deterioration: A review. *Pharaonic Journal of Science*, 2(1), 126-135. <https://doi.org/10.71428/PJS.2026.0110>

Les Références

103. Mousa, W. S., Abdeen, E. E., El-Gendy, H. F., Alsaadawy, R. M., & Hana, M. M. (2026). Prevalence and genotyping of *Pseudomonas aeruginosa* from food and human sources. *Scientific Reports*, 16, 7179. <https://doi.org/10.1038/s41598-026-37559-y>
104. Mu, M., Liu, S., DeFlorio, W., Hao, L., Wang, X., Salazar, K. S., Taylor, M., Castillo, A., Cisneros- Zevallos, L., Oh, J. K., Min, Y., & Akbulut, M. (2023). Influence of surface roughness, nanostructure, and wetting on bacterial adhesion. *Langmuir*, 39(15), 5426-5439. <https://doi.org/10.1021/acs.langmuir.3c00091>
105. Muthuraman, S. (2026). Biofilm formation of *Pseudomonas* spp. at the air-liquid interface, EPS matrix composition and resistance to CIP cleaning: A thesis presented in partial fulfilment of the requirements for the degree of Doctor of Philosophy in Food Technology at Massey University, Palmerston North, New Zealand [Doctoral dissertation, Massey University]. Massey Research Online. <https://mro.massey.ac.nz/handle/10179/74055>
106. Muthuraman, S., Flint, S., & Palmer, J. (2025). Characterization of the extracellular polymeric substances matrix of *Pseudomonas* biofilms formed at the air-liquid interface. *Food Bioscience*, 64, 105918. Publication en ligne le 27 janvier 2025. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2025.105918>
107. Muthuraman, S., Flint, S., & Palmer, J. (2025). Characterization of the extracellular polymeric substances matrix of *Pseudomonas* biofilms formed at the air-liquid interface. *Food Bioscience*, 64, 105918. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2025.105918>
108. Nahar, S., Mahamud, A. G. M. S. U., Ashrafudoulla, M., Roy, P. K., Park, S. H., & Ha, S. D. (2025). Flavours suppress *Pseudomonas aeruginosa* biofilms by targeting motility, quorum sensing, and virulence genes. *Current Microbiology*, 82(8), 240. <https://doi.org/10.1007/s00284-025-04200-6>
109. Nahum, Y., Gross, N., Muhvich, J., & Zaman, M. H. (2026). Microplastics as active modulators of *Escherichia coli* biofilm characteristics and their implications on the development of antimicrobial resistance. *Biofilm*, 11, 100355. <https://doi.org/10.1016/j.biofilm.2026.100355>
110. Nanchaiah, Y. V., & Lens, P. N. L. (2026). Microbial biofilms for sustainable development. *Reviews in Environmental Science and Biotechnology*, 25, Article 17. <https://doi.org/10.1007/s11157-026-09768-4>

Les Références

111. Núñez-García, L. Á., Córdova-Fletes, C., Barboza-Cerda, M. C., Garza-González, E., & Banerjee, B. (2026). *Pseudomonas aeruginosa* biofilms in cystic fibrosis: Interactions, methods, and therapeutic strategies. *BioMed Research International*, 2026, Article 5328382. <https://doi.org/10.1155/bmri/5328382>
112. Olaimat, A. N., Ababneh, A. M., Al-Holy, M. A., Al-Nabulsi, A., Osaili, T. M., Abu Ghoush, M. H., Ayash, M., & Holley, R. A. (2024). A review of bacterial biofilm components and formation, detection methods, and their prevention and control on food contact surfaces. *Microbiology Research*, 15(4), 132. <https://doi.org/10.3390/microbiolres15040132>
113. Olaimat, A. N., Ababneh, A. M., Al-Holy, M., & Al-Nabulsi, A. (2024). A review of bacterial biofilm components and formation, detection methods, and their prevention and control on food contact surfaces. *Microbiology Research*, 15(4), 132. <https://doi.org/10.3390/microbiolres15040132>
114. Oosthuizen, J. (2013). Multidrug-resistant, *Pseudomonas aeruginosa* bacteria [Illustration]. Centers for Disease Control and Prevention (CDC), Public Health Image Library (PHIL). <https://phil.cdc.gov/details.aspx?pid=16876>
115. Pant, K., Palmer, J., & Flint, S. (2026). Conditional synergy: Impact of nutrient abundance on multispecies biofilm formation and sanitizer tolerance. *Food Microbiology*, 134, 104952. <https://doi.org/10.1016/j.fm.2025.104952>
116. Pathirajah, J. P., Balamurugan, S., Arvaj, L., Weiss, J., & Barbut, S. (2022). Influence of different stainless steel finishes on biofilm formation by *Listeria monocytogenes*. *Journal of Food Protection*, 85(11), 1584-1593. <https://doi.org/10.4315/JFP-22-112>
117. Qi, Y., Lu, Z., Meng, Z., Wang, X., Chen, H., & Li, M. (2025). Diversity and antibiotic resistance of cultivable bacteria in bulk tank milk from dairy farms in China. *Frontiers in Veterinary Science*. <https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fvets.2025.1649876>
118. Quintieri, L., Caputo, L., Brasca, M., & Fanelli, F. (2021). Recent advances in the mechanisms and regulation of quorum sensing in dairy spoilage by *Pseudomonas* spp. *Foods*, 10(12), 3088. <https://doi.org/10.3390/foods10123088>
119. Rahman, M. A., Akter, S., Ashrafudoulla, M., Chowdhury, M. A. H., Yoon, H. J., & Ha, S.-D. (2025). Biofilm-microplastic interactions in food safety: Mechanisms, risks,

Les Références

- and control strategies. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 65(34), 9092-9110. <https://doi.org/10.1080/10408398.2025.2517825>
120. Rajewska, M., Maciąg, T., Narajczyk, M., & Jafra, S. (2024). Carbon source and substrate surface affect biofilm formation by the plant-associated bacterium *Pseudomonas donghuensis* P482. *International Journal of Molecular Sciences*, 25(15), 8351. <https://doi.org/10.3390/ijms25158351>
121. Ramesh, R., Rekha, P. D., & Arunachalam, K. D. (2025). *Pseudomonas aeruginosa* biofilm: Treatment strategies to combat infection. *Archives of Microbiology*, 207(6), 141. <https://doi.org/10.1007/s00203-025-04346-8>
122. Rath, S., Pradhan, D., & Singh, H. (2025). Unraveling the multifaceted role of extracellular DNA (eDNA) of biofilm in bacterial physiology, biofilm formation, and
123. Robinson, R. E., Gebhardt, M., & Goldberg, J. B. (2026). The interplay between temperature and growth phase shapes the transcriptional landscape of *Pseudomonas aeruginosa*. *Journal of Bacteriology*. <https://doi.org/10.1128/jb.00385-25>
124. Rocha, J. S., Lepaus, B. M., Domingos, M. M., & São José, J. F. B. (2026). Study of the factors involved in the adhesion process of *Salmonella enterica* Enteritidis, *Escherichia coli*, and *Staphylococcus aureus* to the surface of apple, arugula, cucumber, and strawberry. *Foods*, 15(3), 449. <https://doi.org/10.3390/foods15030449>
125. Rosario, L. L. D., Mohan, H., Fedin, F. A., & Dev, S. S. (2024). Biofilms in food processing: A comprehensive review of understanding formation, challenges, and future directions. *The Bioscan*, 19(1), 400-408. [https://doi.org/10.63001/tbs.2024.v19.102.S.1\(1\).pp400-408](https://doi.org/10.63001/tbs.2024.v19.102.S.1(1).pp400-408)
126. Sachdeva, C., Satyamoorthy, K., & Murali, T. S. (2025). *Pseudomonas aeruginosa*: Metabolic allies and adversaries in the world of polymicrobial infections. *Critical Reviews in Microbiology*, 51(2), 242-263. <https://doi.org/10.1080/1040841X.2024.2397359>
127. Sarukhanian, S., Maslovskaya, A., & Kuttler, C. (2023). Three-dimensional cellular automaton for modeling of self-similar evolution in biofilm-forming bacterial populations. *Mathematics*, 11(15), 3346. <https://doi.org/10.3390/math11153346>

Les Références

128. Schmidt, W. C., Lee, C. K., Zheng, X., et al. (2025). *Pseudomonas aeruginosa* sense sexopolysaccharide trails using type IV pili and adhesins during biofilm formation. *Nature Microbiology*, 10, 2511-2520. <https://doi.org/10.1038/s41564-025-02087-4>
129. Shao, L., Shen, Y., Zhang, Y., Liu, X., & Zhang, H. (2024). *ccdC* Regulates Biofilm Dispersal in *Bacillus velezensis* FZB42. *International Journal of Molecular Sciences*, 25(10), 5201. <https://doi.org/10.3390/ijms25105201>
130. Shineh, G., Mobaraki, M., Pervesh Bappy, M. J., & Mills, D. K. (2023). Biofilm Formation, and Related Impacts on Healthcare, Food Processing and Packaging, Industrial Manufacturing, Marine Industries, and Sanitation-A Review. *Applied Microbiology*, 3(3), 629-665. <https://doi.org/10.3390/applmicrobiol3030044>
131. Silva, V., Pereira, J. E., Maltez, L., Poeta, P., & Igrejas, G. (2022). Influence of environmental factors on biofilm formation of staphylococci isolated from wastewater and surface water. *Pathogens*, 11(10), 1069. <https://doi.org/10.3390/pathogens11101069>
132. Singh, D., Brink, J., Hiebner, D. W., & Casey, E. (2026). Fragmented but functional: Post-dispersion dynamics and phenotypic variation in dispersed biofilm-associated cells. *Biofilm*, 11, 100353. <https://doi.org/10.1016/j.biofilm.2026.100353>
133. Siri, M., Vázquez-Dávila, M., Soto-Guzmán, C., & Bidan, C. M. (2024). Nutrient availability influences *Escherichia coli* biofilm properties and the structure of purified curli amyloid fibers. *npj Biofilms and Microbiomes*, 10, 143. <https://doi.org/10.1038/s41522-024-00619-0>
134. Soares, A., Pereira, M. O., & Vieira, M. J. (2022). Hydrodynamic effects on biofilm development and recombinant protein expression. *Microorganisms*, 10(5), 931. <https://doi.org/10.3390/microorganisms10050931>
135. Sokra, I. (2025). *Pseudomonas* spp.: Taxonomy, physiology, and functional diversity from environmental to industrial systems. *Journal of Agriculture and Technology*, 1(1), 100-106. <https://doi.org/10.5281/zenodo.18032149>
136. Stallings, K., McLandsborough, L., & Demirci, A. (2025). Impact of surface roughness on the effectiveness of disinfectant treatments against bacterial biofilms. *Journal of Applied Microbiology*, 136(11), 1xaf263. <https://doi.org/10.1093/jambio/1xaf263>
137. Su, L. M., Huang, R. T., & Hsiao, H. I. (2025). Biofilm formation comparison of *Vibrio parahaemolyticus* on stainless steel and polypropylene while minimizing environmental impacts and transfer to grouper fish fillets. *International*

Les Références

- Journal of Food Microbiology, 426, 110913.
<https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2024.110913>
138. Sun, L., Xu, B., Tao, Y., Liang, Y., & Chen, X. (2025). Exploring intervention strategies for microbial biofilms in the food industry based on a biomolecular mechanism perspective: Recent advances and emerging trends. *Foods*, 14(24), 4192. <https://doi.org/10.3390/foods14244192>
139. Syamimi Hanim, M. S., Ishamri, I., Nurhayati, Y., AbdGhani, A., & Tang, J. Y. H. (2025). *Pseudomonas fluorescens* and *P. aeruginosa* contaminations of poultry and poultry products: A review on food safety and quality. *International Food Research Journal*, 32(3), 621-640. <https://doi.org/10.47836/ifrj.32.3.01>
140. Thi, M. T. T., Wibowo, D., & Rehm, B. H. A. (2020). *Pseudomonas aeruginosa* biofilms. *International Journal of Molecular Sciences*, 21(22), 8671. <https://doi.org/10.3390/ijms21228671>
141. Tian, X., Li, T., Liu, Y., Tian, Y., Li, Z., Wang, Y., Ma, Y., Li, Y., Wang, X., & Wang, W. (2025). Based on surface roughness and hydrophobicity to reduce the bacterial adhesion to collagen films for the ability to enhance the shelf life of food. *Food Packaging and Shelf Life*, 48, 101473. <https://doi.org/10.1016/j.fpsl.2025.101473>
142. Turpín, C., & Doménech-Sánchez, A. (2026). Biofilms formed by human skin microbiota on stainless steel surfaces: implications for pathogen control in food environments. *Applied Food Research*. <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S2772502226003033>
143. Ugwu, C. N., Ezeibe, E. N., Emencheta, S. C., et al. (2025). Biofilms: Structure, resistance mechanism, emerging control strategies, and applications. *RSC Pharmaceutics & Materials*. <https://doi.org/10.1039/D5PM00094G>
144. Unangil, M. A., Merino-Gómez, M. I., Sotres, J., & Arneborg, N. (2025). Polydimethylsiloxane gel thickness and stiffness affect the initial adhesion of *Escherichia coli* and *Staphylococcus aureus*. *RSC Applied Polymers*. Publication en ligne anticipée. <https://doi.org/10.1039/D5LP00227C>
145. Urganci, N. N., Yılmaz, N., Koçer Alaşalvar, G., & Yıldırım, Z. (2022), *Pseudomonas aeruginosa* and its pathogenicity. *Turkish Journal of Agriculture Food Science and Technology*, 10(4), 726-738. <https://doi.org/10.24925/turiaf.v10i4.726-738.4986>

Les Références

146. Vetrivel, A., Ramasamy, M., Vetrivel, P., Natchimuthu, S., Arunachalam, S., Kim, G.-S., & Murugesan, R. (2021). *Pseudomonas aeruginosa* biofilm formation and its control [Figure illustrant les systèmes de quorum sensing Las, Rhl, PQS et IQS]. *Biologics*, 1, 312-336. MDPI. <https://doi.org/10.3390/biologics1030019>
147. Walczak, Ł. J., Kwiatkowska, M., Twarowski, B., Kubacka, M., Paluch, J., & Herbet, M. (2025). Disinfectant-induced bacterial resistance and antibiotic cross-resistance-Mechanisms and clinical relevance. *Clinical and Experimental Medicine*, 26(1), 26. <https://doi.org/10.1007/s10238-025-01950-2>
148. Wang, R., et al. (2025). Characterization of multispecies microbial communities at beef and pork processing plants and their impact on pathogen stress tolerance. *Frontiers in Microbiology*, 16, 1605719 <https://doi.org/10.3389/fmicb.2025.1605719>
149. Wang, X., Liu, M., Yu, C., Li, J., & Zhou, X. (2023). Biofilm formation: mechanistic insights and therapeutic targets. *Molecular Biomedicine*, 4(1), 49. <https://doi.org/10.1186/s43556-023-00164-w>
150. Wang, X., Liu, M., Yu, C., Li, J., & Zhou, X. (2023). Biofilm formation: mechanistic insights and therapeutic targets. *Molecular Biomedicine*, 4(1), 49. Figure adaptée de la représentation de la matrice extracellulaire des biofilms et des principaux exopolysaccharides (alginate, levan et Psl). Springer. <https://doi.org/10.1186/s43556-023-00164-w>
151. Wang, Y., Liu, Y., Zhang, A., Wang, C., & Wang, X. (2024). Biofilm formation and development: Current understanding and implications in food safety. *Microorganisms*, 12(4), 639. <https://doi.org/10.3390/microorganisms12040639>
152. Wang, Y., Xiao, L., Ji, J., Hassani, D., Wu, Y., Niu, H., & Dong, Q. (2025). Transcriptomic analysis of mature biofilm and planktonic cells of *Listeria monocytogenes* under nutritional stress. *Food Microbiology*, 132, 104859. <https://doi.org/10.1016/j.fm.2025.104859>
153. Wang, Z., Yan, Q., Song, M., Aimaier, X., Liu, X., Zhang, B., Han, Z., Liu, Y., Dan, Y., Huang, J., Hu, X., Wen, J., & Li, H. (2025). *Bacillus licheniformis* extracellular polymeric substances conditioning layer mediates the bacterial adhesion behavior toward controlled biofilm formation. *Langmuir*, 41(10), 6578-6591. <https://doi.org/10.1021/acs.langmuir.4c04292>

Les Références

154. Wu, K., Shen, Z., Wu, J., Chen, Z., Yang, Y., & Huang, Q. (2026). Effect of surface chemistry and structure on bacterial adhesion on titanium dioxide materials with extreme wetting. *Biomaterials Advances*, 182, 214673. <https://doi.org/10.1016/j.bioadv.2025.214673>
155. Wu, Y., Chen, H., Zhang, H., Sun, M., et al. (2026). Diversity, enzymatic activity and biofilm formation of *Pseudomonas* species isolated from camel milk in Xinjiang, China. *International Journal of Dairy Technology*, 79(1). <https://doi.org/10.1111/1471-0307.70099>
156. Wurzler, N., Hidde, G., Schenderlein, M., & Ozcan, O. (2022). Effect of organic conditioning layers adsorbed on stainless steel AISI 304 on the attachment and biofilm formation of electroactive bacteria *Shewanella putrefaciens* CN32. *Engineering Reports*, 4(1), e12458. <https://doi.org/10.1002/eng2.12458>
157. Xu, J., Zhou, T., Tang, C., Kang, Y., Wang, J., Sun, X., & Kang, Z. (2024). Characterization and tolerance of foodborne pathogenic bacteria in microplastic biofilm. *LWT - Food Science and Technology*, 200, 116168. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2024.116168>
158. Xu, Z., Ju, T., Yang, X., & Gänzle, M. (2023). A meta-analysis of bacterial communities in food processing facilities: Driving forces for assembly of core and accessory microbiomes across different food commodities. *Microorganisms*, 11(6), 1575. <https://doi.org/10.3390/microorganisms11061575>
159. Yaeger, L. N., Ranieri, M. R. M., Chee, J., Karabelas-Pittman, S., Rudolph, M., Giovannoni, A. M., Harvey, H., & Burrows, L. L. (2024). A genetic screen identifies a role for *oprF* in *Pseudomonas aeruginosa* biofilm stimulation by subinhibitory antibiotics. *npj Biofilms and Microbiomes*, 10, Article 30. <https://doi.org/10.1038/s41522-024-00496-7>
160. Yalew, K., Pang, X., Huang, S., Zhang, S., Yang, X., & Xie, N. (2024). Recent development in detection and control of psychrotrophic bacteria in dairy production: Ensuring milk quality. *Foods*, 13(18), 2908. <https://doi.org/10.3390/foods13182908>
161. Yang, T., Liao, G., Zhang, X., Li, F., et al. (2026). A novel non-thermal hurdle strategy: Cold stress potentiated cold plasma to control *Pseudomonas aeruginosa*

Les Références

- via integrated oxidative and metabolic disruption. *International Journal of Food Microbiology*, 450, 111651. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2026.111651>
162. Yang, W., Wang, X., Liu, S., An, L., Ren, A., Lv, X., Li, J., Li, X., & Li, M. (2026). Dual-species biofilm formation of *Pseudomonas fluorescens* and *Hafnia alvei* and their susceptibility to penicillin V acylase from *Lactiplantibacillus plantarum* YP4-1-2. *International Journal of Food Microbiology*, 450, 111657. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2026.111657>
163. Yao, P., Mohd Esah, E., & Zhao, C. (2025). Regulatory mechanisms and applications of *Lactobacillus* biofilms in the food industry. *Frontiers in Microbiology*, 15, 1465373. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2024.1465373>
164. Yasbolaghi Sharahi, J., Fayyazi, A., Kodori, M., Hosseinpour, M., & Hashemi, A. (2026). Dispersal Mechanisms in Biofilm Control: Characteristics, Induction, Impacts, and Therapeutic Potential. *Current Microbiology*, 83(1), 3. <https://doi.org/10.1007/s00284-025-04584-5>
165. Yuan, J., Yan, J., & Xie, J. (2025). Characterization, social relationships and control of mixed biofilms in dairy processing: A comprehensive review. *Journal of Dairy Research*, 92(4), 636-649. <https://doi.org/10.1017/S0022029925101647>
166. Yuan, L., Zhang, B., Dai, H., Miao, Y., Xu, Z., Yang, Z., & Jiao, X. (2025). Starvation-induced metabolic adaptation of *Bacillus cereus* during biofilm formation: Phenotypic characterization and proteomic analysis. *Food Research International*, 220, 117167. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2025.117167>
167. Zhang, X., Zhang, D., Zhou, D., Zheng, S., Li, S., Hou, Q., Li, G., & Han, H. (2025). A comprehensive review of the pathogenic mechanisms of *Pseudomonas aeruginosa*: synergistic effects of virulence factors, quorum sensing, and biofilm formation. *Frontiers in Microbiology*, 16, 1619626. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2025.1619626>
168. Zhao, N., Liu, Z., Chen, X., Yu, T., & Yan, F. (2024). Microbial biofilms: A comprehensive review of their properties, beneficial roles and applications. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 65(28), 5814-5828. <https://doi.org/10.1080/10408398.2024.2432474>
169. Zhou, J., Wu, Y., Liu, D., & Lv, R. (2023). The effect of carbon source and temperature on the formation and growth of *Bacillus licheniformis* and *Bacillus cereus*

Les Références

biofilms. LWT Science and Technology, 186, 115239.
<https://doi.org/10.1016/j.lwt.2023.115239>

Résumé : Ce mémoire s'intéresse à l'impact de certains facteurs environnementaux sur la capacité de formation du biofilm chez *Pseudomonas aeruginosa* dans un contexte lié à l'industrie laitière. Les biofilms sont des structures microbiennes organisées qui se forment lorsque les bactéries adhèrent à une surface et produisent une matrice extracellulaire protectrice. Dans les environnements laitiers, leur présence peut favoriser la persistance des microorganismes sur les équipements et augmenter les risques de contamination des produits.

L'objectif de cette étude était d'évaluer l'effet de la température et du film de conditionnement laitier sur la formation du biofilm par des souches de *Pseudomonas aeruginosa*. La biomasse du biofilm a été quantifiée par la méthode de coloration au cristal violet, suivie d'une mesure de la densité optique à 596 nm. L'effet du film de conditionnement a été étudié sur des surfaces en acier inoxydable préalablement mises en contact avec du lait entier UHT.

Les résultats obtenus montrent que les souches étudiées sont capables de former des biofilms, avec une intensité variable selon la température, la durée d'incubation et la souche considérée. La température de 30 °C a favorisé la formation du biofilm à plus élevée dans les conditions expérimentales de cette étude. De plus, la présence d'un film de conditionnement laitier sur l'acier inoxydable a favorisé l'adhésion bactérienne, montrant ainsi le rôle des résidus organiques dans la persistance de *Pseudomonas aeruginosa* dans les environnements laitiers.

En conclusion, cette étude met en évidence l'importance de la température, du temps de contact et du film de conditionnement laitier dans la formation du biofilm chez *Pseudomonas aeruginosa*. Ces résultats peuvent contribuer à l'amélioration des stratégies de nettoyage et de désinfection afin de limiter les risques de contamination dans l'industrie laitière.

Abstract: This work focuses on the impact of certain environmental factors on the biofilm-forming capacity of *Pseudomonas aeruginosa* in the context of the dairy industry. Biofilms are organized microbial structures that develop when bacteria adhere to a surface and produce a protective extracellular matrix. In dairy environments, their presence can promote microbial persistence on equipment and increase the risk of product contamination.

The objective of this study was to evaluate the effect of temperature and dairy conditioning film on biofilm formation by *Pseudomonas aeruginosa* strains. Biofilm biomass was quantified using the crystal violet staining method, followed by optical density measurement at 596 nm. The effect of the conditioning film was studied on stainless steel surfaces previously exposed to whole UHT milk.

The results showed that the studied strains were able to form biofilms, with variable intensity depending on temperature, incubation time and the strain considered. A temperature of 30 °C promoted the highest biofilm formation under the experimental conditions of this study. In addition, the presence of a dairy conditioning film on stainless steel enhanced bacterial adhesion, highlighting the role of organic residues in the persistence of *Pseudomonas aeruginosa* in dairy environments.

In conclusion, this study highlights the importance of temperature, contact time and dairy conditioning film in biofilm formation by *Pseudomonas aeruginosa*. These findings may contribute to improving cleaning and disinfection strategies in order to reduce contamination risks in the dairy industry.

المخلص : تركز هذه الأطروحة على تأثير بعض العوامل البيئية على قدرة تكوين الأغشية الحيوية في *Pseudomonas aeruginosa* في سياق يتعلق بصناعة الألبان. الأغشية الحيوية عبارة عن هياكل ميكروبية منظمة تتشكل عندما تلتصق البكتيريا بالسطح و تنتج مصفوفة واقية خارج الخلية . و في بيئات الألبان، يمكن ان يؤدي وجودها إلى تعزيز استمرار الكائنات الحية الدقيقة على المعدات و زيادة خطر تلوث المنتج.

هدف هذه الدراسة هو تقييم تأثير درجة الحرارة وفيلم تكييف الحليب على تكوين الأغشية الحيوية بواسطة سلالات *Pseudomonas aeruginosa* . تم قياس كمية الكتلة الحيوية للأغشية الحيوية بطريقة التلوين البنفسجي البلوري، يليها قياس الكثافة البصرية عند 596 نانومتر . تمت دراسة تأثير فيلم التكييف على أسطح الفولاذ المقاوم للصدأ التي تم ملامستها مسبقاً للحليب كامل الدسم UHT .

و تظهر النتائج التي تم الحصول عليها أن السلالات المدروسة قادرة على تكوين أغشية حيوية، بكثافة متغيرة اعتماداً على درجة الحرارة ووقت الحضانة و السلالة المحتضنة. وقد ساهمت درجة حرارة 30° درجة مئوية في تكوين الأغشية الحيوية على مستوى أعلى في ظل الظروف التجريبية لهذه الدراسة. بالإضافة إلى ذلك، فإن وجود طبقة تكييف الألبان على الفولاذ المقاوم للصدأ يعزز الالتصاق البكتيري، مما يدل على دور المخلفات العضوية في ثبات *Pseudomonas aeruginosa* في بيئات الألبان.

وفي الختام ، تسلط هذه الدراسة الضوء على أهمية درجة الحرارة ووقت التلامس و فيلم تكييف الالبان في تكوين الأغشية الحيوية في *Pseudomonas aeruginosa*. ويمكن أن تساهم هذه النتائج في تحسين استراتيجيات التنظيف و التطهير من أجل الحد من مخاطر التلوث في صناعة الألبان

