

UNIVERSITÉ DE YAOUNDE I

CENTRE DE RECHERCHE ET DE
FORMATION DOCTORALE EN SCIENCES
DE LA VIE, SANTE ET ENVIRONNEMENT

UNITE DE RECHERCHE ET DE
FORMATION DOCTORALE EN SCIENCES
DE LA VIE

DEPARTEMENT DE BIOLOGIE ET DE
PHYSIOLOGIE ANIMALES



UNIVERSITY OF YAOUNDE I

CENTRE FOR RESEARCH AND TRAINING IN
GRADUATE STUDIES IN LIFE, HEALTH AND
ENVIRONMENTAL SCIENCES

RESEARCH AND DOCTORATE TRAINING
UNIT IN LIFE SCIENCES

DEPARTMENT OF ANIMAL BIOLOGY AND
PHYSIOLOGY

LABORATOIRE D'HYDROBIOLOGIE ET ENVIRONNEMENT

LABORATORY OF HYDROBIOLOGY AND ENVIRONMENT

Biodégradation de deux types d'emballages plastiques en microcosme aquatique par les bactéries *Pseudomonas aeruginosa* et *Staphylococcus aureus*

THESE

Présentée et soutenue publiquement le 06 avril 2023 en vue de l'obtention partielle du diplôme de
Doctorat/Ph.D en Biologie des Organismes Animaux

Option Hydrobiologie et Environnement

Par

MOUAFO TAMNOU Edith Brunelle

Matricule 11Q0457

Devant le jury composé ainsi qu'il suit :

Président : MBACHAM Wilfred FON, *Professeur*, Université de Yaoundé I

Rapporteur : NOLA Moïse, *Professeur*, Université de Yaoundé I

Membres : AJEAGAH Gidéon AGHAINDUM, *Professeur*, Université de Yaoundé I

NGAKOU Albert, *Professeur*, Université de Ngaroundéré

SADO KAMDEM Sylvain Leroy, *Maître de Conférences*, Université de Yaoundé I



Année 2023

REPUBLIQUE DU CAMEROUN

Paix - Travail – Patrie

UNIVERSITE DE YAOUNDE I
FACULTE DES SCIENCES

B.P. 812 Yaoundé
Tél: (237) 242239584
Fax: (237) 242234496



REPUBLIC OF CAMEROON

Peace – Work – Fatherland

UNIVERSITY OF YAOUNDE I
FACULTY OF SCIENCE

P.O. BOX 812 Yaounde
Phone: (237) 242239584
Fax: (237) 242234496

DEPARTEMENT DE BIOLOGIE ET PHYSIOLOGIE ANIMALES
DEPARTMENT OF ANIMAL BIOLOGY AND PHYSIOLOGY

ATTESTATION DE CORRECTION

Nous soussignés, membres du jury de soutenance de la **Thèse de Doctorat/Ph.D en Biologie des Organismes Animaux**, Option : **Hydrobiologie et Environnement**, de Madame **MOUAFOTAMNOU Edith Brunelle**, matricule **11Q0457**, soutenance autorisée par la correspondance N° 023-081/UYYI/VREPDTIC/DAAC/DEPE/SPD/SPDA/CB-AP du Recteur de l'Université de Yaoundé I en date du 03 avril 2023 sur le sujet intitulé : « **Biodégradation de 2 types d'emballages plastiques en microcosme aquatique par les bactéries *Pseudomonas aeruginosa* et *Staphylococcus aureus*** », attestons que les corrections exigées à la candidate lors de cette évaluation, qui a eu lieu le **jeudi 06 avril 2023** dans la salle **S01/02** du **bloc pédagogique** de la **Faculté des Sciences**, ont réellement été effectuées et que le présent document peut être déposé sous sa forme actuelle.

En foi de quoi, la présente attestation lui est délivrée pour servir et valoir ce que de droit.

Fait à Yaoundé, le..... **12 AVR 2023**

Examineurs

R. Ngakou

Pr Sado

ASEAGAH

Président du Jury

Prof. Mbacham Wilfred Acham
MS,DS, ScD(Harvard), FASE/SCAS, FPAI
Public Health Biotechnologist

Le Chef de Département



Charles Félix Bilong Bilong
Professeur

| | | |
|--|--|---|
| <UNIVERSITÉ DE YAOUNDÉ I Faculté des Sciences Division de la Programmation et du Suivi des Activités Académiques |  | THE UNIVERSITY OF YAOUNDE I Faculty of Science Division of Programming and Follow-up of Academic Affairs |
| LISTE DES ENSEIGNANTS PERMANENTS | | LIST OF PERMANENT TEACHING STAFF |

LISTE PROTOCOLAIRE DE LA FACULTÉ DES SCIENCES

ANNÉE ACADEMIQUE 2021/2022

(Par Département et par Grade)

DATE D'ACTUALISATION 22 juin 2022

ADMINISTRATION

DOYEN : TCHOUANKEU Jean- Claude, *Maître de Conférences*

VICE-DOYEN / DPSAA: ATCHADE Alex de Théodore, *Maître de Conférences*

VICE-DOYEN / DSSE : NYEGUE Maximilienne Ascension, *Professeur*

VICE-DOYEN / DRC : ABOSSOLO ANGUE Monique, *Maître de Conférences*

Chef Division Administrative et Financière : NDOYE FOE Florentine Marie Chantal, *Maître de Conférences*

Chef Division des Affaires Académiques, de la Recherche et de la Scolarité DAARS :

AJEAGAH Gideon AGHAINDUM, *Professeur*

1- DÉPARTEMENT DE BIOCHIMIE (BC) (39)

| N° | NOMS ET PRÉNOMS | GRADE | OBSERVATIONS |
|-----|--------------------------------|-----------------------|----------------------------|
| 1. | BIGOGA DAIGA Jude | Professeur | En poste |
| 2. | BOUDJEKO Thaddée | Professeur | En poste |
| 3. | FEKAM BOYOM Fabrice | Professeur | En poste |
| 4. | FOKOU Elie | Professeur | En poste |
| 5. | KANSCI Germain | Professeur | En poste |
| 6. | MBACHAM FON Wilfred | Professeur | En poste |
| 7. | MOUNDIPA FEWOU Paul | Professeur | <i>Chef de Département</i> |
| 8. | OBEN Julius ENYONG | Professeur | En poste |
| 9. | ACHU Merci BIH | Maître de Conférences | En poste |
| 10. | ATOUGHO Barbara MMA | Maître de Conférences | En poste |
| 11. | AZANTSA KINGUE GABIN BORIS | Maître de Conférences | En poste |
| 12. | BELINGA née NDOYE FOE F. M. C. | Maître de Conférences | Chef DAF / FS |
| 13. | DJUIDJE NGOUNOUE Marceline | Maître de Conférences | En poste |
| 14. | EFFA ONOMO Pierre | Maître de Conférences | En poste |
| 15. | EWANE Cécile Annie | Maître de Conférences | En poste |
| 16. | KOTUE TAPTUE Charles | Maître de Conférences | En poste |
| 17. | MOFOR née TEUGWA Clotilde | Maître de Conférences | Doyen FS / Uds |
| 18. | NANA Louise épouse WAKAM | Maître de Conférences | En poste |
| 19. | NGONDI Judith Laure | Maître de Conférences | En poste |
| 20. | NGUEFACK Julienne | Maître de Conférences | En poste |
| 21. | NJAYOU Frédéric Nico | Maître de Conférences | En poste |
| 22. | TCHANA KOUATCHOUA Angèle | Maître de Conférences | En poste |
| 23. | AKINDEH MBUH NJI | Chargé de Cours | En poste |
| 24. | BEBEE Fadimatou | Chargée de Cours | En poste |

| | | | |
|-----|--------------------------------|------------------|----------|
| 25. | BEBOY EDJENGUELE Sara Nathalie | Chargé de Cours | En poste |
| 26. | DAKOLE DABOY Charles | Chargé de Cours | En poste |
| 27. | DJUIKWO NKONGA Ruth Viviane | Chargée de Cours | En poste |
| 28. | DONGMO LEKAGNE Joseph Blaise | Chargé de Cours | En poste |
| 29. | FONKOUA Martin | Chargé de Cours | En poste |
| 30. | KOUOH ELOMBO Ferdinand | Chargé de Cours | En poste |
| 31. | LUNGA Paul KEILAH | Chargé de Cours | En poste |
| 32. | MANANGA Marlyse Joséphine | Chargée de Cours | En poste |
| 33. | MBONG ANGIE M. Mary Anne | Chargée de Cours | En poste |
| 34. | OWONA AYISSI Vincent Brice | Chargé de Cours | En poste |
| 35. | Palmer MASUMBE NETONGO | Chargé de Cours | En poste |
| 36. | PECHANGO NSANGO Sylvain | Chargé de Cours | En poste |
| 37. | WILFRED ANGIE Abia | Chargé de Cours | En poste |

| | | | |
|-----|---------------------------------|------------------|----------|
| 38. | FOUPOUPOUOGNIGNI Yacouba | Assistant | En poste |
| 39. | MBOUCHE FANMOE Marceline Joëlle | Chargée de Cours | En poste |

2- DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE ET PHYSIOLOGIE ANIMALES (BPA) (51)

| | | | |
|-----|------------------------------|------------|--|
| 1. | AJEAGAH Gideon AGHAINDUM | Professeur | DAARS/FS |
| 2. | BILONG BILONG Charles-Félix | Professeur | Chef de Département |
| 3. | DIMO Théophile | Professeur | En Poste |
| 4. | DJIETO LORDON Champlain | Professeur | En Poste |
| 5. | DZEUFIET DJOMENI Paul Désiré | Professeur | En Poste |
| 6. | ESSOMBA née NTSAMA MBALA | Professeur | Vice Doyen/FMSB/UIYI |
| 7. | FOMENA Abraham | Professeur | En Poste |
| 8. | KEKEUNOU Sévilor | Professeur | En poste |
| 9. | NJAMEN Dieudonné | Professeur | En poste |
| 10. | NJIOKOU Flobert | Professeur | En Poste |
| 11. | NOLA Moïse | Professeur | En poste |
| 12. | TAN Paul VERNYUY | Professeur | En poste |
| 13. | TCHUEM TCHUENTE Louis Albert | Professeur | Inspecteur de service Coord.Progr./MINSANTE |
| 14. | ZEBAZE TOGOUET Serge Hubert | Professeur | En poste |

| | | | |
|-----|---|-----------------------|--------------------------|
| 15. | ALENE Désirée Chantal | Maître de Conférences | Chef Service/ MINESUP |
| 16. | BILANDA Danielle Claude | Maître de Conférences | En poste |
| 17. | DJIOGUE Séfirin | Maître de Conférences | En poste |
| 18. | JATSA BOUKENG Hermine épse MEGAPTCHE | Maître de Conférences | En Poste |
| 19. | LEKEUFACK FOLEFACK Guy B. | Maître de Conférences | En poste |
| 20. | MBENOUN MASSE Paul Serge | Maître de Conférences | En poste |
| 21. | MEGNEKOU Rosette | Maître de Conférences | En poste |
| 22. | MONY Ruth épse NTONE | Maître de Conférences | En Poste |
| 23. | NGUEGUIM TSOFAK Florence | Maître de Conférences | En poste |
| 24. | NGUEMBOCK | Maître de Conférences | En poste |
| 25. | TOMBI Jeannette | Maître de Conférences | En poste |

| | | | |
|-----|---|------------------|------------------------------|
| 26. | ATSAMO Albert Donatien | Chargé de Cours | En poste |
| 27. | BASSOCK BAYIHA Etienne Didier | Chargé de Cours | En poste |
| 28. | DONFACK Mireille | Chargée de Cours | En poste |
| 29. | ESSAMA MBIDA Désirée Sandrine | Chargée de Cours | En poste |
| 30. | ETEME ENAMA Serge | Chargé de Cours | En poste |
| 31. | FEUGANG YOUNSSI François | Chargé de Cours | En poste |
| 32. | GONWOUO NONO Legrand | Chargé de Cours | En poste |
| 33. | GOUNOUE KAMKUMO Raceline | Chargée de Cours | En poste |
| 34. | KANDEDA KAVAYE Antoine | Chargé de Cours | En poste |
| 35. | KOGA MANG DOBARA | Chargé de Cours | En poste |
| 36. | LEME BANOCK Lucie | Chargé de Cours | En poste |
| 37. | MAHOB Raymond Joseph | Chargé de Cours | En poste |
| 38. | METCHI DONFACK MIREILLE FLAURE EPSE GHOUMO | Chargé de Cours | En poste |
| 39. | MOUNGANG Luciane Marlyse | Chargée de Cours | En poste |
| 40. | MVEYO NDANKEU Yves Patrick | Chargé de Cours | En poste |
| 41. | NGOUATEU KENFACK Omer Bébé | Chargé de Cours | En poste |
| 42. | NJUA Clarisse Yafi | Chargée de Cours | <i>Chef Div. Uté Bamenda</i> |
| 43. | NOAH EWOTI Olive Vivien | Chargée de Cours | En poste |
| 44. | TADU Zephyrin | Chargé de Cours | En poste |
| 45. | TAMSA ARFAO Antoine | Chargé de Cours | En poste |
| 46. | YEDE | Chargé de Cours | En poste |
| 47. | YOUNOUSSA LAME | Chargé de Cours | En poste |

| | | | |
|-----|------------------------------------|------------|----------|
| 48. | AMBADA NDZENGUE GEORGIA ELNA | Assistante | En poste |
| 49. | FOKAM Alvine Christelle Epse KEGNE | Assistante | En poste |
| 50. | MAPON NSANGOU Indou | Assistant | En poste |
| 51. | NWANE Philippe Bienvenu | Assistant | En poste |

3- DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE ET PHYSIOLOGIE VÉGÉTALES (BPV) (33)

| | | | |
|----|--------------------------|------------|----------------------------|
| 1. | AMBANG Zachée | Professeur | <i>Chef DAARS /UYII</i> |
| 2. | DJOCGOUE Pierre François | Professeur | En poste |
| 3. | MBOLO Marie | Professeur | En poste |
| 4. | MOSSEBO Dominique Claude | Professeur | En poste |
| 5. | YOUNBI Emmanuel | Professeur | <i>Chef de Département</i> |
| 6. | ZAPFACK Louis | Professeur | En poste |

| | | | |
|-----|------------------------------|-----------------------|---------------------|
| 7. | ANGONI Hyacinthe | Maître de Conférences | En poste |
| 8. | BIYE Elvire Hortense | Maître de Conférences | En poste |
| 9. | MALA Armand William | Maître de Conférences | En poste |
| 10. | MBARGA BINDZI Marie Alain | Maître de Conférences | <i>DAAC /UDla</i> |
| 11. | NDONGO BEKOLO | Maître de Conférences | <i>CE / MINRESI</i> |
| 12. | NGODO MELINGUI Jean Baptiste | Maître de Conférences | En poste |
| 13. | NGONKEU MAGAPTCHE Eddy L. | Maître de Conférences | <i>CT / MINRESI</i> |
| 14. | TONFACK Libert Brice | Maître de Conférences | En poste |
| 15. | TSOATA Esaïe | Maître de Conférences | En poste |
| 16. | ONANA JEAN MICHEL | Maître de Conférences | En poste |

| | | | |
|-----|-----------------------------------|------------------|-----------------------------------|
| 17. | DJEUANI Astride Carole | Chargé de Cours | En poste |
| 18. | GOMANDJE Christelle | Chargée de Cours | En poste |
| 19. | GONMADGE CHRISTELLE | Chargée de Cours | En poste |
| 20. | MAFFO MAFFO Nicole Liliane | Chargé de Cours | En poste |
| 21. | MAHBOU SOMO TOUKAM. Gabriel | Chargé de Cours | En poste |
| 22. | NGALLE Hermine BILLE | Chargée de Cours | En poste |
| 23. | NNANGA MEBENGA Ruth Laure | Chargé de Cours | En poste |
| 24. | NOUKEU KOUAKAM Armelle | Chargé de Cours | En poste |
| 25. | NSOM ZAMBO EPSE PIAL ANNIE CLAUDE | Chargé de Cours | <i>En détachement/UNESCO MALI</i> |
| 26. | GODSWILL NTSOMBOH NTSEFONG | Chargé de Cours | En poste |
| 27. | KABELONG BANAHOU Louis-Paul-Roger | Chargé de Cours | En poste |
| 28. | KONO Léon Dieudonné | Chargé de Cours | En poste |
| 29. | LIBALAH Moses BAKONCK | Chargé de Cours | En poste |
| 30. | LIKENG-LI-NGUE Benoit C | Chargé de Cours | En poste |
| 31. | TAEDOUNG Evariste Hermann | Chargé de Cours | En poste |
| 32. | TEMEGNE NONO Carine | Chargé de Cours | En poste |
| 33. | MANGA NDJAGA JUDE | Assistant | En poste |

4- DÉPARTEMENT DE CHIMIE INORGANIQUE (CI) (31)

| | | | |
|----|---------------------------------|------------|-----------------------------------|
| 1. | AGWARA ONDOH Moïse | Professeur | <i>Chef de Département</i> |
| 2. | Florence UFI CHINJE épouse MELO | Professeur | <i>Recteur Univ.Ngaoundere</i> |
| 3. | GHOHOMU Paul MINGO | Professeur | <i>Ministre Chargé de Miss.PR</i> |
| 4. | NANSEU Njiki Charles Péguy | Professeur | En poste |
| 5. | NDIFON Peter TEKE | Professeur | <i>CT MINRESI</i> |
| 6. | NDIKONTAR Maurice KOR | Professeur | <i>Vice-Doyen Univ. Bamenda</i> |
| 7. | NENWA Justin | Professeur | En poste |
| 8. | NGAMENI Emmanuel | Professeur | <i>DOYEN FS Univ.Ngaoundere</i> |
| 9. | NGOMO Horace MANGA | Professeur | <i>Vice Chancellor/UB</i> |

| | | | |
|-----|---------------------------------|-----------------------|--------------------|
| 10. | ACAYANKA Elie | Maître de Conférences | En poste |
| 11. | EMADACK Alphonse | Maître de Conférences | En poste |
| 12. | KAMGANG YOUNBI Georges | Maître de Conférences | En poste |
| 13. | KEMMEGNE MBOUGUEM Jean C. | Maître de Conférences | En poste |
| 14. | KENNE DEDZO GUSTAVE | Maître de Conférences | En poste |
| 15. | KONG SAKEO | Maître de Conférences | En poste |
| 16. | MBEY Jean Aime | Maître de Conférences | En poste |
| 17. | NDI NSAMI Julius | Maître de Conférences | En poste |
| 18. | NEBAH Née NDOSIRI Bridget NDOYE | Maître de Conférences | <i>CT/MINPROFF</i> |
| 19. | NJIOMOU C. épouse DJANGANG | Maître de Conférences | En poste |
| 20. | NJOYA Dayirou | Maître de Conférences | En poste |
| 21. | NYAMEN Linda Dyorisse | Maître de Conférences | En poste |
| 22. | PABOUDAM GBAMBIE AWAWOU | Maître de Conférences | En poste |

| | | | |
|-----|------------------------------|-----------------------|----------------------------------|
| 23. | TCHAKOUTE KOUAMO Hervé | Maître de Conférences | En poste |
| 24. | BELIBI BELIBI Placide Désiré | Chargé de Cours | <i>Chef Service/ ENS Bertoua</i> |
| 25. | CHEUMANI YONA Arnaud M. | Chargé de Cours | En poste |
| 26. | KOUOTOU DAOUDA | Chargé de Cours | En poste |
| 27. | MAKON Thomas Beauregard | Chargé de Cours | En poste |
| 28. | NCHIMI NONO KATIA | Chargé de Cours | En poste |
| 29. | NJANKWA NJABONG N. Eric | Chargé de Cours | En poste |
| 30. | PATOUOSSA ISSOFA | Chargé de Cours | En poste |
| 31. | SIEWE Jean Mermoz | Chargé de Cours | En Poste |

| 5- DÉPARTEMENT DE CHIMIE ORGANIQUE (CO) (38) | | | |
|---|-----------------------------|------------|--|
| 1. | DONGO Etienne | Professeur | <i>Vice-Doyen/FSE/UIYI</i> |
| 2. | NGOUELA Silvère Augustin | Professeur | <i>Chef de Département UDS</i> |
| 3. | NYASSE Barthélemy | Professeur | En poste |
| 4. | PEGNYEMB Dieudonné Emmanuel | Professeur | <i>Directeur/ MINESUP/ Chef de Département</i> |
| 5. | WANDJI Jean | Professeur | En poste |
| 6. | MBAZOA née DJAMA Céline | Professeur | En poste |

| | | | |
|-----|------------------------------|-----------------------|--------------------------------|
| 7. | Alex de Théodore ATCHADE | Maître de Conférences | <i>Vice-Doyen / DPSAA</i> |
| 8. | AMBASSA Pantaléon | Maître de Conférences | En poste |
| 9. | EYONG Kenneth OBEN | Maître de Conférences | En poste |
| 10. | FOLEFOC Gabriel NGOSONG | Maître de Conférences | En poste |
| 11. | FOTSO WABO Ghislain | Maître de Conférences | En poste |
| 12. | KAMTO Eutrophe Le Doux | Maître de Conférences | En poste |
| 13. | KENMOGNE Marguerite | Maître de Conférences | En poste |
| 14. | KEUMEDJIO Félix | Maître de Conférences | En poste |
| 15. | KOUAM Jacques | Maître de Conférences | En poste |
| 16. | MKOUNGA Pierre | Maître de Conférences | En poste |
| 17. | MVOT AKAK CARINE | Maître de Conférences | En poste |
| 18. | NGO MBING Joséphine | Maître de Conférences | <i>Chef de Cellule MINRESI</i> |
| 19. | NGONO BIKOBO Dominique Serge | Maître de Conférences | <i>C.E.A/ MINESUP</i> |
| 20. | NOTE LOUGBOT Olivier Placide | Maître de Conférences | <i>DAAC/Uté Bertoua</i> |
| 21. | NOUNGOUE TCHAMO Diderot | Maître de Conférences | En poste |
| 22. | TABOPDA KUATE Turibio | Maître de Conférences | En poste |
| 23. | TAGATSING FOTSING Maurice | Maître de Conférences | En poste |
| 24. | TCHOUANKEU Jean-Claude | Maître de Conférences | <i>Doyen /FS/ UYI</i> |
| 25. | YANKEP Emmanuel | Maître de Conférences | En poste |
| 26. | ZONDEGOUMBA Ernestine | Maître de Conférences | En poste |

| | | | |
|-----|---------------------------|------------------|----------|
| 27. | NGNINTEDO Dominique | Chargé de Cours | En poste |
| 28. | NGOMO Orléans | Chargée de Cours | En poste |
| 29. | OUAHOUE WACHE Blandine M. | Chargée de Cours | En poste |
| 30. | SIELINOUE TEDJON Valérie | Chargé de Cours | En poste |
| 31. | MESSI Angélique Nicolas | Chargé de Cours | En poste |
| 32. | TCHAMGOUE Joseph | Chargé de Cours | En poste |
| 33. | TSAMO TONTSA Armelle | Chargé de Cours | En poste |
| 34. | TSEMEUGNE Joseph | Chargé de Cours | En poste |

| | | | |
|-----|-----------------------------------|------------|----------|
| 35. | MUNVERA MFIFEN Aristide | Assistant | En poste |
| 36. | NONO NONO Éric Carly | Assistant | En poste |
| 37. | OUETE NANTCHOUANG Judith Laure | Assistante | En poste |
| 38. | TSAFFACK Maurice | Assistant | En poste |

6- DÉPARTEMENT D'INFORMATIQUE (IN) (22)

| | | | |
|----|-----------------------------|------------|--------------------------------------|
| 1. | ATSA ETOUNDI Roger | Professeur | <i>Chef Div.MINESUP</i> |
| 2. | FOUDA NDJODO Marcel Laurent | Professeur | <i>Chef Dpt ENS/Chef IGA.MINESUP</i> |

| | | | |
|----|----------------|-----------------------|----------|
| 3. | NDOUNDAM René | Maître de Conférences | En poste |
| 4. | TSOPZE Norbert | Maître de Conférences | En poste |

| | | | |
|-----|------------------------------|-----------------|---|
| 5. | ABESSOLO ALO'O Gislain | Chargé de Cours | <i>Sous-Directeur/MINFOPRA</i> |
| 6. | AMINOUE Halidou | Chargé de Cours | <i>Chef de Département</i> |
| 7. | DJAM Xaviera YOUH - KIMBI | Chargé de Cours | En Poste |
| 8. | DOMGA KOMGUEM Rodrigue | Chargé de Cours | En poste |
| 9. | EBELE Serge Alain | Chargé de Cours | En poste |
| 10. | HAMZA Adamou | Chargé de Cours | En poste |
| 11. | JIOMEKONG AZANZI Fidel | Chargé de Cours | En poste |
| 12. | KOUOKAM KOUOKAM E. A. | Chargé de Cours | En poste |
| 13. | MELATAGIA YONTA Paulin | Chargé de Cours | En poste |
| 14. | MONTHE DJIADEU Valery M. | Chargé de Cours | En poste |
| 15. | OLE OLE Daniel Claude Delort | Chargé de Cours | <i>Directeur adjoint ENSET. Ebolowa</i> |
| 16. | TAPAMO Hyppolite | Chargé de Cours | En poste |

| | | | |
|-----|----------------------------------|-----------|----------|
| 17. | BAYEM Jacques Narcisse | Assistant | En poste |
| 18. | EKODECK Stéphane Gaël Raymond | Assistant | En poste |
| 19. | MAKEMBE. S . Oswald | Assistant | En poste |
| 20. | MESSI NGUELE Thomas | Assistant | En poste |
| 21. | NKONDOCK. MI. BAHANACK.N. | Assistant | En poste |
| 22. | NZEKON NZEKO'O ARMEL JACQUES | Assistant | En poste |

7- DÉPARTEMENT DE MATHÉMATIQUES (MA) (31)

| | | | |
|----|-----------------------|------------|----------------------------|
| 1. | AYISSI Raoult Domingo | Professeur | Chef de Département |
| 2. | EMVUDU WONO Yves S. | Professeur | <i>Inspecteur MINESUP</i> |

| | | | |
|----|----------------------------|-----------------------|---|
| 3. | KIANPI Maurice | Maître de Conférences | En poste |
| 4. | MBANG Joseph | Maître de Conférences | En poste |
| 5. | MBEHOU Mohamed | Maître de Conférences | En poste |
| 6. | MBELE BIDIMA Martin Ledoux | Maître de Conférences | En poste |
| 7. | NOUNDJEU Pierre | Maître de Conférences | <i>Chef Service des Programmes & Diplômes/FS/UIYI</i> |
| 8. | TAKAM SOH Patrice | Maître de Conférences | En poste |

| | | | |
|-----|----------------------------|-----------------------|------------------------------|
| 9. | TCHAPNDA NJABO Sophonie B. | Maître de Conférences | <i>Directeur/AIMS Rwanda</i> |
| 10. | TCHOUNDJA Edgar Landry | Maître de Conférences | En poste |

| | | | |
|-----|-------------------------------|------------------|---------------------------------|
| 11. | AGHOUKENG JIOFACK Jean Gérard | Chargé de Cours | <i>Chef Cellule MINEPAT</i> |
| 12. | BOGSO ANTOINE MARIE | Chargé de Cours | En poste |
| 13. | CHENDJOU Gilbert | Chargé de Cours | En poste |
| 14. | DJIADEU NGAHA Michel | Chargé de Cours | En poste |
| 15. | DOUANLA YONTA Herman | Chargé de Cours | En poste |
| 16. | KIKI Maxime Armand | Chargé de Cours | En poste |
| 17. | MBAKOP Guy Merlin | Chargé de Cours | En poste |
| 18. | MENGUE MENGUE David Joe | Chargé de Cours | <i>Chef Dpt /ENS Uté Maroua</i> |
| 19. | NGUEFACK Bernard | Chargé de Cours | En poste |
| 20. | NIMPA PEFOUKEU Romain | Chargée de Cours | En poste |
| 21. | OGADOA AMASSAYOGA | Chargée de Cours | En poste |
| 22. | POLA DOUNDOU Emmanuel | Chargé de Cours | <i>En stage</i> |
| 23. | TCHEUTIA Daniel Duviol | Chargé de Cours | En poste |
| 24. | TETSADJIO TCHILEPECK M. E. | Chargé de Cours | En poste |

| | | | |
|-----|------------------------------|------------|----------|
| 25. | BITYE MVONDO Esther Claudine | Assistante | En poste |
| 26. | FOKAM Jean Marcel | Assistant | En poste |
| 27. | LOUMNGAM KAMGA Victor | Assistant | En poste |
| 28. | MBATAKOU Salomon Joseph | Assistant | En poste |
| 29. | MBIAKOP Hilaire George | Assistant | En poste |
| 30. | MEFENZA NOUNTU Thiery | Assistant | En poste |
| 31. | TENKEU JEUFACK Yannick Léa | Assistant | En poste |

8- DÉPARTEMENT DE MICROBIOLOGIE (MIB) (22)

| | | | |
|----|-------------------------------|------------|---------------------------------|
| 1. | ESSIA NGANG Jean Justin | Professeur | <i>Chef de Département</i> |
| 2. | NYEGUE Maximilienne Ascension | Professeur | <i>VICE-DOYEN / DSSE/FS/UYI</i> |
| 3. | NWAGA Dieudonné M. | Professeur | En poste |

| | | | |
|----|--|-----------------------|----------|
| 4. | ASSAM ASSAM Jean Paul | Maître de Conférences | En poste |
| 5. | BOUGNOM Blaise Pascal | Maître de Conférences | En poste |
| 6. | BOYOMO ONANA | Maître de Conférences | En poste |
| 7. | KOITCHOU MABEKU Epse KOUAM Laure Brigitte | Maître de Conférences | En poste |
| 8. | RIWOM Sara Honorine | Maître de Conférences | En poste |
| 9. | SADO KAMDEM Sylvain Leroy | Maître de Conférences | En poste |

| | | | |
|-----|---------------------------|------------------|-----------------------------------|
| 10. | BODA Maurice | Chargé de Cours | En position d'absence irrégulière |
| 11. | ESSONO OBOUGOU Germain G. | Chargé de Cours | En poste |
| 12. | NJIKI BIKOÏ Jacky | Chargée de Cours | En poste |
| 13. | TCHIKOUA Roger | Chargé de Cours | En poste |
| 14. | ESSONO Damien Marie | Chargé de Cours | En poste |

| | | | |
|-----|--|------------------|----------|
| 15. | LAMYE Glory MOH | Chargé de Cours | En poste |
| 16. | MEYIN A EBONG Solange | Chargée de Cours | En poste |
| 17. | NKOUDOU ZE Nardis | Chargé de Cours | En poste |
| 18. | TAMATCHO KWEYANG Blandine Pulchérie | Chargée de Cours | En poste |
| 19. | TOBOLBAÏ Richard | Chargé de Cours | En poste |

| | | | |
|-----|--------------------------------|------------|----------|
| 20. | MONI NDEDI Esther Del Florence | Assistante | En poste |
| 21. | NKOUÉ TONG ABRAHAM | Assistant | En poste |
| 22. | SAKE NGANE Carole Stéphanie | Assistante | En poste |

9. DEPARTEMENT DE PHYSIQUE(PHY) (43)

| | | | |
|-----|---------------------------------|------------|-------------------------------------|
| 1. | BEN- BOLIE Germain Hubert | Professeur | En poste |
| 2. | DJUIDJE KENMOE épouse ALOYEM | Professeur | En poste |
| 3. | EKOBENA FOU DA Henri Paul | Professeur | <i>Vice-Recteur. Uté Ngaoundéré</i> |
| 4. | ESSIMBI ZOBO Bernard | Professeur | En poste |
| 5. | NANA ENGO Serge Guy | Professeur | En poste |
| 6. | NANA NBENDJO Blaise | Professeur | En poste |
| 7. | NDJAKA Jean Marie Bienvenu | Professeur | <i>Chef de Département</i> |
| 8. | NJANDJOCK NOUCK Philippe | Professeur | En poste |
| 9. | NOUAYOU Robert | Professeur | En poste |
| 10. | PEMHA Elkana | Professeur | En poste |
| 11. | SAIDOU | Professeur | <i>Chef de centre/IRGM/MINRESI</i> |
| 12. | TABOD Charles TABOD | Professeur | <i>Doyen FSUniv/Bda</i> |
| 13. | TCHAWOUA Clément | Professeur | En poste |
| 14. | WOAFO Paul | Professeur | En poste |
| 15. | ZEKENG Serge Sylvain | Professeur | En poste |

| | | | |
|-----|-------------------------------|-----------------------|---------------------------|
| 16. | BIYA MOTTO Frédéric | Maître de Conférences | <i>DG/HYDRO Mekin</i> |
| 17. | BODO Bertrand | Maître de Conférences | En poste |
| 18. | ENYEGUE A NYAM épse BELINGA | Maître de Conférences | En poste |
| 19. | EYEBE FOU DA Jean sire | Maître de Conférences | En poste |
| 20. | FEWO Serge Ibraïd | Maître de Conférences | En poste |
| 21. | HONA Jacques | Maître de Conférences | En poste |
| 22. | MBINACK Clément | Maître de Conférences | En poste |
| 23. | MBONO SAMBA Yves Christian U. | Maître de Conférences | En poste |
| 24. | NDOP Joseph | Maître de Conférences | En poste |
| 25. | SIEWE SIEWE Martin | Maître de Conférences | En poste |
| 26. | SIMO Elie | Maître de Conférences | En poste |
| 27. | VONDOU DerbetiniAppolinaire | Maître de Conférences | En poste |
| 28. | WAKATA née BEYA Annie | Maître de Conférences | <i>Directeur/ENS/UIYI</i> |

| | | | |
|-----|-----------------|-----------------|---------------------------|
| 29. | ABDOURAHIMI | Chargé de Cours | En poste |
| 30. | CHAMANI Roméo | Chargé de Cours | En poste |
| 31. | EDONGUE HERVAIS | Chargé de Cours | En poste |
| 32. | FOUEDJIO David | Chargé de Cours | <i>Chef Cell. MINADER</i> |

| | | | |
|-----|-----------------------------------|------------------|------------------------------------|
| 33. | MELI'I Joelle Larissa | Chargée de Cours | En poste |
| 34. | MVOGO ALAIN | Chargé de Cours | En poste |
| 35. | WOULACHE Rosalie Laure | Chargée de Cours | <i>Absente depuis Janvier 2022</i> |
| 36. | AYISSI EYEBE Guy François Valérie | Chargé de Cours | En poste |
| 37. | DJIOTANG TCHOTCHOU Lucie Angennes | Chargée de Cours | En poste |
| 38. | OTTOU ABE Martin Thierry | Chargé de Cours | En poste |
| 39. | TEYOU NGOUPOU Ariel | Chargé de Cours | En poste |

| | | | |
|-----|---------------------------|-----------|----------|
| 40. | KAMENI NEMATCHOUA Modeste | Assistant | En poste |
| 41. | LAMARA Maurice | Assistant | En poste |
| 42. | NGA ONGODO Dieudonné | Assistant | En poste |
| 43. | WANDJI NYAMSI William | Assistant | En poste |

10- DÉPARTEMENT DE SCIENCES DE LA TERRE (ST) (42)

| | | | |
|----|----------------------------|------------|----------------------------|
| 1. | BITOM Dieudonné-Lucien | Professeur | <i>Doyen / FASA / UDs</i> |
| 2. | FOUATEU Rose épouse YONGUE | Professeur | En poste |
| 3. | NDAM NGOUPAYOU Jules-Remy | Professeur | En poste |
| 4. | NDJIGUI Paul Désiré | Professeur | <i>Chef de Département</i> |
| 5. | NGOS III Simon | Professeur | En poste |
| 6. | NKOUMBOU Charles | Professeur | En poste |
| 7. | NZENTI Jean-Paul | Professeur | En poste |

| | | | |
|-----|-----------------------------|-----------------------|--|
| 8. | ABOSSOLO née ANGUE Monique | Maître de Conférences | <i>Vice-Doyen / DRC</i> |
| 9. | BISSO Dieudonné | Maître de Conférences | <i>Directeur/Projet Barrage Memve'ele</i> |
| 10. | EKOMANE Emile | Maître de Conférences | En poste |
| 11. | FUH Calistus Gentry | Maître de Conférences | <i>Sec. D'Etat/MINMIDT</i> |
| 12. | GANNO Sylvestre | Maître de Conférences | En poste |
| 13. | GHOGOMU Richard TANWI | Maître de Conférences | <i>Chef de Département /Uté Maroua</i> |
| 14. | MOUNDI Amidou | Maître de Conférences | CT/ MINIMDT |
| 15. | NGO BIDJECK Louise Marie | Maître de Conférences | En poste |
| 16. | NGUEUTCHOUA Gabriel | Maître de Conférences | CEA/MINRESI |
| 17. | NJILAH Isaac KONFOR | Maître de Conférences | En poste |
| 18. | NYECK Bruno | Maître de Conférences | En poste |
| 19. | ONANA Vincent Laurent | Maître de Conférences | <i>Chef service Maintenance & du Matériel/UYII</i> |
| 20. | TCHAKOUNTE J. épouse NUMBEM | Maître de Conférences | <i>Chef.cell / MINRESI</i> |
| 21. | TCHOUANKOUE Jean-Pierre | Maître de Conférences | En poste |
| 22. | TEMGA Jean Pierre | Maître de Conférences | En poste |
| 23. | YENE ATANGANA Joseph Q. | Maître de Conférences | <i>Chef Div. /MINTP</i> |
| 24. | ZO'O ZAME Philémon | Maître de Conférences | <i>DG/ART</i> |

| | | | |
|-----|----------------------------|-----------------|----------|
| 25. | ANABA ONANA Achille Basile | Chargé de Cours | En poste |
| 26. | BEKOA Etienne | Chargé de Cours | En poste |
| 27. | ELISE SABABA | Chargé de Cours | En poste |
| 28. | ESSONO Jean | Chargé de Cours | En poste |
| 29. | EYONG JOHN TAKEM | Chargé de Cours | En poste |

| | | | |
|-----|-------------------------------|------------------|----------------|
| 30. | MAMDEM TAMTO LIONELLE ESTELLE | Chargé de Cours | En poste |
| 31. | MBESSE CECILE OLIVE | Chargée de Cours | En poste |
| 32. | MBIDA YEM | Chargé de Cours | En poste |
| 33. | METANG Victor | Chargé de Cours | En poste |
| 34. | MINYEM Dieudonné | Chargé de Cours | CD/ Uté Maroua |
| 35. | NGO BELNOUN Rose Noël | Chargée de Cours | En poste |
| 36. | NOMO NEGUE Emmanuel | Chargé de Cours | En poste |
| 37. | NTSAMA ATANGANA Jacqueline | Chargé de Cours | En poste |
| 38. | TCHAPTCHET TCHATO De P. | Chargé de Cours | En poste |
| 39. | TEHNA Nathanaël | Chargé de Cours | En poste |
| 40. | FEUMBA Roger | Chargé de Cours | En poste |
| 41. | MBANGA NYOBE Jules | Chargé de Cours | En poste |

| | | | |
|-----|-----------------|-----------|----------|
| 42. | NGO'O ZE ARNAUD | Assistant | En poste |
|-----|-----------------|-----------|----------|

Répartition chiffrée des Enseignants de la Faculté des Sciences de l'Université de Yaoundé I

| NOMBRE D'ENSEIGNANTS | | | | | |
|----------------------|----------------|------------------------|------------------|----------------|-----------------|
| DÉPARTEMENT | Professeurs | Maîtres de Conférences | Chargés de Cours | Assistants | Total |
| BCH | 8 (00) | 14 (10) | 15 (05) | 02 (01) | 39 (16) |
| BPA | 14 (01) | 11 (07) | 22 (07) | 04 (02) | 51 (17) |
| BPV | 06 (01) | 10(01) | 16 (09) | 01 (00) | 33 (11) |
| CI | 09(01) | 14(04) | 08 (01) | 00 (00) | 31 (06) |
| CO | 06 (01) | 20 (04) | 08 (03) | 04 (01) | 38(09) |
| IN | 02 (00) | 02 (00) | 12 (01) | 06 (00) | 22 (01) |
| MAT | 02 (00) | 08 (00) | 14 (01) | 07 (01) | 31 (02) |
| MIB | 03 (01) | 06 (02) | 10 (03) | 03 (02) | 22 (08) |
| PHY | 15 (01) | 13 (02) | 11 (03) | 04 (00) | 43 (06) |
| ST | 07 (01) | 16 (03) | 18 (04) | 01 (00) | 42(08) |
| Total | 72 (07) | 114 (33) | 134 (37) | 32 (07) | 352 (84) |

Soit un total de **352 (84)** dont :

- Professeurs **72 (07)**
- Maîtres de Conférences **114 (33)**
- Chargés de Cours **134 (37)**
- Assistants **32 (07)**

() = Nombre de Femmes **84**

DÉDICACE

A ma maman **Kengne Madeleine**

REMERCIEMENTS

La réalisation de ce travail n'a été possible que grâce à la générosité et au soutien indéfectible de nombreuses personnes que j'ai l'honneur et le plaisir de remercier ici. Je pense notamment :

Au Professeur **Moïse NOLA**, Directeur de cette thèse, qui m'a donné l'opportunité de réaliser ce travail. Ses qualités scientifiques et humaines m'ont été d'une importance sans pareille. C'est avec joie et gaité de cœur que je lui exprime ma profonde reconnaissance pour ses conseils et son soutien multiforme qui m'ont permis de surmonter les difficultés rencontrées tout au long de cette étude. Qu'il veuille recevoir, le témoignage de ma profonde gratitude.

Au Professeur **BILONG BILONG Charles-Félix**, Chef de Département de Biologie et Physiologie Animales, pour le confort académique qu'il nous a assuré durant notre formation.

-A tous les enseignants du **Département de Biologie et Physiologie Animales**, de la Faculté des Sciences de l'Université de Yaoundé I, pour la formation reçue.

- A tous les enseignants **d'Hydrobiologie et Environnement**, en particulier les Professeurs **Gideon AJEAGAH AGHAINDUM**, **Serge Hubert ZEBAZE TOGOUET**, **Samuel FOTO MENBOHAN**, **Marlyse MOUNGANG**, **Olive Vivien NOAH** et **Antoine TAMSA ARFAO**, pour leurs conseils et remarques qui ont contribué à la concrétisation de ce travail.

-Aux enseignants **Elie ACAYANKA** et **Paul Serge MBENOUN MASSE** pour m'avoir accueilli dans leur laboratoire et aider dans la réalisation de ce travail.

- Aux Docteurs **Jean Samuel EHETH** et **Claire Stéphane METSOPKENG** pour leur orientation ;

- A mes aînés de laboratoire, qui par leur bonne humeur, m'ont réservé un cadre de travail agréable. Je pense particulièrement à **NGO BAYEBEK** et **MANOURE NJOYA Awa** ;

- A tous mes camarades de promotion en particulier **MACHUETUM Gisèle Liliane** et **POUTOUM YOGNE Yves**;

-Au père de mon fils **NDZINO Joseph** pour son accompagnement, son soutien multiforme qui ont contribué à la réalisation de ce travail ;

- A tous mes frères et sœurs **Mambo Nicole**, **JOUONZO Darine**, **TCHINDA Cyrille**, **SOTSINKOU Wilfred** et **KAMDEM Bertrand** pour leur prière et leur soutien moral et financier ;

- A mon fils **TAMNOU NDZINO Nathan**, que je sois pour lui un modèle à suivre ;

A tous ceux qui de près ou de loin aussi bien sur le plan familial qu'amical ont contribué de par leur prière et conseil à la réalisation de ce travail et dont les noms n'ont pas été mentionnés.

SOMMAIRE

| | |
|---|--------|
| LISTE PROTOCOLAIRE DE LA FACULTÉ DES SCIENCES | i |
| DÉDICACE | xi |
| REMERCIEMENTS | xii |
| SOMMAIRE | xiv |
| LISTE DES FIGURES | xvii |
| LISTE DES TABLEAUX | xxi |
| LISTE DES ABRÉVIATIONS, ACRONYMES ET SIGLES | xxvii |
| RESUME..... | xxviii |
| ABSTRACT | xxx |
| INTRODUCTION..... | 1 |
| CHAPITRE I : REVUE DE LA LITTÉRATURE..... | 5 |
| I.1-Généralités sur les bactéries | 6 |
| I.1.1- <i>Pseudomonas aeruginosa</i> | 6 |
| I.1.2- <i>Staphylococcus aureus</i> | 11 |
| I.2- Emballages plastiques et environnement | 15 |
| I.2.1- Sources des déchets plastiques dans l'environnement | 15 |
| I.2.2- Quantités des déchets plastiques dans l'environnement..... | 16 |
| I.2.3-Impacts de la pollution par les matières plastiques..... | 17 |
| I.2.4- Gestion des déchets plastiques..... | 20 |
| I.3- Généralités sur la biodégradation..... | 24 |
| I.3.1- Définitions | 24 |
| I.3.2- Mécanisme de la biodégradation des polymères | 25 |
| I.3.3- Types de dégradation des plastiques | 27 |
| I.3.4- Facteurs influençant la biodégradation..... | 28 |
| I.3.5- Méthodes d'évaluation de la biodégradation | 34 |
| I.4- Généralités sur les matières plastiques (polymères) | 37 |
| I.4.1- Définition..... | 37 |
| I.4.2- Classification des polymères | 38 |
| I.4.3- Généralités sur le Polyéthylène Basse Densité (PEBD)..... | 41 |
| I.4.4- Généralités sur le Polypropylène (PP) | 43 |
| I.5- Etats du PP et du PE au Cameroun | 46 |

| | |
|---|-----|
| I.5.1-Initiatives des entreprises locales et des organisations non gouvernementales dans la production, la collecte et le recyclage des déchets plastiques | 48 |
| I.5.2- Initiatives du gouvernement camerounais dans la lutte contre la pollution par les déchets plastiques | 49 |
| CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES..... | 51 |
| II.1- Matériel | 52 |
| II.1.1- Choix et obtention des polymères..... | 52 |
| II.1.2- Choix des microorganismes | 52 |
| II.2- Méthodes | 53 |
| II.2.1-Préparation des films de polymères | 53 |
| II.2.2- Isolement et identification des bactéries utilisées..... | 54 |
| II.2.2.1-Isolement des bactéries | 54 |
| II.2.3-Préparation de la suspension bactérienne..... | 57 |
| II.2.4- Biodégradation du PEBD et du PP sous diverses conditions expérimentales par les bactéries <i>P. aeruginosa</i> et <i>S. aureus</i> | 58 |
| II.2.4.5- Variations temporelles des paramètres de biodégradation, taux de dégradation apparents des polymères et taux de variation des abondances cellulaires..... | 63 |
| II.2.5- Evaluation de l'effet du type de microorganisme et de plastique sur les paramètres de biodégradation | 64 |
| II.2.6- Hiérarchisation de l'impact des facteurs influençant le processus de biodégradation de chaque plastique..... | 65 |
| CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION | 66 |
| III.1- Résultats..... | 67 |
| III.1.1-Biodégradation du PEBD en microcosme aquatique acide, neutre et basique par les bactéries <i>P. aeruginosa</i> et <i>S. aureus</i> | 67 |
| III.1.2- Biodégradation du PP en microcosme aquatique acide, neutre et basique par les bactéries <i>P. aeruginosa</i> et <i>S. aureus</i> | 127 |
| III.1.3- Evaluation de la dégradation des plastiques due uniquement à l'action des bactéries..... | 187 |
| III.1.4- Comparaison des paramètres de biodégradation suivant le type de polymère et l'espèce bactérienne | 191 |
| III.1.5- Hiérarchisation de l'impact des facteurs influençant le processus de biodégradation pour chaque plastique..... | 202 |
| III.2- Discussion | 204 |

| | |
|---|-----|
| III.2.1- Biodégradation du PEBD et du PP par <i>P. aeruginosa</i> en microcosme aquatique acide, neutre et basique | 204 |
| III.2.2- Biodégradation du PEBD et du PP par <i>S. aureus</i> en microcosme aquatique acide, neutre et basique | 207 |
| III.2.3- Comparaison des activités de dégradation en absence et en présence de bactéries ... | 211 |
| III.2.4- Comparaison des activités de biodégradation du PEBD et du PP entre <i>P. aeruginosa</i> et <i>S. aureus</i> | 213 |
| III.2.5- Hiérachisation de l'impact des facteurs environnementaux sur la biodégradation du PEBD et du PP | 215 |
| CONCLUSION, SUGGESTIONS ET PERSPECTIVES | 216 |
| CONCLUSION | 217 |
| SUGGESTIONS..... | 218 |
| PERSPECTIVES..... | 218 |
| REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES..... | 219 |
| PUBLICATIONS ISSUES DE LA THESE | 245 |
| COMMUNICATION SCIENTIFIQUE | 246 |

LISTE DES FIGURES

| | |
|---|----|
| Figure 1: Photographie au microscope électronique de la bactérie <i>Pseudomonas aeruginosa</i> .6 | 6 |
| Figure 2: Schéma de la paroi d'une bactérie Gram négatif8 | 8 |
| Figure 3: Etapes de la formation d'un biofilm9 | 9 |
| Figure 4: Aspect de <i>S. aureus</i> en microscopie électronique13 | 13 |
| Figure 5: Symbole de recyclage des principaux polymères couramment utilisés.....22 | 22 |
| Figure 6: Mécanisme de la biodégradation27 | 27 |
| Figure 7: Voies de dégradation de base des polymères28 | 28 |
| Figure 8: Composition et structure du plastique38 | 38 |
| Figure 9: Principaux polymères synthétiques produits en 201639 | 39 |
| Figure 10: Structure du polyéthylène42 | 42 |
| Figure 11: Typologie des déchets en matières plastiques dans la ville de Douala en 201748 | 48 |
| Figure 12: Emballages plastiques utilisés pour les tests de biodégradation52 | 52 |
| Figure 13: Préparation des films de polymères54 | 54 |
| Figure 14: Photographies des colonies de <i>Staphylococcus aureus</i> et <i>Pseudomonas aeruginosa</i> isolées respectivement sur milieux sélectifs.55 | 55 |
| Figure 15: Protocole expérimental des tests de biodégradation du PEBD et du PP par chacune des bactéries <i>P. aeruginosa</i> et <i>S. aureus</i>61 | 61 |
| Figure 16: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés dans les flacons témoins à la valeur de pH initiale 5 et en fonction de la température d'incubation69 | 69 |
| Figure 17: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés dans les flacons témoins à la valeur de pH initiale 7 et en fonction de la température d'incubation70 | 70 |
| Figure 18: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés dans les flacons témoins à la valeur de pH initiale 9 et en fonction de la température d'incubation71 | 71 |
| Figure 19: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PEBD par 2 mL de la suspension de <i>P. aeruginosa</i> , au pH initial 5 et en fonction de la température d'incubation.....75 | 75 |
| Figure 20: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PEBD par 2 mL de la suspension de <i>P. aeruginosa</i> , au pH initial 7 et en fonction de la température d'incubation.....76 | 76 |

| | |
|--|-----|
| Figure 21: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PEBD par 2 mL de la suspension de <i>P. aeruginosa</i> , au pH initial 9 et en fonction de la température d'incubation..... | 77 |
| Figure 22: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PEBD par 5 mL de la suspension de <i>P. aeruginosa</i> , au pH initial 5 et en fonction de la température d'incubation..... | 82 |
| Figure 23: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PEBD par 5 mL de la suspension de <i>P. aeruginosa</i> , au pH initial 7 et en fonction de la température d'incubation..... | 83 |
| Figure 24: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PEBD par 5 mL de la suspension de <i>P. aeruginosa</i> , au pH initial 9 et en fonction de la température d'incubation..... | 84 |
| Figure 25: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PEBD par 2 mL de la suspension de <i>S. aureus</i> , au pH initial 5 et en fonction de la température d'incubation..... | 88 |
| Figure 26: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PEBD par 2 mL de la suspension cellulaire de <i>S. aureus</i> , au pH initial 7 et en fonction de la température d'incubation..... | 89 |
| Figure 27: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PEBD par 2 mL de la suspension cellulaire de <i>S. aureus</i> , au pH initial 9 et fonction de la température d'incubation | 90 |
| Figure 28: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PEBD par 5 mL de la suspension cellulaire de <i>S. aureus</i> , au pH initial 5 en fonction de la température d'incubation..... | 94 |
| Figure 29: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PEBD par 5 mL de la suspension cellulaire de <i>S. aureus</i> , au pH initial 7 et en fonction de la température d'incubation..... | 95 |
| Figure 30: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PEBD par 5 mL de la suspension cellulaire de <i>S. aureus</i> , au pH initial 9 et en fonction de la température d'incubation..... | 96 |
| Figure 31: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés dans les flacons témoins à pH initial 5 en fonction de la température d'incubation..... | 129 |
| Figure 32: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés dans les flacons témoins à pH initial 7 et en fonction de la température d'incubation | 130 |

| | |
|--|-----|
| Figure 33: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés dans les flacons témoins à pH initial 9 et en fonction de la température d’incubation | 131 |
| Figure 34: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par 2 mL de la suspension cellulaire de <i>S. aureus</i> , au pH initial 5 et en fonction de la température d’incubation..... | 135 |
| Figure 35: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par 2 mL de la suspension cellulaire de <i>S. aureus</i> , au pH initial 7 et en fonction de la température d’incubation..... | 136 |
| Figure 36: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par 2 mL de la suspension cellulaire de <i>S. aureus</i> , au pH initial 9 et en fonction de la température d’incubation..... | 137 |
| Figure 37: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par 5 mL de la suspension cellulaire de <i>S. aureus</i> , au pH initial 5 et en fonction de la température d’incubation..... | 141 |
| Figure 38: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par 5 mL de la suspension cellulaire de <i>S. aureus</i> , au pH initial 7 et en fonction de la température d’incubation..... | 142 |
| Figure 39: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par 5 mL de la suspension cellulaire de <i>S. aureus</i> , au pH initial 9 et en fonction de la température d’incubation..... | 143 |
| Figure 40: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par 2 mL de la suspension cellulaire de <i>P. aeruginosa</i> , au pH initial 5 et en fonction de la température d’incubation d’incubation | 148 |
| Figure 41: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par 2 mL de la suspension cellulaire de <i>P. aeruginosa</i> , au pH initial 7 et en fonction de la température d’incubation..... | 149 |
| Figure 42: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par 2 mL de la suspension de <i>P. aeruginosa</i> , au pH initial 9 et en fonction de la température d’incubation | 150 |
| Figure 43: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par 5 mL de la suspension cellulaire de <i>P. aeruginosa</i> , au pH initial 5 et en fonction de la température d’incubation..... | 154 |

Figure 44: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par 5 mL de la suspension cellulaire de *P. aeruginosa*, au pH initial 7 et en fonction de la température d'incubation..... 155

Figure 45: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par 5 mL de la suspension de *P. aeruginosa*, au pH initial 9 et en fonction de la température d'incubation 156

LISTE DES TABLEAUX

| | |
|---|-----|
| Tableau I : Taxinomie de <i>Pseudomonas aeruginosa</i> | 7 |
| Tableau II : Taxinomie de <i>Staphylococcus aureus</i> | 12 |
| Tableau III: Résumé des méthodes de métrologie pour la dégradation des plastiques | 36 |
| Tableau IV: Souches microbiennes impliquées dans la biodégradation du PEBD et effets obtenus de biodégradation | 45 |
| Tableau V: Propriétés du polypropylène..... | 46 |
| Tableau VI: Principaux microorganismes impliqués dans la biodégradation du polypropylène | 47 |
| Tableau VII: Entreprises qui récupèrent les déchets plastiques issus de leur production, avec ou sans issus de recyclage au Cameroun | 49 |
| Tableau VIII : grille d'interprétation du test biochimique classique..... | 57 |
| Tableau IX: Caractères biochimiques des bactéries utilisées..... | 56 |
| Tableau X: Sels minéraux nécessaire à la croissance des bactéries..... | 58 |
| Tableau XI : Répartition des flacons au cours des essais de biodégradation | 60 |
| Tableau XII: Variations des pourcentages de perte de poids des films de PEBD en fonction de la température et de la durée d'incubation et en présence de 2 mL de la suspension bactérienne de <i>P. aeruginosa</i> | 98 |
| Tableau XIII : Variations des pourcentages de perte de poids des films de PEBD en fonction de la température et de la durée d'incubation et en présence de 5 mL de la suspension bactérienne de <i>P. aeruginosa</i> | 99 |
| Tableau XIV: Variations des pourcentages de perte de poids des films de PEBD en fonction de la température et de la durée d'incubation et en présence de 2 mL de la suspension bactérienne de <i>S. aureus</i> | 101 |
| Tableau XV: Variations des pourcentages de perte de poids des films de PEBD en fonction de la température et de la durée d'incubation et en présence de 5 mL de la suspension bactérienne de <i>S. aureus</i> | 102 |
| Tableau XVI: Taux de dégradation apparents des films de PEBD et taux de variation apparents des valeurs d'abondance des cellules (avec coefficient de régression) pour chaque température d'incubation et chaque valeur de pH initiale de la solution en présence de 2 mL de <i>P. aeruginosa</i> | 104 |
| Tableau XVII : Taux de dégradation apparents des films de PEBD et taux de variation apparents des valeurs d'abondance des cellules (avec coefficient de régression) | |

| | |
|---|-----|
| pour chaque température d'incubation et chaque valeur de pH initiale de la solution en présence de 5 mL de la suspension de <i>P. aeruginosa</i> | 105 |
| Tableau XVIII : Taux de dégradation apparents des fragments de PEBD et taux de variation apparents des valeurs d'abondance des cellules (avec coefficient de régression) pour chaque température d'incubation et chaque valeur de pH initiale de la solution en présence de 2 mL de la suspension de <i>S. aureus</i> | 107 |
| Tableau XIX: Taux de dégradation apparents des films de PEBD et taux de variation apparents des valeurs d'abondance des cellules (avec coefficient de régression) pour chaque température d'incubation et chaque valeur de pH initiale de la solution en présence de 5 mL de la suspension de <i>S. aureus</i> | 108 |
| Tableau XX: Coefficients de corrélation entre les paramètres mesurés pour chaque température d'incubation au cours de la biodégradation du PEBD par 2 mL de la suspension de <i>P. aeruginosa</i> | 112 |
| Tableau XXI: Coefficients de corrélation entre les paramètres mesurés pour chaque température d'incubation au cours de la biodégradation du PEBD par 5 mL de la suspension de <i>P. aeruginosa</i> | 114 |
| Tableau XXII : Coefficients de corrélation entre paramètres mesurés pour chaque température d'incubation au cours de la biodégradation du PEBD par 2 mL de la suspension de <i>S. aureus</i> | 119 |
| Tableau XXIII : Coefficients de corrélation entre les paramètres mesurés pour chaque température d'incubation au cours de la biodégradation du PEBD par 5 mL de la suspension de <i>S. aureus</i> | 121 |
| Tableau XXIV: Valeurs de P du test H de Kruskal-Wallis relatif aux tests de comparaison des valeurs moyennes de tous les paramètres analysés entre les différentes valeurs pH initiales au cours de la biodégradation du PEBD par la bactérie <i>P. aeruginosa</i> | 123 |
| Tableau XXV: Valeurs de P du test H de Kruskal-Wallis relatif aux tests de comparaison des valeurs moyennes de tous les paramètres analysés entre la durée, la température d'incubation et le volume microbien à chaque valeur de pH initiale au cours de la biodégradation du PEBD par la bactérie <i>P. aeruginosa</i> | 124 |
| Tableau XXVI : Valeurs de P du test H de Kruskal-Wallis relatif aux tests de comparaison des valeurs moyennes de tous les paramètres analysés entre les différentes valeurs initiales de pH au cours de la biodégradation du PEBD par la bactérie <i>S. aureus</i> | 125 |

| | |
|---|-----|
| Tableau XXVII : Valeurs de P du test H de Kruskal-Wallis relatif aux tests de comparaison des valeurs moyennes des paramètres analysés entre la durée, la température d'incubation et le volume microbien à chaque valeur de pH initiale au cours de la biodégradation du PEBD par <i>S. aureus</i> | 126 |
| Tableau XXVIII : Variations des pourcentages de perte de poids des films de PP en fonction de la température et des durées d'incubation et en présence de 2 mL de la suspension bactérienne de <i>P. aeruginosa</i> | 158 |
| Tableau XXIX: Variations des pourcentages de perte de poids des films de PP en fonction de la température et des durées d'incubation et en présence de 5 mL de la suspension bactérienne de <i>P. aeruginosa</i> | 159 |
| Tableau XXX: Variations des pourcentages de perte de poids des films de PP en fonction de la température et des durées d'incubation et en présence de 2 mL de la suspension bactérienne de <i>S. aureus</i> | 160 |
| Tableau XXXI: Variations des pourcentages de perte de poids des films de PP en fonction de la température et de la durée d'incubation et en présence de 5 mL de la suspension bactérienne de <i>S. aureus</i> | 161 |
| Tableau XXXII : Taux de dégradation apparents des films de PP et taux de variation apparents des valeurs d'abondance des cellules (avec coefficient de régression) pour chaque température d'incubation et chaque valeur de pH initiale de la solution en présence du 2 mL de la suspension de <i>P. aeruginosa</i> | 163 |
| Tableau XXXIII : Taux de dégradation apparents des films de PP et taux de variation apparents des valeurs d'abondance des cellules (avec coefficient de régression) pour chaque température d'incubation et chaque valeur de pH initiale de la solution en présence du 5 mL de la suspension de <i>P. aeruginosa</i> | 164 |
| Tableau XXXIV : Taux de dégradation apparents des films de PP et taux de variation apparents des valeurs d'abondance des cellules (avec coefficient de régression) pour chaque température d'incubation et chaque valeur de pH initiale de la solution en présence de 2 mL de la suspension de <i>S. aureus</i> | 166 |
| Tableau XXXV: Taux de dégradation apparents des films de PP et taux de variation apparents des valeurs d'abondance des cellules (avec coefficient de régression) pour chaque température d'incubation et chaque valeur de pH initiale de la solution en présence de 5 mL de la suspension de <i>S. aureus</i> | 167 |

| | |
|--|-----|
| Tableau XXXVI: Coefficients de corrélation entre les paramètres mesurés pour chaque température d'incubation au cours de la biodégradation du PP par 2 mL de la suspension de <i>P. aeruginosa</i> | 169 |
| Tableau XXXVII: Coefficients de corrélation entre les paramètres mesurés pour chaque température d'incubation au cours de la biodégradation du PP par 5 mL de la suspension de <i>P. aeruginosa</i> | 173 |
| Tableau XXXVIII : Coefficients de corrélation entre les paramètres mesurés pour chaque température d'incubation au cours de la biodégradation du PP par 2 mL de la suspension de <i>S. aureus</i> | 177 |
| Tableau XXXIX: Coefficients de corrélation entre les paramètres mesurés pour chaque température d'incubation au cours de la biodégradation du PP par 5 mL de la suspension de <i>S. aureus</i> | 181 |
| Tableau XL: Valeurs de P du test H de Kruskal-Wallis relatif aux tests de comparaison des valeurs moyennes de tous les paramètres analysés entre les différentes valeurs initiales de pH au cours de la biodégradation du PP par la bactérie <i>P. aeruginosa</i> | 183 |
| Tableau XLI : Valeurs de P du test H de Kruskal-Wallis relatif aux tests de comparaison des valeurs moyennes de tous les paramètres analysés entre la durée, la température d'incubation et le volume microbien à chaque valeur de pH initiale au cours de la biodégradation du PP par la bactérie <i>P. aeruginosa</i> | 185 |
| Tableau XLII : Valeurs de P du test H de Kruskal-Wallis relatif aux tests de comparaison des valeurs moyennes de tous les paramètres analysés entre les différentes valeurs pH initiales au cours de la biodégradation du PP par la bactérie <i>S. aureus</i> | 186 |
| Tableau XLIII: Valeurs de P du test H de Kruskal-Wallis relatif aux tests de comparaison des valeurs moyennes des paramètres analysés entre la durée, la température d'incubation et le volume microbien à chaque valeur de pH initiale au cours de la biodégradation du PP par la bactérie <i>S. aureus</i> | 187 |
| Tableau XLIV : Variations de masse des films de PEBD et de PP propres à l'action des 2 espèces bactériennes (2 mL de suspension cellulaire) après 60 jours d'incubation et sous diverses conditions expérimentales | 188 |
| Tableau XLV: Variations de masse des films de PEBD et de PP propres à l'action des 2 espèces bactériennes (5 mL de suspension cellulaire) après 60 jours d'incubation et sous diverses conditions expérimentales | 189 |

| | |
|---|-----|
| Tableau XLVI: Valeurs de P relatives au test de comparaison H de kruskal-Wallis des paramètres de dégradation du PEBD et du PP des lots témoins et des lots test 1 et test 2 | 190 |
| Tableau XLVII: Valeurs de P relatif au test de comparaison 2 à 2 U de Mann Whitney des paramètres de biodégradation du PEBD entre le lot témoin et chaque lot test.... | 190 |
| Tableau XLVIII: Valeurs de P relatif au test de comparaison 2 à 2 U de Mann Whitney des paramètres de biodégradation du PP entre le lot témoin et chaque lot test | 191 |
| Tableau XLIX: Pourcentages de perte de masse des films de PEBD et de PP obtenues en présence de 2 mL de chaque suspension de <i>P. aeruginosa</i> et <i>S. aureus</i> après 60 jours d'incubation..... | 192 |
| Tableau L: Pourcentages de perte de masse des films de PEBD et de PP obtenues en présence de 5 mL de chaque suspension de <i>P. aeruginosa</i> et <i>S. aureus</i> après 60 jours d'incubation..... | 192 |
| Tableau LI: pH des solutions de biodégradation des films de PEBD et de PP obtenues en présence de 2 mL de chaque suspension de <i>P. aeruginosa</i> et <i>S. aureus</i> après 60 jours d'incubation..... | 193 |
| Tableau LII: pH des solutions de biodégradation des films de PEBD et de PP obtenues en présence de 5 mL de chaque suspension de <i>P. aeruginosa</i> et <i>S. aureus</i> après 60 jours d'incubation..... | 194 |
| Tableau LIII: Conductivité électrique des solutions de biodégradation des films de PEBD et de PP obtenues en présence de 2 mL de chaque suspension de <i>P. aeruginosa</i> et <i>S. aureus</i> après 60 jours d'incubation | 195 |
| Tableau LIV: Conductivité électrique des solutions de biodégradation des films de PEBD et de PP obtenues en présence de 5 mL de chaque suspension de <i>P. aeruginosa</i> et <i>S. aureus</i> après 60 jours d'incubation | 196 |
| Tableau LV: Abondances cellulaires ($\times 10^5$ UFC/mL) enregistrées lors de la biodégradation des films de PEBD et de PP en présence de 2 mL de chaque suspension de <i>P. aeruginosa</i> et <i>S. aureus</i> après 60 jours d'incubation | 197 |
| Tableau LVI: Abondances cellulaires ($\times 10^5$ UFC/mL) enregistrées lors de la biodégradation des films de PEBD et de PP obtenues en présence de 5 mL de chaque suspension de <i>P. aeruginosa</i> et <i>S. aureus</i> après 60 jours d'incubation..... | 197 |
| Tableau LVII: Valeurs de P relatif au test H de Kruskal-Wallis de comparaison des paramètres de biodégradation d'un même plastique en présence de 2 mL et de 5 mL des suspensions de <i>P. aeruginosa</i> et de <i>S. aureus</i> | 198 |

| | |
|--|-----|
| Tableau LVIII : Valeurs de P du test W de Wilcoxon relatif au test de comparaison 2 à 2 des paramètres de biodégradation du PEBD et du PP en fonction du pH initial et des températures d'incubation et en présence de 2 mL de la suspension cellulaire de <i>P. aeruginosa</i> | 199 |
| Tableau LIX: Valeurs de P du test W de Wilcoxon relatif au test de comparaison 2 à 2 des paramètres de biodégradation du PEBD et du PP en fonction du pH initial et des températures d'incubation et en présence de 5 mL de la suspension cellulaire de <i>P. aeruginosa</i> | 200 |
| Tableau LX: Valeurs de P du test W de Wilcoxon relatif au test de comparaison 2 à 2 des paramètres de biodégradation du PEBD et du PP en fonction du pH initial et des températures d'incubation et en présence de 2 mL de la suspension cellulaire de <i>S. aureus</i> | 201 |
| Tableau LXI: Valeurs de P du test W de Wilcoxon relatif au test de comparaison 2 à 2 des paramètres de biodégradation du PEBD et du PP en fonction du pH initial et des températures d'incubation et en présence de 5 mL de la suspension cellulaire de <i>S. aureus</i> | 202 |
| Tableau LXII: Résultats du Modèle Linéaire Mixte du PEBD en présence de <i>P. aeruginosa</i> | 203 |
| Tableau LXIII: Résultats du Modèle Linéaire Mixte du PEBD en présence de <i>S. aureus</i> .. | 203 |
| Tableau LXIV: Résultats du Modèle Linéaire Mixte du PP en présence de <i>P. aeruginosa</i> .. | 203 |
| Tableau LXV: Résultats du Modèle Linéaire Mixte du PP en présence de <i>S. aureus</i> | 204 |

LISTE DES ABRÉVIATIONS, ACRONYMES ET SIGLES

| | |
|------------------------|--|
| ADEME : | Agence De l'Environnement et de la Maitrise de l'Energie |
| ASTM: | American Society for Testing and Materials |
| CREPD : | Centre de Recherche et d'Education pour le développement |
| GES : | Gaz à Effet de Serre |
| HAP : | Hydrocarbure Aromatique Polycyclique |
| ISO : | l'International Standard Organization |
| JVE : | Jeunes Volontaires pour l'Environnement |
| Mn : | Masse molaire moyenne en nombre |
| MW : | Masse molaire moyenne en poids |
| <i>P. aeruginosa</i> : | <i>Pseudomonas aeruginosa</i> |
| PCA: | Plate Count Agar |
| PEBD : | Polyéthylène Basse Densité |
| PEHD: | Polyéthylène Haute Densité |
| PET : | Polyéthylène téréphtalate |
| PLA : | Acide Polylactique |
| PP : | Polypropylène |
| PS : | Polystyrène |
| PVC : | Polychlorure de Vinyle |
| <i>S. aureus</i> : | <i>Staphylococcus aureus</i> |
| SPSS: | Statistical Packages for Social Science |
| UC : | Unité Conventionnelle |
| UFC: | Unité Formant Colonies |
| UNEP : | Programme Des Nations Unies pour l'Environnement |

RESUME

Au Cameroun comme dans plusieurs pays au monde, le problème de pollution de l'environnement par les déchets plastiques se pose avec acuité. La biodégradation microbienne de ces plastiques varierait suivant les enzymes mises en jeu et pourrait également être influencée par les facteurs abiotiques de l'environnement. La présente étude vise à évaluer en microcosme aquatique en fonction du temps, du pH et des différentes gammes de température, la biodégradation du Polyéthylène Basse Densité (PEBD) et du Polypropylène (PP) par les bactéries *Pseudomonas aeruginosa* et *Staphylococcus aureus*. Des films stérilisés de 0,065 g de PEBD et de 0,1 g de PP ont été immergés dans des solutions minérales de pH 5, 7 et 9 UC, dans des flacons en verre contenant diverses abondances cellulaires de *P. aeruginosa* et de *S. aureus*. L'ensemble des boîtes a été incubé à 7°C, 23°C, 37°C et 44°C ceci pendant 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours. Plusieurs paramètres ont été étudiés pour évaluer la dégradation des deux types de polymères, notamment la perte de masse, l'abondance cellulaire, le pH et la conductivité électrique des solutions.

Il en résulte en présence des cellules de *P. aeruginosa*, une diminution de la masse des films de PEBD et de PP avec l'augmentation de la durée d'incubation. Les pertes de masse les plus élevées après 60 jours d'incubation ont été de 6,1% pour le PEBD enregistrée à 23°C et à pH initial 5, et de 5,5% pour le PP observé à 23 et 37°C et à pH initial 5. Les valeurs de la conductivité électrique initialement entre 3000-3500 $\mu\text{S}/\text{cm}$, ont augmenté avec la période d'incubation et en fonction des températures, pour les 2 types de polymères. Les valeurs les plus élevées après 60 jours d'incubation ont été 4835 $\mu\text{S}/\text{cm}$ et 5900 $\mu\text{S}/\text{cm}$ respectivement pour le PP enregistrées sous 44°C à pH initial 9, et pour PEBD enregistrée sous 44°C à pH initial 7. Dans l'ensemble, le pH des solutions a évolué vers l'acidité au cours de la période d'incubation. Les abondances cellulaires ont varié tout au long de la période d'incubation en fonction des températures et des valeurs initiales de pH du milieu. Le taux apparent de variation de l'abondance cellulaire a été positif sous 7°C, 23°C et 37°C, reflétant une croissance cellulaire relative, et négatif sous 44°C, reflétant une inhibition cellulaire relative. Les vitesses relatives apparentes de croissance cellulaire les plus élevées ont été de 985 et de 662 UFC/10 jours sous 23°C à pH initial 9, respectivement pour le PEBD et le PP.

En présence de la bactérie *S. aureus*, les masses des films des 2 polymères ont également baissé au cours de l'incubation. Les pertes de masse les plus élevées après 60 jours ont été de 7,6% pour le PEBD enregistrée sous 23°C et à pH initial 5, et de 7% pour le PP observée sous 44°C et à pH initial 9. La conductivité électrique a augmenté graduellement avec la période

d'incubation et les valeurs de pH ont baissé dans l'ensemble. Les valeurs de conductivité initialement entre 3000-3500 $\mu\text{S}/\text{cm}$, ont atteint après 60 jours d'incubation, 6610 $\mu\text{S}/\text{cm}$ pour le PP sous 23°C et à pH initial 5, et 5330 $\mu\text{S}/\text{cm}$ pour le PEBD enregistrée sous 37°C et à pH initial 5. Les abondances cellulaires ont varié d'une température d'incubation à l'autre et suivant les valeurs initiales de pH. Les taux de variation apparents des abondances cellulaires dans l'ensemble ont diminué avec l'augmentation de la température d'incubation à pH initial 9. Mais elles ont cependant augmenté à pH initial 5 avec la hausse de la température d'incubation de 7°C à 37°C. Le taux le plus élevé pour le PEBD (de 73 UFC/10 jours observé sous 23°C), et pour le PP (de 196 UFC/10 jours observé sous 7°C), ont tous été observés à pH initial 7.

La variation de l'abondance cellulaire de chaque espèce bactérienne a été significative entre les différentes températures d'incubation pour les 2 types de polymères. Les variations de pH, de la conductivité électrique des solutions, des masses des films de PEBD et de PP, et des abondances cellulaires ont été significatives ($P < 0,05$) entre les différentes durées d'incubation et les différentes valeurs initiales de pH des solutions. Des différences significatives ont été observées dans les paramètres de dégradation des 2 types de polymères pour chaque bactérie d'une part, et entre les paramètres de dégradation des 2 espèces bactériennes pour le même polymère d'autres part. La dégradation des 2 types de polymères semble plus favorable à pH 5 et 9. La dégradation du PEBD a été élevée aux températures 7 et 23°C, et celle de PP aux températures 23, 37 et 44°C. Des 2 bactéries testées, *S. aureus* a présenté les meilleurs taux de dégradation pour les 2 polymères. Le PEBD a présenté le taux le plus élevé de dégradation que le PP en présence des 2 bactéries. La durée d'incubation semble jouer un rôle majeur dans la dégradation des 2 types de polymères, suivie de la température d'incubation, puis de l'abondance bactérienne initiale, et enfin du pH initial du milieu. Les 2 bactéries *P. aeruginosa* et *S. aureus* paraissent ainsi importantes pour la restauration biologique de l'environnement aquatique pollué par les déchets plastiques. Il semble nécessaire d'explorer l'impact d'autres conditions environnementales afin d'optimiser la dégradation de ces polymères.

Mots clé : Biodégradation, *P. aeruginosa*, *S. aureus*, microcosme aquatique, PEBD, PP, facteurs environnementaux

ABSTRACT

In Cameroon, like in several countries around the world, the environmental pollution problem by plastic waste is acute. The microbial biodegradation of these plastics would vary according to the enzymes involved and could also be influenced by the abiotic factors of the environment. The present study aims at evaluating in aquatic microcosm as a function of time, pH and different temperature ranges, the biodegradation of Low Density Polyethylene (LDPE) and Polypropylene (PP) by the bacteria *Pseudomonas aeruginosa* and *Staphylococcus aureus*. Sterilized films of 0.065g LDPE and 0.1g PP were immersed in mineral solutions of pH 5, 7 and 9 UC, in glass vials containing various cellular abundances of *P. aeruginosa* and *S. aureus*. Bacteria were incubated at 7°C, 23°C, 37°C and 44°C for 10 days, 20 days, 30 days, 40 days, 50 days and 60 days. Several parameters were studied to assess the degradation of both types of polymers, including mass loss, cell abundance, pH and electrical conductivity of the solutions.

In the presence of *P. aeruginosa* cells, a decrease in the weights of LDPE and PP films was observed an increase in incubation time. The highest mass losses after 60 days of incubation were 6.1% for LDPE recorded at 23°C and initial pH 5, and 5.5% for PP observed at 23 and 37°C and at initial pH 5. The values of the electrical conductivity initially between 3000-3500 $\mu\text{S}/\text{cm}$ increased with the incubation period and temperatures for the 2 types of polymers. The highest values after 60 days of incubation were 4835 $\mu\text{S}/\text{cm}$ and 5900 $\mu\text{S}/\text{cm}$ respectively for PP recorded below 44°C at initial pH 9, and for LDPE recorded below 44°C at initial pH 7. On the overall, the pH of the solutions were lowered to acidity during the incubation period. Cell abundances varied throughout the incubation period depending on the temperatures and initial pH values of the medium. The apparent rate of change in cell abundance was positive under 7°C, 23°C and 37°C, reflecting relative cell growth, and negative under 44°C, reflecting relative cell inhibition. The highest apparent relative cell growth rates were 985 and 662 CFU/10 days below 23°C at baseline pH 9, respectively, for LDPE and PP.

In the presence of *S. aureus*, the masses of the films of the 2 polymers also decreased during incubation. The highest mass losses after 60 days were 7.6% for LDPE recorded below 23°C and at initial pH 5, and 7% for PP observed below 44°C and at initial pH 9. Electrical conductivity increased gradually with the incubation period and pH values decreased overall. The conductivity values initially between 3000-3500 $\mu\text{S}/\text{cm}$, reached after 60 days of incubation, 6610 $\mu\text{S}/\text{cm}$ for PP below 23°C and at initial pH 5, and 5330 $\mu\text{S}/\text{cm}$ for LDPE recorded below 37°C and at initial pH 5. Cell abundances varied from one incubation

temperature to another and according to initial pH values. The apparent rates of change in cell abundances overall decreased with the increase in incubation temperature at initial pH 9. However, they increased at initial pH 5 with the increase in the incubation temperature from 7°C to 37°C. The highest levels for LDPE (73 CFU/10 days observed below 23°C), and for PP (196 CFU/10 days observed below 7°C), were all observed at baseline pH 7.

The variation in cell abundance of each bacterial species was significant between the different incubation temperatures for the 2 types of polymers. Variations in pH, electrical conductivity of solutions, masses of films LDPE and PP, and cell abundances were significant ($P < 0.05$) between different incubation times and different initial pH values of the solutions. Significant differences were observed in the degradation parameters of the 2 types of polymers for each bacterium on the one hand, and between the degradation parameters of the 2 bacterial species for the same polymer on the other hand. The degradation of the 2 types of polymers seems to be more favorable at pH 5 and 9. LDPE degradation was high at temperatures 7 and 23°C, and PP degradation at temperatures 23, 37 and 44°C. Of the 2 bacteria tested, *S. aureus* showed the best degradation rates for the 2 polymers. LDPE showed the highest rate of degradation than PP in the presence of the 2 bacteria. The incubation period seems to have played a major role in the degradation of the 2 types of polymers, followed by the temperature, then the initial bacterial abundance and finally the initial pH of the medium. The 2 bacteria *P. aeruginosa* and *S. aureus* thus seem important for the restoration of the aquatic environment polluted by plastic wastes. It would be necessary to explore the impact of other environmental conditions in order to optimize the degradation of these polymers.

Key words: Biodegradation, *P. aeruginosa*, *S. aureus*, aquatic microcosm, LDPE, PP, environmental factors

INTRODUCTION

Les plastiques sont des polymères constitués d'une large gamme de composés organiques et inorganiques, synthétiques ou semi-synthétiques (Saminathan *et al.*, 2014). Ils sont fabriqués essentiellement à partir de matières pétrochimiques extraites du charbon, du pétrole et du gaz naturel (Teemor *et al.*, 2018). Il y a cinq types de polymères dérivés du pétrole qui sont couramment utilisés dans l'économie camerounaise pour fabriquer les matières plastiques à usage unique. Il s'agit du Polyéthylène Basse Densité (PEBD), du Polyéthylène Haute Densité (PEHD), du Polypropylène (PP), du Chlorure de Polyvinyle (PVC) et du Polyéthylène Téréphtalate (PET). Le polyéthylène et le polypropylène sont cependant les plus abondants (Montazer *et al.*, 2020 ; Danso *et al.*, 2019). Leur utilisation est en croissance exponentielle depuis les années 1950, atteignant aujourd'hui 400 millions de tonnes par an (Plastics Europe, 2018). Pourtant, leur exploitation intensive associée à une faible performance des systèmes de gestion des déchets (incluant leur collecte et captation en fin de vie), les pertes et incivilités entraînent leur transfert et leur accumulation dans le milieu naturel (ADEME, 2020 ; Galgani *et al.*, 2020).

Malgré les efforts de recyclage et de valorisation énergétique, les effets néfastes de l'accumulation des déchets plastiques dans les décharges et dans les milieux aquatiques ne cessent d'augmenter (Koch et Mihalyi, 2018 ; Tosin *et al.*, 2012). En raison de leurs propriétés chimiques et mécaniques et notamment de leur durabilité, ces polymères présentent une menace pour l'environnement (Sivan, 2011 ; Harmaen *et al.*, 2015). La production de polymères dérivés du pétrole, augmente les émissions de CO₂ dans l'atmosphère, contribuant ainsi à l'augmentation des gaz à effet de serre (Koch et Mihalyi, 2018 ; Zamakhaeva *et al.*, 2017). Ces déchets plastiques toujours plus nombreux qui s'accumulent dans les décharges et dans l'environnement aquatique ont un impact négatif énorme sur le fonctionnement de ces écosystèmes et les organismes qui y vivent (Calabro et Grosso, 2018 ; Zettler *et al.*, 2013 ; Reisser *et al.*, 2014 ; Carlton *et al.*, 2017 ; Lagana *et al.*, 2019). L'impact négatif est également ressenti sur la santé des utilisateurs de l'eau (Hermabessière *et al.*, 2019 ; Peixoto *et al.*, 2019 ; Turner, 2016) et sur l'exploitation socio-économique de ces écosystèmes (Mouat *et al.*, 2010 ; Reisser *et al.*, 2014).

Plusieurs méthodes ont été développées pour remédier à la pollution de l'environnement par les déchets plastiques, notamment l'incinération, le recyclage, l'enfouissement ou mise en décharge et le traitement biologique des déchets (Hottle *et al.*, 2017 ; song *et al.*, 2009 ; Rujni-Sokele et Pilipovi, 2017). Les trois premières méthodes ci-dessus citées présentent des limites et contribuent autrement à la destruction de l'environnement. La gestion des déchets par

bioremédiation s'avère être l'un des moyens de réduire les effets indésirables et peut servir d'outil potentiel (Shah *et al.*, 2008 ; Ali *et al.*, 2014).

En effet, la capacité des microorganismes à accélérer la dégradation des plastiques synthétiques est particulièrement intéressante (Wilkes et Ariltide, 2017). La dégradation microbienne implique l'utilisation des dépolymérase extracellulaires et intracellulaires par les organismes pour décomposer les substances organiques. Les exoenzymes des microorganismes introduisent un clivage de la chaîne du polymère produisant des oligomères et des monomères qui peuvent être absorbés et utilisés pour le métabolisme microbien (Dela Torre *et al.*, 2018).

En outre, dans l'environnement, l'eau, l'oxygène, les UV et les exoenzymes sont les principaux agents initiant la dégradation des matériaux par des réactions d'hydrolyse ou d'oxydation (Andrady, 2017 ; Galgani *et al.*, 2020). Les processus mis en œuvre à l'échelle moléculaire (coupures de chaînes, modification de groupements chimiques...), aux échelles méso- et macroscopiques, ont des conséquences très diverses. Elles agissent d'une part au niveau des propriétés générales du matériau concerné (notamment la structure chimique, la nature des atomes constitutifs, la masse molaire du polymère, l'état physique du polymère, les niveaux de contraintes subies, entre autres), et d'autre part, au niveau des conditions environnementales (température, pH, taux d'oxygène, exposition à la lumière, entre autres). Ces 2 groupes de facteurs impactent les cinétiques relatives des mécanismes microbiogéochimiques dans le matériau (Andrady, 2017 ; Galgani *et al.*, 2020).

Des études antérieures ont montré la capacité de plusieurs souches bactériennes et fongiques à dégrader le PEBD (Kyaws *et al.*, 2012 ; Jeon et Kim, 2014 ; Medmood *et al.*, 2016) et le PP (Auta *et al.*, 2017 ; Skariyachan *et al.*, 2018 ; Santacoloma *et al.*, 2019). Les bactéries *Pseudomonas aeruginosa*, bacille à gram négatif et *Staphylococcus aureus*, cocci à gram positif, sont deux microorganismes ubiquitaires de l'environnement, peu exigeants et très versatiles (Cattalorda, 2020 ; Accarias, 2014). Elles secrètent également de nombreuses enzymes tels que les lipases et les protéases, qui sont des hydrolases pouvant intervenir dans de nombreuses réactions d'hydrolyse et d'oxydation (Lays, 2012 ; Novotny *et al.*, 2015).

Toutefois, Peu de données sont disponibles sur les potentialités de ces deux bactéries à dégrader de nombreux déchets plastiques en général, et le PEBD et PP en particulier, ces deux polymères étant d'une part les plus largement utilisés dans les ménages au Cameroun et d'autre part, très abondants dans l'environnement aquatique. Les enzymes produites par ces deux bactéries, mises dans les conditions environnementales appropriées, pourraient cliver les liaisons des chaînes des polymères et les décomposer. L'on sait peu de choses sur les conditions

environnementales pouvant favoriser la dégradation du PEBD et du PP par ces deux bactéries. Il s'avère nécessaire à travers des manipulations de laboratoire, d'optimiser le métabolisme des microorganismes et des conditions environnementales spécifiques pour la dégradation des polluants spécifiques dans l'environnement, en général, et du PEBD et du PP dans les systèmes aquatiques en particulier. La présente étude a pour objectif principal d'évaluer en microcosme aquatique, la biodégradation optimale du PP et du PEBD par les bactéries *P. aeruginosa* et *S. aureus*. Il s'agit spécifiquement :

- d'évaluer en microcosme aquatique sous diverses valeurs de pH du milieu, de température, d'abondance cellulaire et diverses durées d'incubation, la biodégradation du PEBD et PP par les bactéries *P. aeruginosa* et *S. aureus* ;

- de comparer l'effet du type de plastique et de microorganismes sur les paramètres de biodégradation ;

- d'hierarchiser l'impact des facteurs influençant ce processus de biodégradation pour chaque plastique.

Le présent manuscrit est organisé en trois chapitres. Après une brève introduction, le premier chapitre est consacré à la revue de la littérature. Le deuxième présente le matériel et les principales méthodes utilisés. Le troisième et dernier chapitre expose les principaux résultats obtenus, les interprétations ainsi que la discussion. Une conclusion, des suggestions et des perspectives terminent le document.

CHAPITRE I : REVUE DE LA LITTERATURE

I.1-Généralités sur les bactéries

I.1.1- *Pseudomonas aeruginosa*

I.1.1.1-Description et taxinomie

Pseudomonas aeruginosa, appelé également bacille pyocyanique, appartient à la famille des Pseudomonadaceae au sein de la classe des Gammaproteobacteria. Cette espèce a été décrite pour la première fois en 1882, par Carle Gessard, comme l'agent responsable du pus de coloration bleu-verte dans le cadre d'infections cutanées (Pachori *et al.*, 2019 ; Cattalorda, 2020). A l'examen direct, *P. aeruginosa* se présente sous la forme de bacilles à Gram négatif, isolés ou en diplobacilles (figure 1). Il est très mobile grâce à une ciliature polaire. *P. aeruginosa* possède trois types de motilité, en milieu liquide, semi-solide (motilités de type swimming et swarming, médiées par le flagelle), ou solide (motilité de type twitching, médiée par les pili de type IV) (Kilmury et Burrows, 2018 ; Cattalorda, 2020). La taxinomie de *P. aeruginosa* est résumée dans le tableau I ci-dessous.



Figure 1: Photographie au microscope électronique de la bactérie *Pseudomonas aeruginosa* (Oosthuizen, 2022)

Tableau I : Taxinomie de *Pseudomonas aeruginosa* (Benabid, 2009)

| | | |
|---------------|---------------------|--------------------------|
| Règne | Bacteria | Unicellulaire |
| Embranchement | Prokaryota | Unicellulaire sans noyau |
| Division | Proteobacteria | Gram (-), mobiles |
| Classe | Gammaproteobacteria | Ubiquitaires |
| Ordre | Pseudomonadales | Aérobie, Gram (-) |
| Famille | Pseudomonadaceae | Oxydase (+) |
| Genre | <i>Pseudomonas</i> | Flagellation polaire |
| Espèce | <i>Aeruginosa</i> | Fuorescence à 42°C |

I.1.1.2-Caractères morphologiques et cultureux

Pseudomonas aeruginosa est un bacille Gram négatif en forme de bâtonnet, de 0.5 à 0.8 µm de diamètre sur 1 à 3µm de long. Mobile grâce à un flagelle polaire généralement unique, dépourvu de spores et de capsules. Sa paroi est constituée d'une membrane externe et d'un espace péri plasmique et du peptidoglycane (figure 2). La membrane externe est une bicouche asymétrique constituée du lipopolysaccharide et de phospholipides où se trouvent de nombreuses protéines telles que les porines qui assurent la diffusion de divers types de molécules à travers la membrane externe (Pages, 2004 ; Darghout et Metheni, 2016).

Le bacille pyocyanique est une bactérie aux besoins très limités. Elle peut croître entre 5 et 42°C avec un optimum de 30°C. Par contre, elle supporte de moindres variations de pH (6.5 à 7.5) avec un pH optimal de 7,2 (Souley et Moustapha, 2002 ; Darghout et Metheni, 2016). Elle cultive facilement en 24 heures et à 37°C sur des milieux de culture ordinaires (Trypticase Soja) ou sélectifs (géloses contenant du Cétrimide). Les colonies, possédant une odeur de seringia (également appelé jasmin des poètes), peuvent présenter différentes morphologies (D'Argenio *et al.*, 2002 ; Hansen *et al.*, 2012). Selon Denis *et al.* (2007), trois types de colonies peuvent être observés simultanément ou de manière isolée sur milieux solides :

- Colonies larges "la" de 2 à 3 mm de diamètre à bord irrégulier rugueuses, une partie centrale bombée présentant des reflets métalliques ;
- Colonies plus petites lisses "S" bombées à bord régulier ;
- Colonies muqueuses "M" bombées coalescentes, filantes rencontrées chez les souches produisant un slime composé d'un polymère d'alginate.

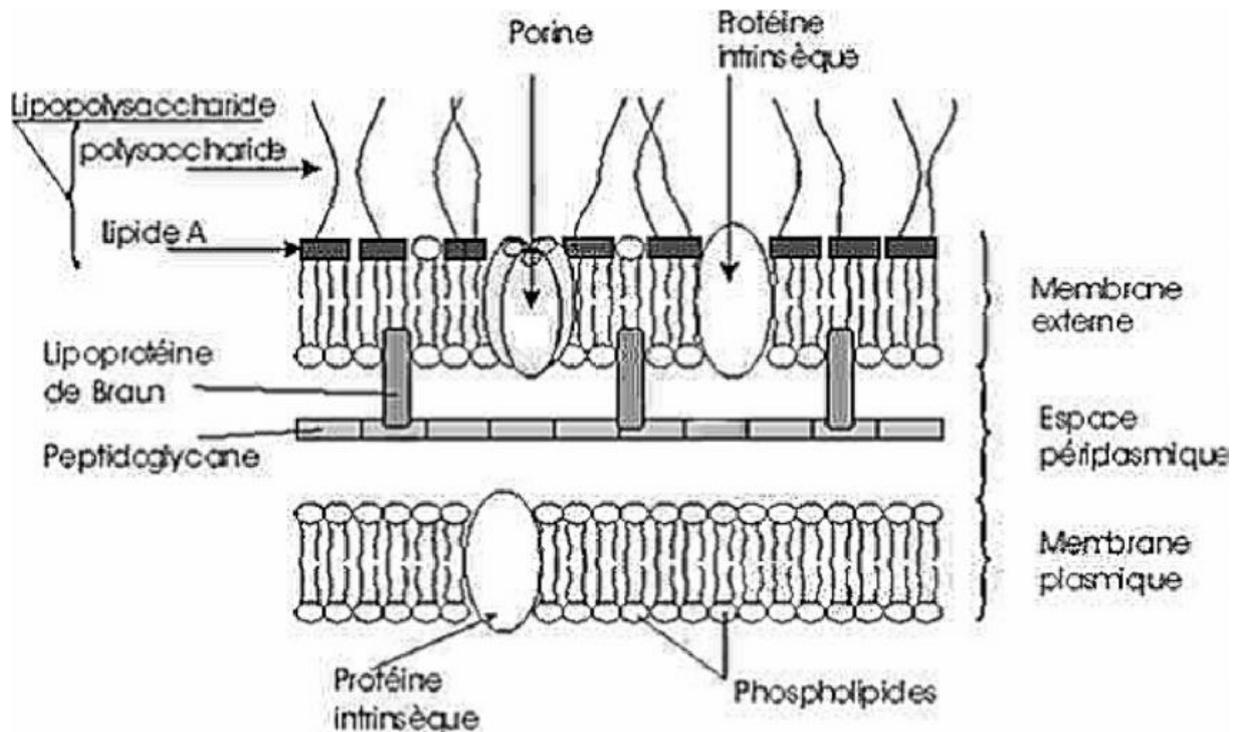


Figure 2: Schéma de la paroi d'une bactérie Gram négatif (Ayrat, 2004)

I.1.1.3- Habitats et mode de vie

P. aeruginosa est un microorganisme ubiquitaire, largement répandue dans l'environnement (Magalhães *et al.*, 2020). Elle se développe dans les sols, sur les végétaux (plantes, légumes, fruits, et fleurs), dans les eaux douces et marines, les eaux stagnantes (eaux thermales, piscines, égouts), et peut survivre dans les eaux minérales ou déminéralisées (Barakat, 2012). *P. aeruginosa* est une bactérie versatile, possédant des propriétés d'adaptation à de nombreuses conditions physicochimiques, lui permettant de survivre ou de s'adapter dans ces différents environnements (Kidd *et al.*, 2012 ; Martins *et al.*, 2014). Son large génome (6,3 millions de paires de bases) est composé de près de 6000 gènes qui comprennent notamment des gènes associés à diverses voies métaboliques, des facteurs de virulence, de transport, d'efflux et de chimiotactisme, conférant à *P. aeruginosa* une grande capacité d'adaptation à son environnement (Folkesson *et al.*, 2012 ; Silby *et al.*, 2011). *P. aeruginosa* est une bactérie qui vit normalement à l'état de saprophyte dans l'eau et le sol humide ou sur les végétaux. Elle résiste mal à la dessiccation. Cette bactérie peut vivre en commensale dans le tube digestif de l'Homme et de divers animaux (Eyquem *et al.*, 2005 ; Coggan et Wolfgang, 2012).

P. aeruginosa possède plusieurs modes de vie, qui diffèrent entre eux par la morphologie et le métabolisme des bactéries (Olivares *et al.*, 2019). Pour disséminer au sein de l'environnement, les bactéries peuvent adopter un mode de vie libre, dit planctonique. Sous

cette forme, les bactéries se déplacent de manière isolée grâce à leurs flagelles et leurs pili ; A l'inverse, les bactéries adoptant un mode de vie sessile se regroupent sous forme de communautés microbiennes, favorisant la formation de biofilm (Biquand, 2017 ; Cattalorda, 2020).

❖ Formation du biofilm

Le biofilm se développe en plusieurs étapes. Le stade I consiste en un attachement réversible de bactéries ayant un mode de vie planctonique à une surface, attachement devenant irréversible lors du stade II via les adhésines de surface telles que les pili de type IV. Le stade III correspond à la production de la matrice extracellulaire et à la formation de microcolonies. Les microcolonies sont délimitées par des canaux aqueux permettant l'apport d'oxygène et de nutriments ainsi que l'élimination des produits de dégradation. Le biofilm mature peut former une communauté en trois dimensions lors du stade IV, dont la configuration spatiale diffère dans le temps et l'espace. Les gradients d'oxygène et de pH sont à l'origine de l'hétérogénéité physiologique du biofilm. Ainsi, au sein du biofilm, les bactéries possèdent un fond génétique commun mais des propriétés physiologiques distinctes. Enfin, les bactéries peuvent se disperser lors du stade V pour retourner à un mode de vie planctonique et ainsi coloniser d'autres sites (figure 3) (Rasamiravaka *et al.*, 2015; Lee et Yoon, 2017; Olivares *et al.*, 2019).

Les bactéries passent continuellement d'un mode de vie planctonique à un mode de vie sessile, leur permettant de s'adapter rapidement aux conditions environnementales (Lee et Yoon, 2017).

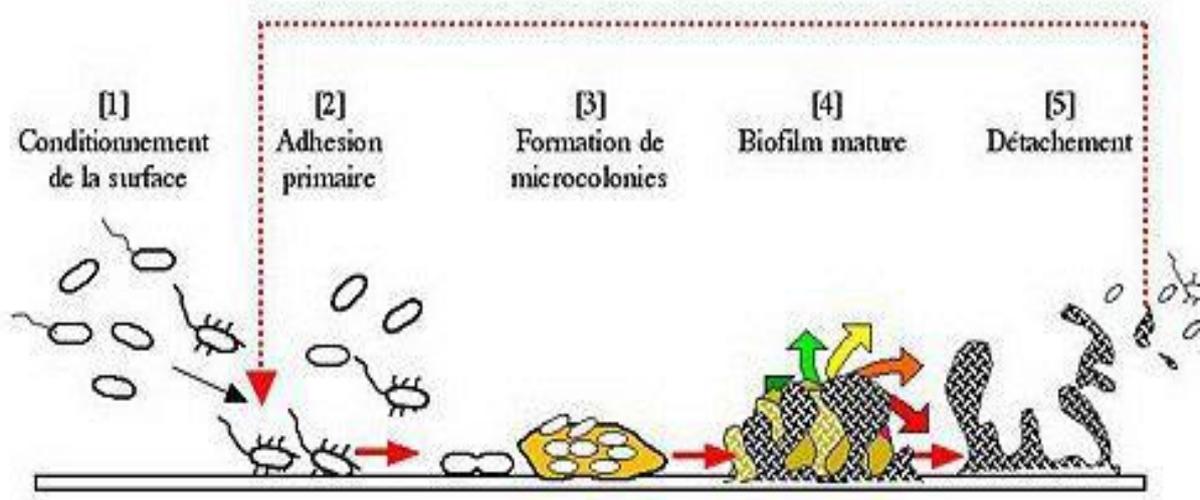


Figure 3: Etapes de la formation d'un biofilm (Roux et Ghigo, 2006)

I.1.1.4- Caractères biochimiques

❖ Enzymes et pigments produits

Cette espèce est caractérisée par la production des pigments et de plusieurs protéines tels que la pyocyanine, la pyoverdine, les protéases et les lipases (Biquand, 2017 ; Novotny *et al.*, 2015).

- La protéase alcaline : métalloprotéase dépendante du Zinc, capable de cliver de nombreuses cibles (Laarman *et al.*, 2012) ;
- L'exotoxine A : composé protéique dont la production peut être induite par un milieu pauvre en calcium (Michalska et Wolf, 2015) ;
- L'élastase : métalloprotéine dépendante du zinc et son activité est médiée par l'action combinée de deux enzymes protéolytiques, LasA et LasB (Kessler et Ohman, 2013) ;
- La protéase IV : est une sérine endoprotéase. Elle a un rôle prépondérant dans les kératites à *P. aeruginosa* ;
- Les phospholipases C : enzymes extracellulaires thermolabiles, qui contiennent des ions zinc essentiels à l'activité enzymatique. Elles sont synthétisées lors d'une carence en phosphate ;
- La pyocyanine : pigment bleu, soluble dans l'eau et le chloroforme, caractéristique du *P. aeruginosa* qui est la seule espèce à le produire (composé fortement polaire, de nature phénazinique) ;
- La pyoverdine : pigment jaune-vert fluorescent, soluble dans l'eau insoluble dans le chloroforme (Solbi, 2013).

❖ Métabolisme énergétique

P. aeruginosa est souvent décrit comme ayant un métabolisme généralement respiratoire. Elle est en fait capable de respirer en aérobose et en anaérobose et peut aussi fermenter l'arginine et le pyruvate. Ces caractéristiques lui permettent de se développer dans des niches écologiques très variées bien que l'aérobose soit la condition optimale pour son développement (Barakat, 2012).

En aérobose, *P. aeruginosa* utilise l'oxygène comme accepteur final d'électrons. Elle est capable d'utiliser de nombreux substrats carbonés comme seule source de carbone et d'énergie, dans un milieu minéral simple (Stanier *et al.*, 1966). Grâce à diverses enzymes périplasmiques, elle est également capable d'hydrolyser de nombreuses macromolécules qui peuvent alors lui servir de sources d'énergie pour sa croissance. Le glucose est catabolisé via

la voie d'Entner-Doudoroff. Le catabolisme des acides organiques et aminés est associé aux cycles de Krebs et du glyoxylate qui jouent un rôle majeur dans le métabolisme de cette bactérie.

En absence d'oxygène, *P. aeruginosa* peut utiliser d'autres accepteurs finaux d'électrons. Cette propriété lui permet de croître en anaérobiose dans des milieux très divers, à condition qu'un accepteur convenable d'électrons soit présent, en particulier les nitrates. Elle peut également tirer son énergie en anaérobiose en hydrolysant l'arginine grâce à un système enzymatique dénommé « Arginine-dihydrolase constitutive » (Stanier *et al.*, 1966 ; Barakat, 2012). Cependant la fermentation de l'arginine ne peut être réalisée que sur un milieu riche et ne permet qu'une faible croissance. Les enzymes de cette voie métabolique sont réprimées en présence de nitrates, ce qui implique qu'en anaérobiose et en présence de nitrates *P. aeruginosa* utilise préférentiellement la dénitrification plutôt que la fermentation. *P. aeruginosa* possède dans son génome un gène codant pour une D-lactate déshydrogénase cytoplasmique. Cette enzyme permet à la bactérie de fermenter le pyruvate mais ce substrat ne permet pas une croissance significative en anaérobiose. Le pyruvate permet cependant à *P. aeruginosa* de survivre en absence d'O₂ (Williams *et al.*, 2007 ; Price-Whelan *et al.*, 2007).

I.1.1.5-Implications de *Pseudomonas aeruginosa* dans la bioremédiation de la pollution des milieux aquatiques

Pour de nombreuses études de dégradation, *Pseudomonas sp.* a été choisi car c'est un biodégradeur bien connu de produits agrochimiques. *Pseudomonas* est un genre polyvalent et il est suggéré que ce genre pourrait dégrader un certain nombre de produits chimiques comme les pesticides, y compris le carbaryl, le malathion, le pnitrophénol et le parathion, la bethoxazine, il est largement présent dans le sol et peut être utilisé pour nettoyer différents composés xénobiotiques comme le propiconazole (Sarkar *et al.*, 2009). D'autre part, *P. aeruginosa* a été signalé pour son utilisation dans la bioremédiation et son utilisation dans le traitement du polyéthylène dans les déchets solides municipaux (Pathak et Navneet, 2017).

I.1.2- *Staphylococcus aureus*

I.1.2.1- Taxinomie

La taxinomie de *Staphylococcus aureus* est résumée dans le tableau II ci-après :

Tableau II : Taxinomie de *Staphylococcus aureus* (Accarias, 2014)

| | | |
|---------|-----------------------|---|
| Règne | Bacteria | Unicellaires |
| Phylum | Firmicutes | Gram (+) |
| Classe | Bacilli | Gram (+) |
| Ordre | Bacillales | Gram (+) |
| Famille | Staphylococcaceae | Aero-anaérobie, glucose (+) |
| Genre | <i>Staphylococcus</i> | Acidification du glycérol en aerobiose |
| Espèce | <i>Aureus</i> | Fermentation du mannitol |

I.1.2.2- Description, caractères morphologiques et culturels

S. aureus est de forme sphérique (coque) et se regroupe généralement en amas, souvent qualifiés de grappes de raisin (figure 4). D'un point de vue macroscopique, cette bactérie se caractérise par la pigmentation dorée de ses colonies, justifiant le nom vernaculaire de « staphylocoque doré ». Ces cocci mesurent de 0,5 à 1,5µm de diamètre, sont immobiles, non sporulés et positifs à la coloration de Gram (Tille, 2014 ; Accarias, 2014). Comme chez la majorité des bactéries Gram positives, l'enveloppe de *S. aureus* est composée d'une seule membrane plasmique recouverte d'une paroi épaisse riche en peptidoglycane et en acides téichoïques. La plupart des isolats infectieux possèdent également une capsule polysaccharidique externe contenant divers facteurs de virulence et permettant le sérotypage des souches (Accarias, 2014).

Le peptidoglycane, formé de chaînes linéaires de N-acétylglucosamide et d'acide N acétylmuramique, représente 50% du poids de la paroi bactérienne. Le reste de la paroi est majoritairement composé d'acides téichoïques caractéristiques des bactéries Gram positives.

In vitro, *S. aureus* est une bactérie non-exigeante. En effet, en plus d'être aéro-anaérobie facultative, elle est facilement cultivable en milieu gélosé classique tel que CBA (Columbia Blood Agar), TSA (Tryptic Soy Agar) ou BHI (Brain Heart infusion), ainsi que dans les milieux liquides correspondants (Foster, 1996 ; Vitko et Richardson, 2013 ; Accarias, 2014). La gélose de Chapman (ou MSA pour Mannitol-Salt-Agar) peut être utilisée comme milieu sélectif différentiel pour l'identification de *S. aureus* qui présente un caractère halophile ainsi que la capacité à fermenter le mannitol. *S. aureus* se développe entre 10 et 42°C avec une température

optimale de 37°C et un pH compris entre 7,4 et 7,6 (Nandy, 2013). Les colonies peuvent être observées après 24h d'incubation. Elles sont opaques, de pigmentation jaune-doré, ont un aspect circulaire de 2 à 3 millimètres de diamètre ainsi qu'une surface convexe lisse et brillante (Accarias, 2014).



Figure 4: Aspect de *S. aureus* en microscopie électronique

I.1.2.3- Habitats et mode de vie

Les bactéries du genre *Staphylococcus* sont ubiquitaires, peu exigeantes et capables de vivre dans de nombreux sites, en saprophyte de l'environnement extérieur, et aussi en commensal des épithéliums cutanés et muqueux des hommes et des animaux. Ils sont capables de résister à des stress comme la dessiccation, un stress osmotique et la carence nutritive (Riffaud, 2019).

Chez l'homme, la localisation préférentielle de *Staphylococcus aureus* est le rhinopharynx (fosses nasales et gorge), mais il est également présent dans le tube digestif et le périnée en plus faible quantité. Il dissémine par intermittence à partir des sites de portage vers les zones humides comme les aisselles. Il est également capable de disséminer par aérosol sur la peau à partir du rhinopharynx. Sa capacité à résister à la dessiccation explique que cette bactérie puisse être retrouvée sur les vêtements et dans les squames présentes dans les poussières environnementales, permettant non seulement une transmission directe manuportée, mais également une transmission indirecte par les objets et les poussières (Perez, 2013).

I.1.2.4- Caractères biochimiques

➤ Enzymes et pigments produits

Les protéines de surface jouent un rôle primordial dans l'adhésion et initient ainsi la colonisation. Les protéines de surface de *Staphylococcus aureus* se décomposent en deux classes, les protéines de surface ancrées à la paroi bactérienne et les protéines de surface sécrétées. La protéine A est la protéine de surface la plus abondante chez *S. aureus* (Lays, 2012). La bactérie *Staphylococcus aureus*, secrètent plusieurs enzymes que sont : la coagulase, la staphylokinase, les lipases et les protéases (Accarias, 2014 ; Lays, 2012).

- **Coagulase**

La coagulase ou staphylocoagulase codée par le gène *coa* est une protéine de 40 kDa. C'est une protéine diffusible thermostable exprimée pendant la phase exponentielle de la croissance bactérienne. Elle est retrouvée libre ou associée à la membrane (Kaida *et al.*, 1989 ; Lays, 2012 ; Accarias, 2014). Le domaine N-terminal de la coagulase s'associe à la prothrombine pour former la staphylothrombine responsable de la polymérisation du fibrinogène en fibrine, provoquant la coagulation du sérum (Boden et Flock, 1989 ; Panizzi *et al.*, 2006 ; Lays, 2012).

- **Staphylokinase**

La staphylokinase est une enzyme sécrétée de 15,5 kDa codée par un bactériophage. Cette enzyme permet la conversion du plasminogène humain en plasmine (Sako et Tsuchida, 1983 ; Van Wamel *et al.*, 2006 ; Lays, 2012).

- **Lipases**

Les principales lipases sont la glycérolysester hydrolase (gène *geh*) et une estérase (gène *lip*) qui hydrolysent respectivement les chaînes longues et les chaînes courtes des triacylglycérols (Fischetti et Tedesco, 2006 ; Lays, 2012). La lipase semble aussi avoir un rôle dans le prélèvement des nutriments dans l'environnement, dans la formation de biofilms et d'abcès, participant ainsi la pathogénicité de *S. aureus* (Hu *et al.*, 2012 ; Accarias, 2014).

- **Protéases**

La plupart des souches de *S. aureus* possèdent des enzymes ayant une activité protéolytique extracellulaire. Ces enzymes sont réparties en 3 familles : sérine, cystéine et métalloprotéases (Shaw *et al.*, 2004 ; Fischetti et Tedesco, 2006 ; Lays, 2012).

- **Métabolisme énergétique**

S. aureus a un métabolisme aérobie prédominant et anaérobie facultatif. Ces bactéries possèdent une activité catalase, coagulase, phosphatase, ainsi que des nucléases thermostables mais pas d'oxydase (Nandy *et al.*, 2013 ; Accarias, 2014). Elles sont hémolytiques, ont la capacité de liquéfier la gélatine et de fermenter de nombreux sucres comme le glucose, le saccharose, le lactose et le mannitol (Behme *et al.*, 1996). Le diagnostic permettant de distinguer *S. aureus* des autres espèces est basé sur des tests réalisés sur colonies tels que l'identification du facteur agglomérant, de la coagulase, des hémolysines et de la désoxiribonucléase thermostable ou thermonucléase (Brown, 2005).

I.2- Emballages plastiques et environnement

I.2.1- Sources des déchets plastiques dans l'environnement

Il est évident que les plastiques et microplastiques arrivent dans l'environnement à toutes les étapes du cycle de vie des polymères. Les sources de plastique dans l'environnement sont diverses et variées (ADEME, 2020 ; Galgani *et al.*, 2020). Elles peuvent être issues de la production de plastique (exemple des pertes de granulés plastiques industriels), de la consommation (exemple de pertes, incivilités) puis de la gestion des déchets (exemple de défauts de gestion des déchets ou des eaux usées) (Nerland *et al.*, 2014). Toutes les activités économiques y contribuent et tous les compartiments de l'environnement sont concernés (eau, air et sols). Au niveau mondial, il est couramment admis qu'une forte proportion des déchets plastiques marins viendrait du milieu terrestre et serait charriée par les cours d'eau (UNEP, 2015 ; GESAMP, 2016). Toutefois, une synthèse bibliographique récente, partant du constat que les déchets plastiques dans les eaux douces et les déchets océaniques sont différents, estime que les industries côtières et les activités marines sont largement contributrices des plastiques marins. Par ailleurs, les apports peuvent varier localement, avec des contributions des activités maritimes ou côtières qui peuvent être majoritaires sur certaines zones (Schwarz *et al.*, 2019).

En mer, Ils sont principalement issus d'apports continentaux qui incluent les fleuves et rivières, les effluents de traitement des eaux et leurs surverses, des activités littorales de loisir,

des décharges illégales littorales ou proches des fleuves, et le ruissèlement (GESAMP, 2016). Chaque année, 8 à 15 millions de tonnes de plastiques issus de ces continents arrivent à la mer et on estime à 5250 milliards le nombre de particules flottant à la surface des océans (Jambecke *et al.*, 2015 ; Eriksen *et al.*, 2014). Pour les seuls fleuves, entre 1.1 et 2.4 millions de tonnes de plastique débouchent dans les océans, dont environ 65% sont issus des 20 principaux fleuves (Lebreton *et al.*, 2017). De plus, l'origine des déchets en mer est également liée au trafic maritime, notamment les pertes volontaires ou accidentelles (conteneurs, ballasts, cargaisons), à l'exploration et l'exploitation pétrolière et minière, et aux secteurs professionnels de la pêche et de l'aquaculture. Les apports d'évènements extrêmes comme les crues ou les catastrophes naturelles (inondations, tsunamis, cyclones) peuvent également augmenter considérablement les flux de plastiques vers la mer. Dans les cas du Tsunami au Japon en 2011, les quantités apportées étaient d'environ 5 millions de tonnes et l'ensemble des apports issus de ces évènements pourrait être, certaines années et de manière accidentelle, au-dessus des apports par les voies les plus classiques, sinon du même ordre de grandeur (Galgani *et al.*, 2020).

I.2.2- Quantités des déchets plastiques dans l'environnement

L'estimation des quantités de déchets plastiques présentes dans l'environnement est difficile, que ce soit globalement ou dans les différents compartiments aquatiques. Toutefois, les plastiques sont présents dans tous les habitats marins, sur les plages et les côtes, à la surface des océans et sur les fonds. Ils sont présents dans les zones les plus urbanisées jusqu'aux plus éloignées de la planète. Les densités varient avec des influences marquées liées aux activités humaines mais également des mécanismes de transport et des facteurs géomorphologiques comme la conformation des fonds et des baies. Les quantités sont également influencées par la nature des polymères, les plus lourds comme les poly-chloro-vinyles étant systématiquement sur les fonds et les plus légers pouvant persister en surface pendant de nombreuses années. En raison de la diversité des mécanismes régissant leur distribution, les évaluations des quantités présentes sont limitées et souvent restreintes aux plages et à la surface. Sur les plages, les densités peuvent atteindre plusieurs milliers d'objets par kilomètre selon les sources adjacentes et les courants provoquant leur accumulation. Environ 270 000 tonnes de plastique flottent à la surface des océans, avec une répartition très inégale (Eriksen *et al.*, 2014).

Les microplastiques (taille < 5mm) représenteraient, en nombre, 90 % des plastiques flottants pour environ 10% en poids. Les densités moyennes varient de quelques centaines de particules par km² à 64 millions de particules, concentrations mesurées dans le bassin Levantin

(oriental) de la Méditerranée (GESAMP, 2019). Ce bassin Méditerranéen, ainsi que le golfe du Bengale, sont les zones les plus affectées, avec des densités régulièrement au-dessus du million de particules par km² et des valeurs moyennes au-delà de celles des zones de convergence océanique, généralement au niveau de quelques centaines de milliers de particules par km².

Ainsi, les estimations mondiales des flux de plastiques arrivant jusqu'aux océans fluctuent entre 0,7 et 12,7 millions de tonnes de plastiques par an (Jambert *et al.*, 2015 ; Lebreton *et al.*, 2017 ; Schmidt *et al.*, 2017). Malgré cette problématique de quantification, il est aujourd'hui avéré que les plastiques sont détectés dans tous les environnements aquatiques et qu'ils sont souvent les déchets les plus abondants (Li *et al.*, 2016).

I.2.3-Impacts de la pollution par les matières plastiques

Les impacts des plastiques en mer peuvent être présentés selon deux grands types : les impacts globaux à l'échelle des écosystèmes principalement liés au transport d'espèces et les impacts à l'échelle des organismes et populations (Galgani *et al.*, 2020).

I.2.3.1- Impacts sur l'environnement et l'écosystème

Au niveau des écosystèmes, les plastiques constituent en mer un nouvel habitat pour de nombreuses espèces, notamment des macroorganismes benthiques comme des arthropodes, mollusques, hydraires, bryozoaires, et de nombreux microorganismes, bactéries, virus, champignons, microalgues du genre dinoflagellés et diatomées (Reisser *et al.*, 2014). Ces espèces vont coloniser rapidement les déchets plastiques en mer, en s'y fixant voire en s'y développant, et vont constituer la Plastisphère (Zettler *et al.*, 2013). Puisque les plastiques sont des matériaux persistants et très mobiles, ils vont avoir la capacité de transporter ces espèces sur de grandes échelles d'espace et de temps, on parle ainsi d'effet « radeau ». Ces espèces peuvent alors s'installer voire devenir invasives au détriment des espèces endémiques conduisant à un bouleversement des communautés marines et donc de l'écosystème. De plus, certaines espèces identifiées à la surface des déchets plastiques en mer sont nuisibles, toxiques ou potentiellement pathogènes comme le suggère la détection de grandes familles bactériennes dont certaines souches (Campylobacteraceae, Flavobacteriaceae, Aeromonadaceae) sont responsables de maladies chez l'Homme, certains poissons ou coquillages (Dussud *et al.*, 2018). Enfin, les temps de contact prolongés entre espèces notamment bactériennes sur ce nouveau support pourraient favoriser des échanges de matériel génétique et contribuer à la

propagation de résistances multiples aux antibiotiques à travers les genres bactériens (Lagana *et al.*, 2019).

I.2.3.2- Impacts sur les organismes

Au niveau des organismes individuels, les impacts générés par les déchets plastiques en mer, sont particulièrement visibles sur les grands animaux marins, notamment les oiseaux marins, mammifères ou tortues piégés dans des gros déchets plastiques comme les filets fantômes. Mais ce n'est que la partie visible de l'iceberg. En effet, comparés aux macroplastiques, les microplastiques sont bien plus nombreux et touchent plus largement l'ensemble de la chaîne alimentaire marine. Du fait de leur petite taille ils sont en effet facilement ingérés par un très grand nombre d'espèces. Une fois ingérés, ces microplastiques peuvent soit obstruer le système digestif, soit simplement y transiter et c'est la voie primordiale observée en laboratoire (Mazurais *et al.*, 2015). Cependant, les plus petites particules comme les nanoplastiques, vont en plus, pouvoir passer à travers les membranes digestives et migrer dans le système circulatoire voire dans d'autres organes comme cela a été observé en laboratoire dans le cerveau de poisson avec pour effets, des modifications de leur comportement de nage. Dans tous les cas, même un simple transit de microplastiques dans le tube digestif induit de grandes modifications sur la biologie de l'animal qui les a ingérés : modifications de la digestion qui perturbent l'entrée d'énergie via l'alimentation (Sussarellu *et al.*, 2016), source directe de stress cellulaire, avec des perturbations sur les grandes fonctions physiologiques que sont la croissance, les défenses immunitaires, et la reproduction (Sussarellu *et al.*, 2016 ; Paul-Pont *et al.*, 2016).

De plus, les additifs contenus dans les plastiques peuvent aussi être relargués dans les conditions particulières du tube digestif au cours du transit et provoquer une perturbation chimique, avec par exemple une perturbation endocrinienne associée (Koelmans *et al.*, 2016). L'ensemble du cycle de vie d'un organisme peut ainsi être touché avec des répercussions transgénérationnelles. L'alimentation des bivalves n'est pas épargnée puisque le cycle de vie de diatomées (microalgues phytoplanctoniques ayant un rôle majeur dans la production primaire marine) est apparu perturbé lors d'exposition à des nanobilles de polystyrène en laboratoire (Gonzalez-Fernandez *et al.*, 2019) montrant l'importance de comprendre les effets des plastiques à l'échelle complexe des écosystèmes.

I.2.3.3-Impacts sur la santé

Il est aujourd'hui avéré que les microplastiques sont présents dans tous les compartiments de notre environnement et qu'ils ont ainsi pénétré notre alimentation. Leur présence a notamment été montrée dans des produits de la mer de consommation courante comme les moules avec des quantités variables selon la localisation géographique (Hermabessiere *et al.*, 2019). Des microplastiques ont été également retrouvés dans d'autres coquillages comme l'huitre et la palourde ainsi que dans des crustacés, langoustines, crevettes, crabes et araignées de mer. Ils sont présents également dans de nombreuses espèces de poissons, principalement dans leur système digestif et de manière très exceptionnelle dans le muscle. Par ailleurs, de nombreux autres aliments ont révélé la présence de microplastiques : bière, sucre, miel, eaux et pour la première fois, des plastiques ont été identifiés dans les selles humaines. De plus, l'exposition de l'Homme aux microplastiques ne se limite pas à la voie alimentaire, il peut être aussi exposé par inhalation de microplastiques et fibres aéroportées. Cette voie d'entrée peut même être plus importante que l'alimentation mais elle est très variable en fonction de l'environnement et souvent associée à certains environnements de travail, induisant potentiellement des réactions inflammatoires respiratoires (Galgani *et al.*, 2020).

Concernant l'impact sur la santé des consommateurs de produits contenant des microplastiques, il y a encore assez peu de connaissances et plusieurs questions se posent actuellement ; sur la composition des microplastiques, polymères et additifs. En effet, certains monomères présentent à eux seuls un danger comme par exemple ceux constituant le polyuréthane ou le PVC (Litner *et al.*, 2011). Il est important de prendre en compte également les additifs qui peuvent représenter une quantité non négligeable de la composition des plastiques parce qu'ils peuvent être libérés par lixiviation. Ils pourraient également provoquer des effets cocktail par association. On retrouve dans l'environnement principalement des phtalates, le bisphenol A, des retardateurs de flamme bromés et des nonylphénols et on sait que ces substances présentent une toxicité. En effet, au gré des déplacements et de la flottabilité des microplastiques, des polluants organiques persistants peuvent se fixer à leur surface grâce à leurs propriétés hydrophobes. On peut retrouver notamment des PCB (polychlorobiphényles) ou des HAP (Hydrocarbures Aromatiques Polycycliques comme anthracène, phénanthrène, pyrène...) (Gauquie *et al.*, 2015). Des études ont montré également la présence de métaux lourds (Hg, Cd, Pb...) et de pesticides à la surface des microplastiques (Turner, 2016). Cependant, même si l'accumulation de polluants organiques persistants a pu être mise en évidence chez certains organismes (moule, poisson, arénicole), les microplastiques ne sont

apparemment pas les principaux vecteurs par rapport à d'autres particules en suspension dans les mers et océans mais ils ont un effet sur la bioaccumulation dans les organismes marins qui ne semble pas prépondérante dans l'alimentation humaine (Barboza, 2018). Il reste les contaminants biologiques, les microplastiques pouvant être colonisés par des bactéries et notamment des bactéries pathogènes pour l'Homme comme celle du genre *Vibrio* (Keswani *et al.*, 2016).

De plus, il existe des possibilités de translocation en fonction de la taille des particules retrouvées, notamment concernant les nanoplastiques qui pourraient entrer dans tous les organes. En ce qui concerne les microplastiques, il semble qu'il n'y ait pas d'absorption possible dans aucun compartiment pour des tailles de microplastiques supérieures à environ 150 μm (Turner, 2016). Au-delà de la taille, la translocation pourrait être dépendante notamment de l'hydrophobicité et des charges de la particule (Fackelman et Sommer, 2019).

En effet, sur les interactions des plastiques dans le système digestif, les particules lors du transit pourraient mécaniquement par abrasion engendrer des réactions inflammatoires localisées mais aussi avoir des impacts sur le microbiote et aller jusqu'à créer une dysbiose (Wright et Kelly, 2017). Au niveau du système digestif, différents mécanismes peuvent intervenir grâce aux plaques de Peyer et aux possibilités de persorption de l'épithélium intestinal. D'après les connaissances actuelles, on peut souligner que les particules arrivant dans l'organisme peuvent aussi déclencher des réponses immunologiques comme relevées pour le PET ou le PE (Galvani *et al.*, 2020).

I.2.4- Gestion des déchets plastiques

Les options pour la gestion des plastiques en fin de vie dépendent principalement des conditions physicochimiques du traitement. L'élimination des déchets polymères peut généralement être divisée en quatre filières distinctes : le traitement biologique des déchets, le recyclage, l'incinération et la mise en décharge et les fuites (Rujnic´-Sokele et Pilipovic´, 2017 ; Song *et al.*, 2009 ; Hottle *et al.*, 2017 ; Meereboer *et al.*, 2020 ; Folino *et al.*, 2020).

I.2.4.1- Recyclage mécanique et chimique des déchets plastiques

Le recyclage des plastiques est une option pour réduire l'ensemble des déchets plastiques produits. Cependant, les plastiques recyclés souffrent d'une performance mécanique réduite. On peut y remédier en traitant physiquement (recuit) les polymères pour en augmenter le module et la résistance, en utilisant des stabilisateurs chimiques, en les mélangeant avec d'autres

plastiques recyclés ou en mélangeant les plastiques recyclés avec d'autres polymères comme méthode de valorisation (Badia *et al.*, 2017).

Le recyclage mécanique consiste en un traitement mécanique des déchets plastiques afin d'obtenir une matière première secondaire pour la production de nouveaux objets aux propriétés similaires. Le recyclage mécanique comprend les phases suivantes (Vu *et al.*, 2020 ; Ignatyev *et al.*, 2014 ; Singh *et al.*, 2017) :

- Élimination des contaminants, tels que les déchets alimentaires (Kawashima *et al.*, 2019) ;
- Broyage / déchiquetage / concassage ou broyage, pour obtenir un matériau aussi homogène que possible ;
- Traitement ultérieur, tel que l'extrusion, le moulage par injection ou l'étirage.

Le principal inconvénient de ce scénario est le fait que normalement chaque polymère doit être traité séparément pour obtenir une bonne matière première secondaire et que chaque fois qu'un polymère est retraité, il y a une perte des propriétés physiques et mécaniques du matériau (Scott, 2000 ; Folino *et al.*, 2020).

Dans le cas des déchets plastiques hétérogènes, le traitement chimique (dépolymérisation et raffinage) peut être une meilleure option de recyclage pour récupérer des carburants et des produits chimiques de substitution aux produits fossiles, réduisant ainsi le besoin de produits chimiques vierges (Soroudi et Jakubowicz, 2013 ; Ariffin *et al.*, 2010). Le PET convient au recyclage mécanique et chimique car il peut être efficacement dépolymérisé en ses monomères. Actuellement, le recyclage chimique et la valorisation énergétique par traitement thermique doivent être privilégiés en raison des difficultés de tri post-collecte (Kawashima *et al.*, 2019). Les polymères couramment utilisés présentent chacun un symbole de recyclage (figure 5).

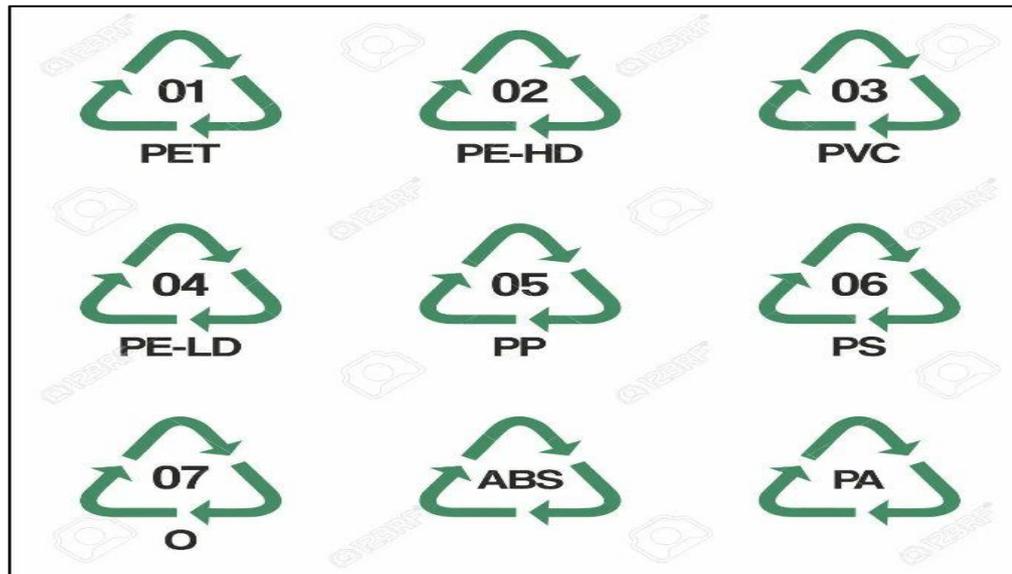


Figure 5: Symbole de recyclage des principaux polymères couramment utilisés

PET : Polyéthylène Téréphtalate ; PE-HD : Polyéthylène Haute Densité ; PE-LD : Polyéthylène Basse Densité ; PP : Polypropylène, PS : Polystyrène

I.2.4.2- Incinération des déchets plastiques

L'incinération, qui est une option fréquente de gestion des déchets, est la décomposition thermo-chimique d'une substance par chauffage, où les matières organiques sont brûlées pour la récupération d'énergie. Son principal avantage est qu'elle peut être appliquée à tous les types de polymères et que l'énergie produite par l'incinération des polymères peut être rentable si elle est vendue (Scott, 2000 ; Folino *et al.*, 2020). Outre le même pouvoir calorifique, les bioplastiques biosourcés présentent une autre caractéristique notable par rapport aux plastiques conventionnels : ils sont neutres en CO₂. Au contraire, les bioplastiques biodégradables d'origine fossile contribuent à l'augmentation des émissions de GES car leur matière première est d'origine fossile. La différence entre le carbone biogénique et le carbone fossile réside dans le fait que ce dernier a été fixé par les producteurs primaires dans l'atmosphère il y a des millions d'années, puis séquestré, devenant ainsi indisponible pour les cycles biogéochimiques mondiaux. Cependant, sa libération soudaine et massive dans l'atmosphère à la suite de processus de combustion, sous la forme de CO₂ d'origine fossile, est considérée comme responsable du réchauffement climatique (Gómez et Michel, 2013)

En outre, bien que le recyclage et la récupération des matériaux doivent être préférés aux autres options d'élimination des déchets, l'incinération représente une alternative viable à

la mise en décharge pour de nombreux pays car elle permet de récupérer de l'énergie (Kawashima *et al.*, 2019).

I.2.4.3- Mise en décharge des déchets plastiques

Les décharges conviennent au stockage des déchets plastiques, en comparaison avec d'autres environnements, en raison de la facilité de l'intervention humaine. On estime que près de 40 % de la production annuelle de plastiques est mise en décharge (Jafari-Sales, 2017; Rahman et Syamsu, 2018). La mise en décharge reste un scénario de gestion des déchets populaire, en raison de son faible coût et de sa simplicité d'utilisation, car le tri préalable des déchets, ou tout autre prétraitement, n'est pas nécessaire. Cependant, les décharges se dégradent de manière incontrôlée, libérant des gaz à effet de serre dans l'environnement.

L'élimination des déchets bioplastiques dans une décharge sanitaire reste l'option la moins souhaitable (mais préférable à la mise en décharge non contrôlée). Cela est principalement dû au fait que dans des conditions anaérobies, comme dans les décharges ou les dépotoirs, la décomposition anaérobie produit du méthane fugitif, qui est un gaz à effet de serre lorsqu'il s'échappe du système de récupération (Hottle *et al.*, 2017). En fait, ces gaz à effet de serre générés comprennent le méthane (CH₄), qui est un gaz dont le potentiel de réchauffement est 25 à 36 fois supérieur à celui du CO₂ (Gómez et Michel, 2013). Cependant, le gaz de décharge peut être au moins partiellement récupéré et brûlé pour la production d'énergie (Rujnic´-Sokele et Pilipovic, 2017 ; Hottle *et al.*, 2017).

Ainsi, les décharges peuvent être subdivisées en plusieurs types, en fonction de l'âge et du type de déchets matériels. En ce qui concerne les déchets solides municipaux, il existe des décharges anciennes et des décharges modernes. Les anciennes décharges n'ont aucun contrôle sur la migration de la pollution et aucune technologie de capture des gaz n'est en place. Les décharges modernes sont conçues pour capter le méthane produit, afin de produire de l'énergie (Chu, 2008). Cependant, dans les régions moins développées, les décharges ne disposent pas de ces mesures et les effluents gazeux peuvent migrer dans les environs. Un autre facteur environnemental est la couverture adéquate du sol après la fermeture de la décharge, afin d'éviter que les déchets plastiques ne soient éparpillés et dispersés dans l'environnement (Rayne, 2008 ; Agamuthu, 2013).

I.2.4.4- Traitement biologique des déchets plastiques

L'évaluation de la biodégradabilité est cruciale lorsque les bioplastiques sont traités biologiquement (Mohee *et al.*, 2008). D'après Scott (2000), les polymères doivent rester stables pendant la fabrication et l'utilisation, mais ils doivent se décomposer rapidement après leur élimination et être convertis en biomasse et/ou minéralisés dans un délai acceptable. Ceci résume l'idée principale qui a poussé à développer les bioplastiques. Parmi les autres méthodes de traitement des bioplastiques usagés, l'activité de dégradation microbienne est un moyen utile pour augmenter la sécurité environnementale et la valeur économique (Butbunchun et Pathom-Aree, 2019).

L'avantage résultant de ce traitement est la récupération d'énergie par digestion anaérobie et/ou la production d'un amendement du sol par compostage, outre la réduction de la quantité de déchets qui seraient autrement mis en décharge (Song *et al.*, 2009).

I.2.4.5- Fuites des déchets plastiques

Les déchets plastiques dans l'environnement sont regroupés en deux sources, marine et terrestre, installations lors d'événements ou dans les espaces publics (Cierjacks *et al.*, 2012). Les débris plastiques peuvent également provenir de décharges, de systèmes d'égouts et de processus industriels qui se dégradent au fil du temps et s'accumulent dans le sol. Quelles que soient les sources, les plastiques contenant des additifs, tels que des plastifiants et des stabilisateurs UV, contaminent le sol et l'environnement marin au fil du temps et ont un impact sur le fonctionnement des organes animaux et cellulaires (Gallo *et al.*, 2018).

I.3- Généralités sur la biodégradation

I.3.1- Définitions

La biodégradation est définie comme étant « la dégradation causée par une activité biologique, en particulier par une action enzymatique, entraînant une modification significative de la structure chimique d'un matériau » (ISO 472, 2013).

La biodégradation des plastiques est un processus de modification des propriétés telles que la résistance à la traction, la couleur, la structure chimique, la forme et le poids moléculaire des polymères plastiques par dégradation microbienne. Ce processus implique une hydrolyse enzymatique et non enzymatique des microorganismes, notamment des bactéries et des champignons (Hammer *et al.*, 2012 ; Fesseha et Abebe, 2019 ; Pathak et Navneet, 2017). Cette approche est efficace pour la gestion des déchets environnementaux, et les micro-organismes

impliqués dans ce processus d'oxydation constituent un mode alternatif tangible pour maintenir un environnement sain (Singh et Sharma 2008 ; Pathak et Navneet, 2017)

La biodégradation aérobie, connue sous le nom de respiration aérobie, est un élément important de la réduction naturelle des contaminants dans de nombreux sites de déchets dangereux. Les microbes aérobies utilisent l'oxygène comme accepteur d'électrons et décomposent les produits chimiques organiques en composés organiques plus petits avec des sous-produits de CO₂ et d'eau (Temoor, 2018 ; Priyanka et Archana, 2011).

La biodégradation anaérobie est la décomposition des contaminants organiques par des microorganismes en l'absence d'oxygène. Elle constitue également un élément crucial de la réduction naturelle des contaminants sur les sites de déchets dangereux. Certaines bactéries anaérobies utilisent le nitrate, le sulfate, le fer, le manganèse et le dioxyde de carbone comme accepteurs d'électrons, pour décomposer les produits chimiques organiques en composés plus petits, C (carbone) plastique → CH₄ + CO₂ + H₂O + C résiduel + Biomasse (Muthu, 2014).

I.3.2- Mécanisme de la biodégradation des polymères

Le processus complet de biodégradation des polymères a été divisé en quatre étapes : la biodétérioration, la biofragmentation, la bioassimilation et la minéralisation (Mohan et al., 2020 ; Kjeldsen et al., 2020 ; Pathak et Navneet, 2017). Ces quatre étapes sont résumées sur la figure 6 ci-dessous.

I.3.2.1- Biodétérioration

La biodétérioration c'est l'altération des propriétés chimiques et physiques du polymère (Pathak et Navneet, 2017). Il s'agit de l'étape initiale à la fin de la durée de vie utilisable du plastique où il commence à perdre ses propriétés physiques et structurelles. Il peut être testé quantitativement par des modifications de la résistance à la traction, à l'élasticité et à la fragilité du matériau.

La dégradation biotique est définie comme la dégradation du polymère sous l'action de réactifs biologiques, c'est-à-dire d'enzymes provenant de microorganismes. Souvent, les mécanismes abiotiques et biotiques agissent en synergie pour décomposer un polymère, mais de nombreux plastiques sont intrinsèquement non réactifs sur le plan biologique. Ils dépendent de la dégradation initiale abiotique (mécanique) pour faciliter l'étape suivante de biodégradation et peuvent nécessiter d'autres réactifs pour accélérer les réactions en chaîne de fragmentation

(Sivan, 2011). Une fois qu'un polymère est fragmenté en fragments plus petits (oligomères), il est souvent plus vulnérable à la dégradation biotique. La plupart des mécanismes de dégradation initiale peuvent être considérés comme abiotiques, car ils impliquent des actions physiques et chimiques mais rarement des actions biologiques. Ils sont une combinaison de plusieurs facteurs (Lucas *et al.*, 2008):

- Dégradation mécanique, où les forces physiques agissent pour endommager le plastique. Les forces de compression, de tension et de cisaillement telles que la turbulence de l'air et de l'eau, la pression de la neige, le déchirement des animaux, etc.
- Dégradation de la lumière (également appelée photodégradation) dans laquelle, le rayonnement UV du soleil (ou source de lumière artificielle) déclenche des réactions chimiques pour déstabiliser les polymères.
- Dégradation thermique (thermo-oxydante) due à l'exposition à la chaleur, influence la structure organisée des polymères.
- Dégradation chimique au cours de laquelle, l'exposition à des produits chimiques tels que les polluants atmosphériques ou les produits agrochimiques peut entraîner une dégradation. L'oxygène dans l'atmosphère est l'un des facteurs les plus importants de la dégradation oxydative des polymères et, selon le type de plastique, peut perturber plusieurs types de liaisons chimiques.

I.3.2.2- Biofragmentation

La biofragmentation est la décomposition du polymère en une forme plus simple par clivage enzymatique (Pathak et Navneet, 2017). Lorsqu'un polymère plastique se fragmente en chaînes plus courtes (oligomères), il devient plus vulnérable aux "attaques" enzymatiques (c'est-à-dire biologiques). La biodisponibilité du matériau augmente car il est à la fois physiquement et chimiquement plus accessible à l'action des microorganismes et des enzymes qu'ils sécrètent (Colwell *et al.*, 2017).

Un problème majeur est que la rupture mécanique du plastique, tout en laissant le polymère plus vulnérable à la dégradation microbienne, peut également entraîner la formation de microfragments potentiellement non dégradables connus sous le nom de microplastiques (Mihai *et al.*, 2014).

I.3.2.3- Bioassimilation

La bioassimilation est l'absorption des molécules par les microorganismes. Cette étape peut être considérée comme celle où le microorganisme "mange" et "digère" les polymères pour sa propre croissance et ses besoins énergétiques (Pathak et Navneet, 2017). Au fur et à mesure que les polymères sont hydrolysés, des gaz commencent à se former et peuvent être détectés et quantifiés pour indiquer le stade final de la dégradation (Kjeldsen *et al.*, 2020).

I.3.2.4- Minéralisation

La minéralisation est la production de métabolites oxydés (CO_2 , CH_4 , H_2O) après dégradation. La minéralisation des polymères a lieu à la fois dans des conditions aérobies et anaérobies. Dans les conditions aérobies, du CO_2 et du H_2O sont formés, tandis que dans les conditions anaérobies, du CH_4 et du H_2O sont produits (Singh et Sharma 2008).

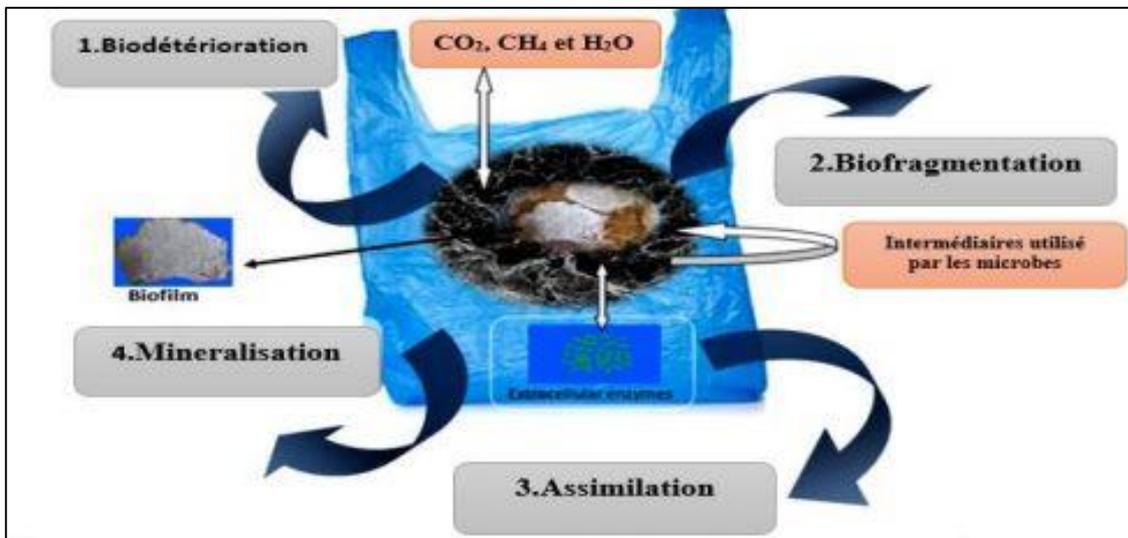


Figure 6: Mécanisme de la biodégradation (Pathak et Navneet, 2017)

I.3.3- Types de dégradation des plastiques

La dégradation des matières plastiques est réalisée par des réactions d'hydrolyse et d'oxydation. Ces réactions peuvent être initiées par des composés physiques, chimiques ou biologiques. Selon la nature de ces composés, on va distinguer : la dégradation photooxydative, la dégradation thermique, la dégradation induite par l'ozone, la dégradation mécano-chimique, la dégradation catalytique et la biodégradation (Singh et Sharma, 2008). La figure 7 ci-après présente ces différentes voies de dégradation et leurs effets et ou produits obtenus.

I.3.4- Facteurs influençant la biodégradation

Plusieurs facteurs affectent le processus de biodégradation des polymères. On distingue les propriétés propres aux polymères et les conditions d'exposition ou environnement d'exposition des polymères (Temoor *et al.*, 2018 ; Singh and Shama, 2008 ; Alshehrei, 2017 ; Fesseha et Abebe, 2019).

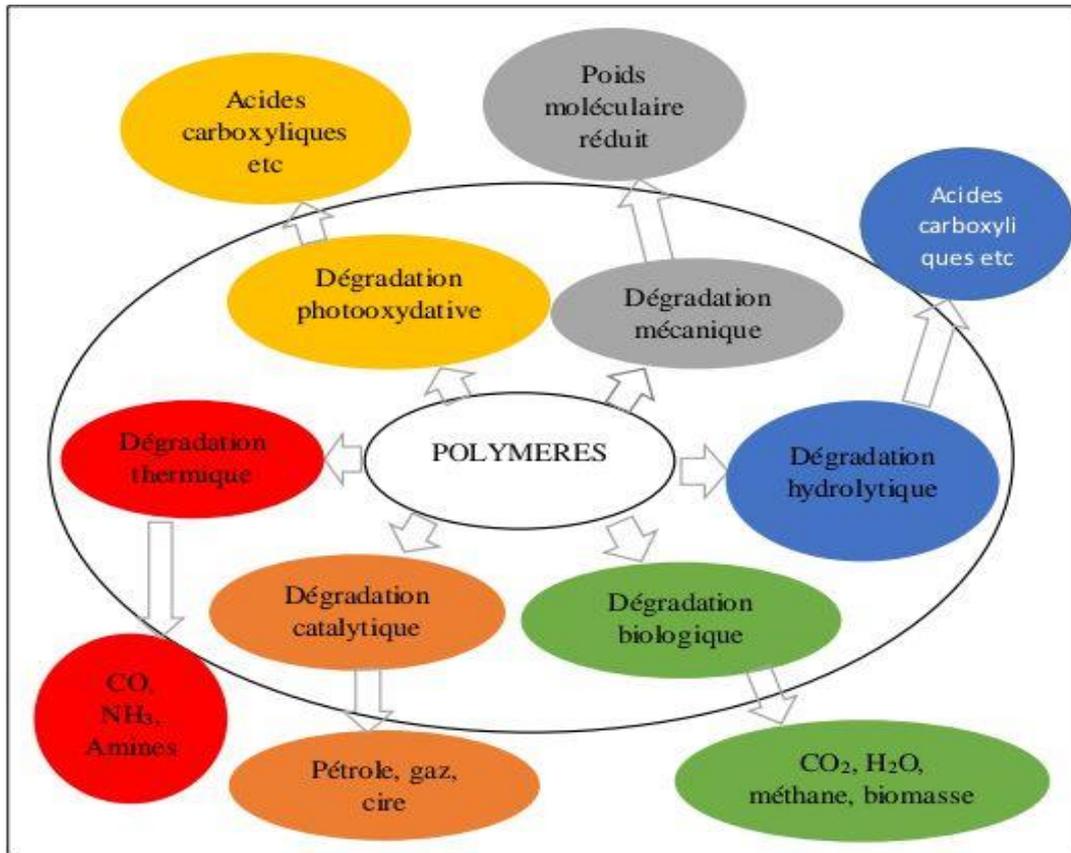


Figure 7: Voies de dégradation de base des polymères (Meereboer *et al.*, 2020)

I.3.4.1- Facteurs propres aux polymères ou facteurs internes

La dégradation des polymères est affectée par de nombreux facteurs intrinsèques tels que : le poids moléculaire et la densité, la structure et la composition chimique, la nature, la taille et la forme physique du polymère, la dureté, le caractère hydrophobe, les additifs et biosurfactants et l'effet de contrainte (Temoor *et al.*, 2018 ; Singh and Sharma, 2008).

➤ Poids moléculaire et la densité des polymères

Du point de vue de la biodégradabilité, le poids moléculaire joue un rôle très critique dans la définition de nombreuses propriétés des polymères. Les polymères de poids moléculaire et de densité les plus faibles se dégradent plus rapidement que ceux dont les paramètres sont

plus élevés (Temoor *et al.*, 2018). Il a été signalé que certains microorganismes utilisent plus rapidement les polyoléfines de faible poids moléculaire que les polyoléfines de poids moléculaire élevé (Yamada-Onedera *et al.*, 2001 ; Singh et Sharma, 2008).

➤ **Structure et composition chimique des polymères**

La complexité structurale, telle que la linéarité ou la présence de ramifications dans le polymère affecte sa biodégradation. Les polymères possédant une chaîne latérale sont plus difficiles à dégrader que les polymères sans chaîne latérale (Mohan et Srivastava, 2011).

De même, la composition chimique des polymères joue un rôle très important dans leur dégradation. La présence de longues chaînes de carbone dans les polyoléfines thermoplastiques rend ces polymères non sensibles à la dégradation par les microorganismes. L'incorporation d'hétérogroupe tels que l'oxygène dans la chaîne polymère rend les polymères labiles à la dégradation thermique et à la biodégradation. La présence d'hétéroatomes dans la chaîne polymère affecte la force des liaisons C-H voisines du polymère et favorise la formation de carbanions en présence de bases. Les polyoléfines saturées linéaires sont résistantes à la dégradation oxydative. La présence d'insaturation dans la chaîne polymère les rend sensibles à l'oxydation, par exemple le caoutchouc naturel est plus sensible à la dégradation que le PE (Singh and Sharma, 2008).

➤ **Nature, taille et forme physique du polymère**

Les propriétés telles que la forme et la taille du polymère jouent un rôle important dans le processus de dégradation. Les polymères ayant une grande surface peuvent être dégradés rapidement par rapport à ceux ayant une petite surface (Kijchavengkul et Auras, 2008). La taille des molécules dans les polymères affecte leur dégradation mécanique, leur dégradation thermique et leur biodégradation. Ces dégradations augmentent lorsque la taille de la molécule diminue. En effet, la nature et la forme physique du polymère par exemple, les films, les pastilles, la poudre ou fibres affectent également la biodégradation des polymères (Singh et Rawat, 2019).

Les autres facteurs intervenant dans la biodégradation des polymères sont leur morphologie, leur température de fusion et leur degré de cristallinité. Si le polymère est amorphe, il sera dégradé sans difficulté par rapport à un polymère cristallin. Les polymères dont la température de fusion est excessive sont difficiles à biodégrader (Mohan and Srivastava, 2011).

➤ **Dureté et caractère hydrophobe des polymères**

Dans les polymères, la disponibilité de certains groupes fonctionnels augmente l'hydrophobie. La dégradation hydrophile est plus rapide que la dégradation hydrophobe. De plus, la présence de liaisons facilement cassables telles que les liaisons ester ou amide et les couplages de chaînes (ester > éther > amide > uréthane) favorisent la biodégradation des polymères (Mohan and Srivastava, 2011 ; Singh et Rawat, 2019). Les matières plastiques d'origine pétrochimique ne sont pas facilement dégradées dans l'environnement en raison de leur caractère hydrophobe et de leur structure tridimensionnelle (Yamada-Onedera *et al.*, 2001).

Pour ce qui est de la dureté des polymères, les polymères mous se dégradent plus rapidement que les durs (Mohan and Srivastava, 2010).

➤ **Additifs, bio surfactants et effet de contrainte**

Les contaminants non polymères tels que les colorants (déchets ou débris de catalyseurs utilisés pour la polymérisation et les produits de conversion des additifs) ou les charges affectent la capacité de dégradation. Il a été dit que lorsque la charge lingo-cellulosique augmente dans l'échantillon, la stabilité thermique est réduite, suivie par une augmentation de la teneur en cendres. La dispersion et l'adhésion interfaciale entre la charge lingo-cellulosique et le polymère thermoplastique sont les principaux facteurs influençant la stabilité thermique du système composite (Yang *et al.*, 2005). De même, les métaux servent de bons pro-oxydants dans la fabrication de polymères sensibles à la dégradation thermo-oxydative (Temoor *et al.*, 2018).

Les additifs jouent un rôle important dans le processus chimique au cours de la photodégradation. Ces modifications affectent leur sensibilité thermique et leurs capacités d'absorption des UV. Les polymères chimiquement sensibles ont un meilleur taux de biodégradabilité par rapport aux autres polymères (Pathak et Navneet, 2017).

Les biosurfactants sont des composés amphiphiles produits principalement sur les surfaces vivantes. La biodégradation des polymères (d'origine fossile ou biologique) est améliorée par l'ajout d'un biosurfactant en raison de leur faible toxicité et de leur biodégradabilité élevée (Orr *et al.*, 2004). Les biosurfactants facilitent le processus de biodégradation grâce à la présence de groupes fonctionnels spécifiques, et permettent ainsi une activité dans des conditions extrêmes de température, de pH et de salinité (Temoor *et al.*, 2018; Kawai *et al.*, 2004).

De plus, le stress a également un effet significatif sur la dégradation des polymères. La contrainte de traction augmente le taux de photodégradation alors que la contrainte de compression le retarde. La contrainte modifie les rendements quantiques des réactions qui conduisent à la photolyse des liaisons, l'efficacité de la recombinaison des radicaux après l'homolyse, et modifie la vitesse de la réaction de piégeage des radicaux (Tayler, 2004).

I.3.4.2- Facteurs liés à l'environnement ou facteurs externes

La biodégradation des polymères est un processus complexe qui dépend des conditions environnementales biotiques et abiotiques. Il s'agit de l'humidité, la température, le pH, l'oxygène et les microorganismes et leur enzymes (Kjeldsen *et al.*, 2020 ; Temoor *et al.*, 2018 ; Krueger *et al.*, 2015 ; Singh and Sharma, 2008).

➤ **Humidité**

L'humidité peut influencer la biodégradation des polymères de différentes manières en raison du besoin essentiel d'eau pour la croissance et la multiplication des microbes. Ainsi, la vitesse de dégradation des polymères est accrue en présence d'une humidité suffisante en raison de l'action microbienne rapide (Ho *et al.*, 1999 ; Temoor *et al.*, 2018).

En outre, des conditions riches en humidité favorisent le processus d'hydrolyse en générant davantage de réactions de scission de chaîne (Temoor *et al.*, 2018). D'après l'étude de l'influence de l'humidité sur le comportement mécanique du polyamide, et selon la courbe montrant la quantité d'eau absorbée au cours des essais. Il a été observé une baisse des caractéristiques mécaniques des échantillons avec le temps de vieillissement allant de 4 à 28 jours, et à température ambiante (Guerira *et al.*, 2016). Ce phénomène de dégradation des propriétés mécaniques, s'explique par la pénétration des molécules d'eau dans la structure (polymère) brisant les liaisons secondaires de type Van der Waals ou les liaisons hydrogènes entre les groupes polaires des chaînes macromoléculaires voisines venant se lier préférentiellement à une molécule d'eau. La rupture des liaisons entre les chaînes, qui assuraient en bonne partie la rigidité du matériau, va permettre une augmentation de mobilité des chaînes ou des segments de chaînes macromoléculaires. Cette mobilité accrue a des conséquences sur les propriétés mécaniques du polymère (Guerira *et al.*, 2016).

➤ **Température**

De même, la dégradabilité enzymatique est affectée de manière significative par la température de ramollissement du polymère. Le polyester dont le point de fusion est plus élevé a moins de possibilités de biodégradation. La dégradabilité enzymatique potentielle diminue avec l'augmentation de la température. Par exemple, la lipase purifiée de *R. delemar* a efficacement hydrolysé des polyesters comme le PCL présentant de faibles points de fusion (Tokiwa et Calabia 2004 ; Tokiwa *et al.*, 2009).

De plus, l'exposition thermique intervient également dans la décomposition d'un polymère en formes plus simples qui augmentent la disponibilité des microorganismes (Pathak et Navneet, 2017).

➤ **pH**

Le pH peut modifier la vitesse des réactions d'hydrolyse en changeant les conditions acides ou basiques. Par exemple, à pH 5, le taux d'hydrolyse des capsules de PLA est optimal (Auras *et al.*, 2004 ; Henton *et al.*, 2005). Les produits de dégradation de divers polymères modifient les conditions de pH, puis la vitesse du processus de dégradation et la croissance microbienne.

➤ **Oxygène**

L'étape finale de la biodégradation est l'assimilation des monomères dans un microorganisme pour générer de la biomasse cellulaire et du dioxyde de carbone ou du méthane en fonction de la disponibilité de l'oxygène (en fait de l'air). Les conditions dans lesquelles l'oxygène est abondant sont décrites comme étant aérobies, celles dans lesquelles l'oxygène est limité comme étant anoxiques et celles dans lesquelles il n'y a pas d'oxygène comme étant anaérobies.) Le rythme de cette étape peut généralement être quantifié en mesurant l'évolution des gaz ou, si la réaction est réalisée dans un bioréacteur, par l'augmentation de la biomasse du microorganisme choisi (Harrison *et al.*, 2018). Certains microorganismes (par exemple les champignons) ne peuvent pas métaboliser les plastiques dans des conditions anaérobies, tandis que d'autres microorganismes ont besoin de conditions anaérobies (Pathak et Navneet, 2017).

➤ **Microorganismes et leurs enzymes**

La bioremédiation est le meilleur moyen de gérer les déchets d'une manière écologique. Les sites pollués sont en constante augmentation en raison de stratégies de gestion des déchets

inappropriées ; ces déchets proviennent des zones industrielles et des activités communautaires. Des agents biologiques, procaryotes (bactéries) et eucaryotes (champignons, algues et plantes), sont impliqués dans le processus de bioremédiation (Pathak et Navneet, 2017). *Pseudomonas*, *Streptomyces*, *Corynebacterium*, *Arthrobacter*, *Micrococcus* et *Rhodococcus* sont les principaux agents microbiens utilisés pour la bioremédiation (Bhatnagar et Kumari 2013 ; Dussud et Ghiglione, 2014 ; Kale *et al.*, 2015 ; Grover *et al.*, 2015 ; Restrepo-Flórez *et al.*, 2014 ; Bhardwaj *et al.*, 2012).

Les enzymes peuvent être libérées dans leur milieu environnant par les microorganismes pour agir directement sur les polymères, ou les microorganismes peuvent compter sur des facteurs abiotiques pour briser le polymère en morceaux suffisamment petits pour leur permettre de pénétrer dans la cellule et d'être hydrolysés par des enzymes internes (Sivan, 2011 ; Shah *et al.*, 2008). La vitesse de décomposition dépend de la nature des polymères. Les fragments linéaires non réactifs seront plus difficiles d'accès et de rupture pour les enzymes, par rapport aux polymères comportant plusieurs groupes fonctionnels qui présentent une poignée sur laquelle les enzymes peuvent agir.

En général, la dégradation enzymatique implique deux processus importants qui peuvent être mesurés par la perte de poids et l'ajout de groupes fonctionnels. La réduction du poids moléculaire du polymère permet les effets catalytiques des enzymes qui ne peuvent opérer que sur des molécules plus petites et facilite le transport des petites molécules à travers la membrane cellulaire (Shah *et al.*, 2008). Les réactions d'oxydation chimique ou biologique sont souvent nécessaires pour augmenter l'hydrophilie du polymère en fournissant un groupe fonctionnel tel qu'un alcool ou des groupes carbonyles qui peuvent favoriser l'attachement et la dégradation des bactéries (Lucas *et al.*, 2008 ; Arkatkar *et al.*, 2010). Les produits de dégradation avec des groupes fonctionnels carbonyles peuvent être métabolisés à l'intérieur de la cellule par l'oxydation et le cycle de l'acide tricarboxylique (TCA) (Shah *et al.*, 2008 ; Restrepo-Florez *et al.*, 2014). Le clivage hydrolytique peut se produire soit à l'extrémité de la chaîne polymère (exo-attaque), soit quelque part le long de la chaîne polymère (endo-attaque) (Lenz 1993). Les deux modes d'attaque créent des produits différents. L'exo-attaque produit de petits oligomères ou monomères que la bactérie peut assimiler dans la cellule. En revanche, l'endo-attaque réduit principalement la masse molaire moyenne en poids (MW) du polymère, de sorte que les produits résultants ne sont pas susceptibles d'être assimilables sans dégradation supplémentaire (Lenz 1993).

Les enzymes extracellulaires telles que les dépolymérase et les hydrolases agissent sur les grands polymères plastiques pour les décomposer en plus petites molécules (Shah *et al.*, 2008 ; Wilkes et Aristilde 2017). Les estérases, les lipases et les cutinases sont des hydrolases qui jouent un rôle déterminant dans la dégradation des plastiques (Sangale *et al.*, 2012 ; Novotny *et al.*, 2015 ; Mohan *et al.*, 2016). Les hydrolases sont importantes pour le clivage enzymatique des polymères dans lequel les liaisons esters sont rompues par une attaque nucléophile sur les atomes de carbone carbonyle créés par les réactions d'oxydation précédentes (Devi *et al.*, 2016). Les estérases peuvent hydrolyser les esters, soit déjà présents dans le polymère, soit produits par des réactions d'oxydation, en alcools, phénols et acides.

Un autre facteur qui détermine la vitesse est la quantité d'enzyme disponible, qui dépend à son tour des microorganismes présents. Plus le nombre de microorganismes capables de dégrader le plastique est élevé, plus la dégradation est rapide. Plusieurs études suggèrent que la bioaugmentation (l'ajout d'un plus grand nombre de microorganismes) vise à améliorer le taux de biodégradation et une série d'hôtes microbiens ont été identifiés comme pouvant dégrader des plastiques tels que le PLA, le PEBD, le PET et plusieurs autres polyesters (Castro-Aguirre *et al.*, 2018 ; Satti *et al.*, 2017 ; Kumar et Raut, 2015 ; Yoshida *et al.*, 2016 ; Yagi *et al.*, 2014 ; Pathak et Navneet, 2017).

I.3.5- Méthodes d'évaluation de la biodégradation

Plusieurs méthodes de test pour évaluer la biodégradabilité potentielle des plastiques ont été développées par l'International Standard Organization (ISO) et l'American Society for Testing and Materials (ASTM). On distingue ainsi, la méthode d'enfouissement dans le sol, la méthode de culture pure et la méthode du compost (Singh et Sharma, 2008 ; ASTM, 2005). Les méthodes de quantification de la dégradation des matières plastiques peuvent varier d'une étude à l'autre, ce qui peut rendre la comparaison des résultats problématique. En outre, certaines des méthodes d'essai nécessitent une installation de laboratoire plus stricte, ce qui rend difficile la reproduction d'un environnement naturel. Le tableau III ci-dessous résume les différentes méthodes de mesure de la biodégradation et commente les problèmes liés à chacune (Kjeldsen *et al.*, 2020). Ainsi, La biodégradation peut être caractérisée par la perte de poids, le changement de la résistance à la traction, le changement des dimensions, le changement des propriétés chimiques et physiques, la production de dioxyde de carbone, l'activité bactérienne dans le sol et le changement de la distribution du poids moléculaire (Singh et Sharma, 2008 ; Kathiresan, 2003).

I.3.5.1- Méthode d'enfouissement dans le sol

La méthode d'enfouissement dans le sol est l'une des méthodes fréquemment utilisées pour déterminer la biodégradabilité des plastiques (Yang *et al.*, 2005 ; Eya, 2002). Dans cette méthode, le test de biodégradation est réalisé dans des conditions naturelles ou en laboratoire. Un échantillon de poids et de dimensions définis est enterré à une profondeur spécifique dans le sol pendant différents intervalles de temps. Après un temps déterminé, l'échantillon est retiré du sol, soigneusement rincé à l'eau distillée après immersion dans l'eau distillée et ensuite séché à 50 C pendant 24 heures dans un four à vide. On laisse l'échantillon s'équilibrer à la température et à l'humidité ambiante pendant au moins 24 heures avant la mesure. Dans une étude, des films plastiques étoilés enterrés dans un sol forestier ont développé une colonisation rapide (15 jours plus tard) par des hyphes fongiques et ont montré une dégradation des granules d'amidon sur les films (Singh et Sharma, 2008).

I.3.5.2- Méthode de culture pure

Dans la méthode de culture pure, des bactéries et des champignons spécifiques peuvent être utilisés pour la dégradation des polymères. Dans des conditions de laboratoire, les souches de microorganismes isolées ont pu se développer suffisamment dans différents milieux nutritifs (Kathiresan, 2003 ; Hadad *et al.*, 2005). Dans la méthode de culture pure, des films désinfectés préalablement pesés sont ajoutés de manière aseptique à un milieu de culture stérilisé et les films dans le milieu de culture sont incubés sous agitation pendant 24 heures avant l'inoculation pour garantir l'asepsie. Le milieu de culture est inoculé avec les spores d'un microorganisme spécifique et est incubé sous agitation à 125 rpm pendant 4 semaines à une température de croissance optimale pour le microorganisme sélectionné. Quatre réplicats sont préparés pour chaque film prétraité différent. L'échantillon est pesé après avoir été lavé avec de l'éthanol à 70% et séché à 45 C jusqu'à ce qu'il soit équilibré. Chacun des différents films est ensuite comparé au matériau non cultivé présent. La présence de microbes peut être confirmée à l'aide d'un microscope (Singh et Sharma, 2008).

Tableau III: Résumé des méthodes de métrologie pour la dégradation des plastiques (Kjeldsen *et al.*, 2020)

| Méthodes | Commentaires |
|---|--|
| Contrôle visuel | Hautement subjectif, et devrait être réalisé en utilisant l'automatisation et un logiciel validé. |
| Perte de masse | La méthode la plus simple pour déterminer la perte de matière. Elle n'est possible qu'avec de gros morceaux de plastique aux premiers stades de la dégradation et ne tient pas compte du devenir de la matière perdue (assimilée par des micro-organismes ou dégradée abiotiquement en microplastique, par exemple). |
| Formation de gaz (dioxyde de carbone et/ou méthane) | Les conditions aérobies doivent permettre une conversion complète en CO ₂ . Des conditions totalement anaérobies entraîneront la formation d'un mélange CH ₄ / CO ₂ . Les conditions environnementales sont susceptibles de n'être ni totalement aérobies ni totalement anaérobies. Cette méthode ne tient pas compte non plus du sort final des autres composants du matériau, tels que les additifs, qui ne sont pas convertis en dioxyde de carbone ou en méthane. |
| Croissance de la bactérie | Uniquement utile lorsque le plastique est la seule source de carbone dans des environnements hautement contrôlés. |
| Analyse du sol | Une méthode d'analyse plus coûteuse et plus longue pour rendre compte du devenir des additifs ou de la génération de microplastiques qui peuvent également être générés. |

I.3.5.3- Méthode du compost

Dans cette méthode, le poids défini du plastique sec est soumis au mélange d'une quantité définie de compost mature, puis incubé à 58°C avec une teneur en humidité maintenue à 65%. La biodégradation est mesurée en fonction de la quantité de carbone du matériau converti en dioxyde de carbone gazeux (Singh et Sharma, 2008). La nature du compost affecte le degré de dégradation (Yang *et al.*, 2004 ; Pandey *et al.*, 2003). Des tendances inattendues ont été signalées pour la biodégradation des plastiques dans le compost stocké à 20°C, 4°C et 20°C pendant différentes périodes. Les cellules viables dans le compost stocké à 20°C devraient être moins nombreuses que celles du compost stocké à 4°C et 20°C, car les microbes peuvent être stressés ou même tués par la formation de cristaux de glace à une température inférieure à zéro.

Les bactéries mésophiles et les actinomycètes mésophiles [les microorganismes mésophiles vivent à des températures moyennes (20 à 45°C) sont moins nombreux dans le compost stocké à 20 °C que dans le compost stocké aux deux autres températures inférieures, contrairement à ce qui était prévu. En revanche, les bactéries thermophiles et les actinomycètes thermophiles (les microorganismes thermophiles se développent au-dessus de 45°C et certains vivent à ou même au-dessus du point d'ébullition de l'eau) sont moins nombreux dans le compost stocké à 20 °C, comme prévu, ce qui indique que les microbes thermophiles sont plus sensibles au stress du gel que les microbes mésophiles. L'activité des enzymes extracellulaires vraisemblablement excrétées par les microbes dans le compost a diminué à la suite du stockage (Yang *et al.*, 2004). La forme de l'échantillon de plastique et les additifs dans le compost ont un effet sur la dégradation du plastique dans le compost (Yang *et al.*, 2005, Singh et Sharma, 2008).

I.4- Généralités sur les matières plastiques (polymères)

I.4.1- Définition

Une matière plastique se définit généralement comme un composé organique, obtenu par synthèse chimique, habituellement à partir de pétrole (Gironi et Piemonte, 2011 ; Boulerice, 2019). Une matière plastique est composée en grande partie de polymères, que l'on obtient à la suite d'une polymérisation de monomères ou de copolymères afin de produire des chaînes de molécules plus importantes. Ce procédé utilise habituellement des molécules de sources pétrochimiques et la méthode peut différer d'un polymère à l'autre. (Hammami et Louati, 2016 ; Boulerice, 2019).

Les plastiques sont des matériaux extrêmement diversifiés, que ce soit en termes de type de polymère constitutif, d'adjuvants ou encore de propriétés associées (Figure 8). De fait, leur comportement (recyclabilité, (bio) dégradabilité, impacts environnementaux) est très variable. Ils ont également des origines différentes : les plastiques pétro-sourcés sont issus de matières premières fossiles (91% des plastiques), les plastiques bio-sourcés sont réalisés à partir de matières végétales (1%) dites renouvelables et les autres plastiques sont produits à partir de matière recyclée (8%). Cette origine n'est pas reliée à la biodégradabilité des plastiques : il existe donc des plastiques pétro-sourcés biodégradables ou non et des plastiques bio-sourcés biodégradables ou non (ADEME, 2020).

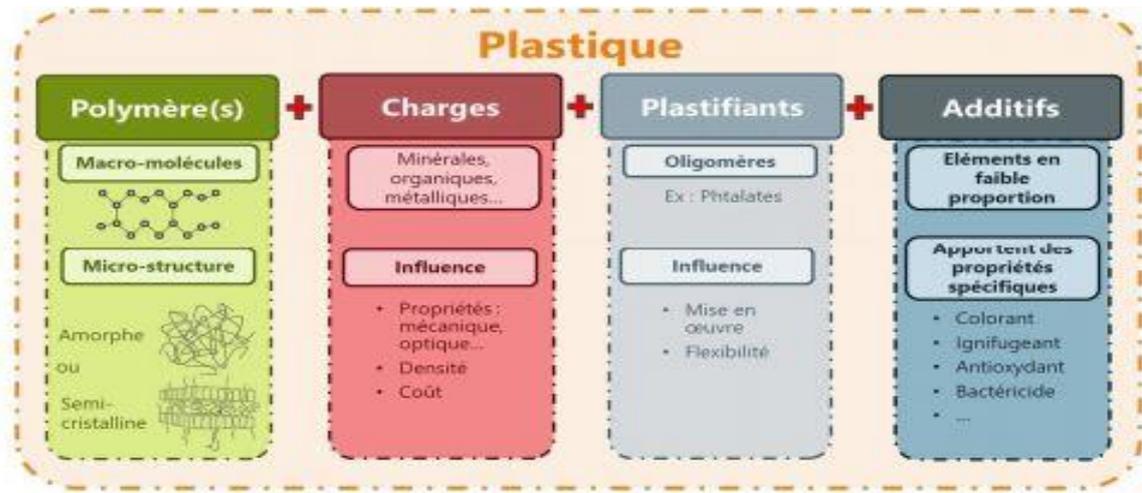


Figure 8: Composition et structure du plastique (ADEME, 2020)

I.4.2- Classification des polymères

Les polymères sont fabriqués à partir de matières premières non renouvelables et renouvelables. Ces polymères sont bien connus pour leurs diverses applications dans les industries, les appareils ménagers, le transport, la construction, les abris, le stockage et les pratiques d'emballage. Ces polymères sont différenciés selon leur origine, leur nature chimique, leur structure, leurs comportement mécanique et thermique, leurs propriétés physiques et leurs applications (Shah *et al.*, 2008 ; Dey *et al.*, 2012 ; Kumar *et al.*, 2011).

I.4.2.1- Classification des polymères selon leur origine

Suivant leur origine, on distingue les polymères naturels et synthétiques (Pathak et Navneet, 2017).

➤ Polymères naturels

Les polymères naturels se trouvent en abondance dans la nature sous forme de biopolymères et de matière sèche de plantes. La constitution de la paroi cellulaire végétale diffère de la composition de la biomasse lignocellulosique (cellulose, hémicellulose et lignine), qui lui confère sa solidité (Premraj et Doble, 2005 ; Pathak et Navneet, 2017). Les lignocelluloses jouent un rôle essentiel dans le développement de la biomasse végétale, dans laquelle la cellulose, l'hémicellulose et la lignine sont les principaux éléments constitutifs du polymère naturel (Pathak et Navneet, 2017).

➤ Polymères synthétiques

Les plastiques sont des composés fabriqués par l'homme qui se composent d'une longue chaîne de molécules polymères et de liaisons inhabituelles, avec une masse moléculaire excessive et des substitutions d'halogènes. De nos jours, la fabrication des plastiques fait intervenir différentes matières inorganiques et organiques, dont le carbone, l'hydrogène, le chlorure, l'oxygène, l'azote, le charbon et les gaz naturels (Shah *et al.*, 2008). Les polymères les plus utilisés contribuant aux déchets plastiques sont le polyéthylène basse densité (PEBD), le polyéthylène haute densité (PEHD), le chlorure de polyvinyle, le polystyrène et le polypropylène avec 23 ; 17,3 ; 10,7 ; 12,3 et 18,5%, respectivement, et les 9,7% restants d'autres types de polymères (Puri *et al.*, 2013). La production de polymères en 2012 a été estimée à 30 % de polyéthylène (PEBDL et PEBD 18 %, PEHD 12 %), 19 % de polypropylène, 11% de chlorure de polyvinyle, 7% de polystyrène, 7% de polyéthylène téréphtalate et 7% de polyuréthanes dans le monde (Nerland *et al.*, 2014). La figure 9 ci-dessous résume les chiffres du graphique mondiale de production annuelle des polymères synthétiques en 2016.

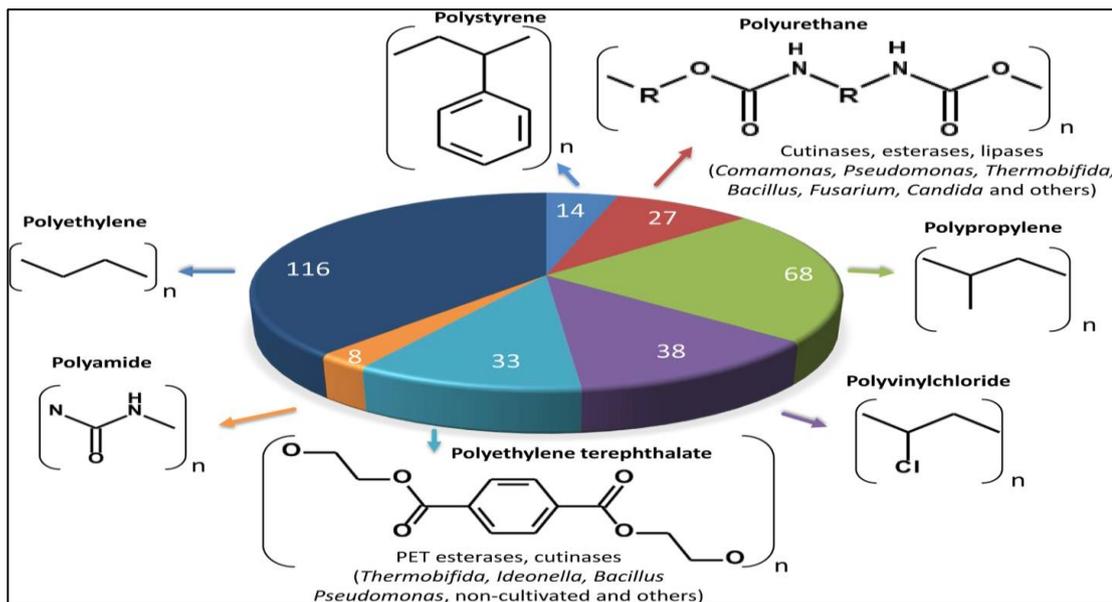


Figure 9: Principaux polymères synthétiques produits en 2016 (Danso *et al.*, 2019)

I.4.2.2- Classification des polymères selon leurs comportements thermiques et mécaniques

Les plastiques peuvent être synthétisés par la polymérisation (polyaddition ou polycondensation) de petites molécules. En fonction de leurs propriétés thermiques et mécaniques, ils sont généralement classés en deux groupes : les thermoplastiques et les thermodurcissables (Singh et Sharma, 2008 ; Alshehrei, 2017).

➤ **Polymères thermoplastiques**

Les thermoplastiques sont des polymères dont la composition chimique ne peut pas changer lorsqu'ils sont chauffés, et qui peuvent donc subir de multiples moulages. Ces polymères sont de différents types tels que le polyéthylène (PE), le polypropylène (PP), le polystyrène (PS), le chlorure de polyvinyle (PVC) et le polytétrafluoroéthylène (PTFE). Ils sont également connus sous le nom de plastiques communs, ont un poids moléculaire compris entre 20 000 et 500 000 UAM et possèdent différents nombres d'unités répétitives dérivées d'une unité monomère simple (Gnanavel *et al.*, 2013 ; Alshehrei, 2017). Les thermoplastiques sont des macromolécules à chaîne linéaire où les atomes et les molécules sont reliés bout à bout en une série de longues chaînes de carbone unique. La bi-fonctionnalité nécessaire pour former une macromolécule linéaire à partir de monomères vinyliques peut être obtenue en ouvrant la double liaison et la réaction se déroule selon un mécanisme de radicaux libres. Ce type de polymérisation est connu sous le nom de polymérisation par addition (Singh et Sharma, 2008).

➤ **Polymères thermodurcissables**

Les polymères thermodurcissables restent solides et ne peuvent être fondus et modifiés. Le changement chimique est ici irréversible, et donc ces plastiques ne sont pas recyclables car ils ont une structure hautement réticulée, alors que les thermoplastiques sont linéaires (Gnanavel *et al.*, 2012 ; Alshehrei, 2017). Les exemples incluent le phénol-formaldéhyde, les polyuréthanes, etc... Les plastiques thermodurcissables sont formés par une polymérisation à croissance progressive dans des conditions appropriées permettant aux molécules bifonctionnelles de se condenser de manière intermoléculaire avec la libération de petits sous-produits tels que H₂O, HCl, etc. à chaque étape de la réaction. Dans cette classe, les monomères subissent des modifications chimiques (condensation) lors du chauffage et se transforment en une masse infusible de manière irréversible (Singh et Sharma, 2008).

I.4.2.3- Classification des polymères selon leur biodégradabilité

Selon leur biodégradabilité, on distingue les polymères biodégradables et les polymères non biodégradables (Temoor *et al.*, 2018).

➤ **Polymères non biodégradables**

Les plastiques non biodégradables comprennent à la fois des polymères d'origine fossile et des polymères d'origine biologique. La plupart des plastiques non biodégradables utilisés de manière conventionnelle sont des polymères synthétiques d'origine fossile, obtenus à partir de

dérivés d'hydrocarbures et de pétrole (pétrochimie). Leur poids moléculaire est élevé en raison de la répétition extensive de petites unités monomères (Ghosh *et al.*, 2013). Ces plastiques sont très stables et n'entrent pas facilement dans les cycles de dégradation de la biosphère (Vijaya et Reddy, 2008). La plupart des polymères de base utilisés de nos jours sont soit non biodégradables, soit leur vitesse de dégradation est trop lente pour qu'ils soient complètement désintégrés. Les plastiques non biodégradables comprennent de nombreux plastiques couramment utilisés comme le PVC, le PP, le PS, le PET, le PUR et le PE.

➤ **Polymères biodégradables**

Les polymères d'origine biologique ou fossile peuvent être inclus dans les plastiques biodégradables en fonction de leur degré de biodégradabilité et d'assimilation microbienne. On distingue dans cette catégorie les plastiques biodégradables à base de plantes (la cellulose, l'amidon et les polymères à base d'amidon), les Polyhydroxyalcanoates (polyester biologique biodégradable produit dans la nature par la fermentation bactérienne de sucres et de lipides), l'acide polylactique (dérivé de ressources renouvelables comme l'amidon de maïs, les racines de tapioca ou la canne à sucre), les plastiques biodégradables d'origine fossile (le polyéthylène succinate et le polycaprolactone) et les mélanges de polymères biodégradables les mélanges amidon/polyester et les mélanges amidon/PVA (Shimao, 2001 ; Temoor *et al.*, 2018).

I.4.3- Généralités sur le Polyéthylène Basse Densité (PEBD)

I.4.3.1- Structure, synthèse et composition chimique du PEBD

Le polyéthylène qui est un polymère hydrocarboné linéaire constitué de longues chaînes de monomères d'éthylène (C₂H₄). La formule générale du polyéthylène est C_nH_{2n}, où "n" est le nombre d'atomes de carbone (Arutchelvi *et al.*, 2008). Le polyéthylène est fabriqué à partir des stocks pétrochimiques bon marché extraits du pétrole ou du gaz par polymérisation catalytique efficace des monomères d'éthylène (Sangale *et al.*, 2012). Le PEBD a été préparé par la polymérisation à haute pression de l'éthylène. La présence de chaînes ramifiées est responsable de la faible densité du PEBD (Ghatge *et al.*, 2020).

En fonction des différents procédés de fabrication et des différents arrangements physiques des chaînes linéaires, les polymères de polyéthylène peuvent avoir des densités et des structures tridimensionnelles (3-D) différentes (Figure 10) (Montazer *et al.*, 2020).

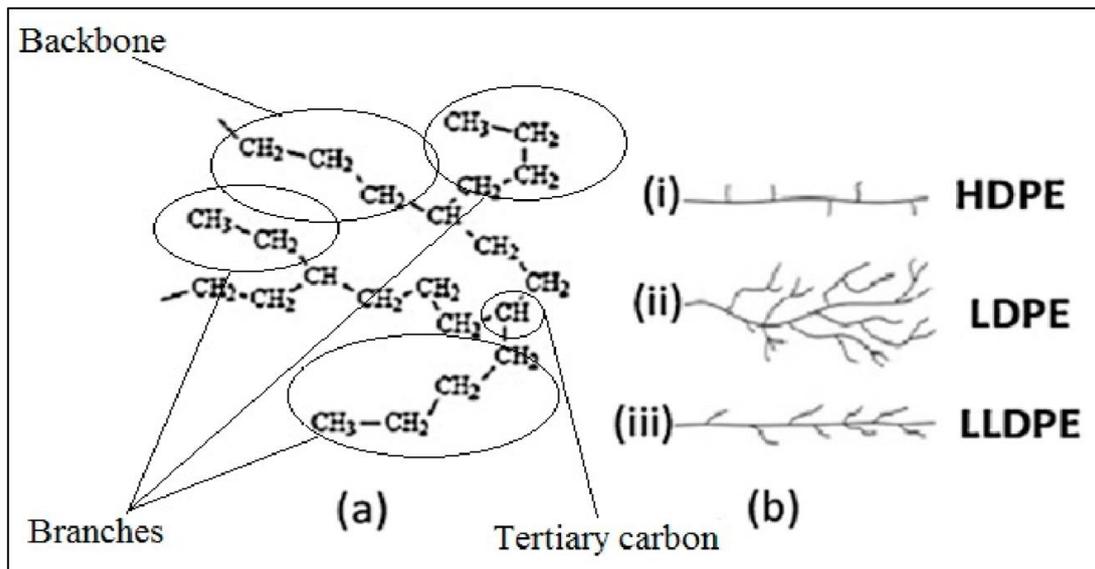


Figure 10: Structure du polyéthylène

(a) Structure chimique générale ; (b) Différences schématiques entre le polyéthylène et l'éthylène. (i) Polyéthylène Haute Densité (PEHD), (ii) Polyéthylène Basse Densité (PEBD), et (iii) Polyéthylène Basse Densité Linéaire (PEBDL) (Sen et Raut, 2015 ; Montazer *et al.*, 2020).

I.4.3.2- Propriétés du PEBD

Chimiquement, le PEBD est inerte à température ambiante, mais il peut être progressivement attaqué par des agents oxydants forts et certains solvants, ce qui entraîne un ramollissement ou un gonflement. Il est intact pendant une courte période de temps jusqu'à 95°C et peut être durable pendant de longues heures à 80°C. Le degré de cristallinité du PEBD est compris entre 50 et 60 %, ce qui confère au matériau plusieurs propriétés telles que l'opacité, la résistance au déchirement, la résistance à la traction, la rigidité, la résistance chimique et la flexibilité, même à basse température (Ferreira *et al.*, 2005 ; Ghatge *et al.*, 2020)

Il existe deux types différents de PEBD, le Polyéthylène Basse Densité Linéaire (PEBDL) et le Polyéthylène Basse Densité ramifié (PEBD). Ils présentent des différences de densité, de degré de ramification et de disponibilité des groupes fonctionnels à la surface. Les films PEBD sont transparents, sans odeur et sans toxicité. Ils ont une meilleure ductilité, une faible perméabilité à la vapeur d'eau et une capacité de thermoscellage (Ozdemir et Floro, 2004 ; Tharanathan, 2003 ; Ghatge *et al.*, 2020).

I.4.3.3- Formes de conditionnement sur le marché et applications du PEBD

Le PEBD est le polymère pétrolier le plus abondant sur la terre et représente jusqu'à 64% des plastiques à usage unique qui sont jetés peu de temps après leur utilisation. Il est principalement utilisé pour la fabrication des sacs en plastiques et des matériaux d'emballage alimentaire (Harshvardhan et Jha, 2013 ; Ragaert *et al.*, 2017 ; Montazer *et al.*, 2020). Ils sont largement utilisés pour l'emballage des produits alimentaires et non alimentaires, la fabrication de plateaux et de sacs en plastique. Le PEBD est utilisé pour le paillage des champs agricoles et la construction de serres. Il est également utilisé pour le revêtement du papier, des textiles et d'autres plastiques (Sen et Raut, 2015 ; Ghatge *et al.*, 2020).

I.4.3.5-Biodégradation du PEBD

Quelques souches microbiennes ayant la capacité de dégrader le polyéthylène basse densité, les conditions d'expérience et les résultats de biodégradation sont présentées dans le tableau IV.

I.4.4- Généralités sur le Polypropylène (PP)

I.4.4.1- Structure, synthèse et composition chimique du PP

Le polypropylène de formule chimique $(-\text{CH}_2-\text{CH}(\text{CH}_3)-)_n$ est un polymère vinylique $(\text{CH}_2-\text{CH}(\text{R})-)_n$ ($\text{R}=\text{CH}_3$), appartenant à la famille des polyoléfines et la deuxième matière plastique la plus utilisée (Ramoné, 2015 ; Bissagou Kumba, 2018 ; Tounsi et Zergane, 2020). Il existe différents types de PP : les homopolymères qui sont plus rigides et les copolymères qui sont plus résistants aux chocs (Mandal *et al.*, 2017).

L'homopolymère PP se présente sous trois formes qui dépendent de la manière dont les groupes méthyles sont ordonnés :

- Polypropylène Isotactique : se dit lorsque le groupement méthyle se situe du même côté le long de la chaîne macromoléculaire ;
- Polypropylène Syndiotactique : se dit lorsque le groupe méthyle se positionne de façon alternative d'un côté puis de l'autre côté.
- Polypropylène Atactique : se dit lorsque le groupe méthyle se situe de manière aléatoire (Bissagou Kumba, 2018).

Le polypropylène provient de la polymérisation du monomère propylène. Cette réaction n'est possible qu'en présence des catalyseurs tels que d'oxydes métalliques ou de catalyseurs

ZieglerNatta. Très utilisés dans l'industrie, ces derniers améliorent le degré de stéréorégularité et le rendement (Duan *et al.*, 2014).

I.4.4.2- Propriétés du polypropylène

Le polypropylène présente de nombreuses propriétés mécaniques telles que leur grande rigidité, la résistance au choc qui augmente avec la masse moléculaire et la température (Punyamurthy *et al.*, 2017). En raison de sa structure très régulière, le PP isotactique est le plus cristallin, ce qui lui confère les meilleurs propriétés mécaniques (Ramoné, 2015). Les propriétés thermiques du PP sont résumées dans le tableau V ci-après.

I.4.4.3- Formes de conditionnement du polypropylène sur le marché et applications

Le polypropylène fait partie des polymères de grande consommation les plus répandus avec le PVC, le polyéthylène, le PET, le polystyrène, etc. Ses applications sont très nombreuses. Le polypropylène et ses copolymères sont utilisés dans des domaines très divers tels que : l'industrie automobile (planches de bord, pare-chocs, garnitures intérieures), les emballages (corps creux, sacs, Tupperware, ficelles, films), l'électroménager, l'électricité et l'électronique (gainage, Idots) le sanitaire, le textile et les jouets (Jahangir *et al.*, 2014 ; Bissagou Kumba, 2018).

Tableau IV: Souches microbiennes impliquées dans la biodégradation du PEBD et effets obtenus de biodégradation (Montazer *et al.*, 2020 ; Sangale *et al.*, 2012)

| Microorganismes (espèces) | Source | Durée de l'expérience | Conditions de l'expérience | Effets obtenus de biodégradation | Références |
|--|--------------------------------------|----------------------------------|---------------------------------------|---|---------------------------------|
| <i>Comamonas Sp.</i> | Débris de plastique dans le sol | 90 jours | PEBD non traité | Modification des propriétés chimiques | Peixoto <i>et al.</i> , 2017 |
| <i>Strentrophomonas pavanii</i> | Site de décharge des déchets solides | 56 jours | PEBD modifié | Réduction des propriétés de tension et de la masse | Mehmood <i>et al.</i> , 2016 |
| <i>Chryseobacterium gleum</i> | Sol des boues activées d'eaux usées | 1 mois | PEBDL irradié aux UV | Confirmé par FTIR | Jeon et Kim, 2014 |
| <i>Bacillus cereus</i> | Compost municipal | 3 mois | PEBD prétraité | Changement de la résistance à la traction | Suresh <i>et al.</i> , 2011 |
| <i>Staphylococcus epidermidis</i> | Non spécifié | - | PEBD extrudé de 20 microns | Dégradation du PE en créant des trous | Chatterjee <i>et al.</i> , 2010 |
| <i>Pseudomonas aeruginosa et Pseudomonas syningae</i> | Non spécifié | 120 jours | Films de PEBD | Perte de masse de 20% avec <i>Pseudomonas aeruginosa</i> | Kyaro <i>et al.</i> , 2012 |
| <i>Bacillus cereus, Bacillus megaterium, B. subtilis et Brevibacillus borstelensis</i> | Champ de légumes | 1 semaine | PEBD et PEBDL | Détection de stéarate de fer et de calcium entraînant une réduction de l'indice carbonyle | Abrusci <i>et al.</i> , 2011 |
| <i>Aspergillus versicolor et Aspergillus sp.</i> | Eau de mer | 1 semaine | PEBD en poudre | 4,15 g/L ont été libérés après dégradation du PE | Pramila et Ramesh, 2011 |

Tableau V: Propriétés du polypropylène (Ramoné, 2015)

| | |
|--------------------------------|----------------------------------|
| Masse volumique | 0,900 à 0,905 g /cm ³ |
| Température de fusion | 140 à 150°C |
| Température de cristallisation | 100 à 120 °C |
| Résistance en traction à 23°C | 30-35 MPa |
| Température de fragilité | -50 à +20°C |
| Module de rigidité en flexion | 500-2000 MPa |

I.4.4-Biodégradation du polypropylène

Les principaux microorganismes impliqués dans le processus de biodégradation du polypropylène, leur source d'isolement, le type de PP dégradé, ainsi que les pourcentages de dégradation obtenus sont résumés dans le tableau VI ci-contre.

I.5- Etats du PP et du PE au Cameroun

Au Cameroun, les données collectées sur la production des plastiques à usage unique sont très préoccupantes. Plus d'une trentaine d'entreprises faisant principalement dans la production des denrées de premières nécessités émet dans la société des milliers de kilogrammes de plastiques chaque jour. Lesquels deviennent déchets moins d'un mois après leur production et se retrouvent dans les décharges. Ils sont par la suite incinérés ou continuent leur course dans les sols (rendent les terres infertiles), et les écosystèmes marins.

D'après une étude menée par le CREPD en 2017, les polyéthylènes à basse densité(PEBD) sont les polymères les plus produits au Cameroun (35%). Ensuite les polyéthylènes téréphtalate (PET) 31%, les polyéthylènes à Haute Densité (PEHD) sont produits à 10%. Quant-aux (PVC) et polyisoprènes, cette étude estime la production à 8% (figure 11).

Tableau VI: Principaux microorganismes impliqués dans la biodégradation du polypropylène

| Microorganismes (espèces) | Source | Durée de l'expérience | Conditions de l'expérience | Effets obtenus | Références |
|--|--------------------------------------|-----------------------|----------------------------|--|----------------------------------|
| <i>Pseudomonas stutzeri</i> ; <i>Bacillus subtilis</i> ; <i>Bacillus flexus</i> | Décharge de plastique | 365 jours | film de PP | Perte de poids de 2,5% | Arkatkar <i>et al.</i> , 2010 |
| <i>Rhodococcus rhodochrous</i> ATCC 29672 | ATCC | 6 mois | Film de PP | Modification des propriétés du polymère | Fontanella <i>et al.</i> , 2013 |
| <i>Pseudomonas sp et Bacillus</i> | - | 12 mois | PP prétraité | Perte de masse de 22,7 % et 1,95±0,188 % | Aravinthan <i>et al.</i> , 2016 |
| <i>Stenotrophomonas panacihumi</i> | Sol de stockage des déchets Korea | 90 jours | Film de PP | Modification des propriétés du polymère | Jeon et Kim, 2016 |
| <i>Bacillus céreus et Sporosarcina globispora</i> | Ecosystème des mangroves Malaisienne | 40 jours | Granule de PP | Perte de poids de 12 et 11% | Auta <i>et al.</i> , 2017 |
| <i>Bacillus sp. strain 27 et Rhodococcus sp. strain 36</i> | Environnements Des mangroves | 40 jours | Microplastique de PP | Perte de masse de 4 à 6,4% | Auta <i>et al.</i> , 2018 |
| <i>Aneurinibacillus aneurinilyticus</i> ; <i>Brevibacillus agri</i> ; <i>Brevibacillus sp. et Brevibacillus brevis</i> | Décharges et égouts | 140 jours | film et granule de PP | Perte de poids de 22,8-27,0% | Skariyachan <i>et al.</i> , 2018 |
| <i>Pseudomonas sp ADL15 et Bacillus sp ADL36</i> | Isolé du sol de l'antarctique | 40 jours | Microplastique de PP | Perte de masse de 17,3 et 7,3% | Habib <i>et al.</i> , 2020 |
| <i>Aspergillus flavus</i> | - | 100 jours | Films de PP | Perte de poids de 0 et 13,5% | Santacoloma <i>et al.</i> , 2019 |

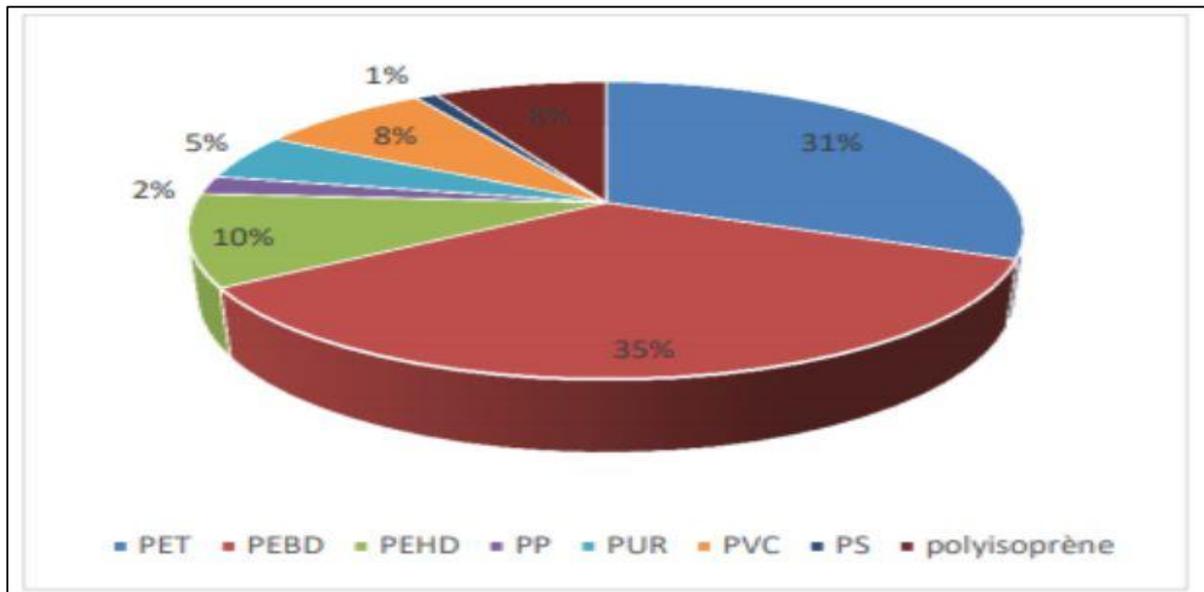


Figure 11: Typologie des déchets en matières plastiques dans la ville de Douala en 2017 (JVE, 2020)

I.5.1-Initiatives des entreprises locales et des organisations non gouvernementales dans la production, la collecte et le recyclage des déchets plastiques

Dans une action collective, plusieurs acteurs œuvrent pour l’assainissement de l’environnement au Cameroun. Le tableau VII ci-dessous présente quelques entreprises qui récupèrent les déchets plastiques issus de leur production, avec ou sans issus de recyclage au Cameroun. On peut noter les campagnes de sensibilisation et de nettoyage du fleuve Wouri comme celles réalisées par la Société Anonyme des Brasserie du Cameroun (SABC) et Nestlé Cameroun, en partenariat avec Namé Recycling à l’occasion de 2 journées mondiales de l’environnement (5 juin et celle de l’Océan le 8). Cette campagne de collecte des déchets intitulé “Ocean Day” où 1600 Kg de déchets plastiques ont été collectés, viennent s’ajouter aux actions de collecte quotidienne de ces entreprises (Diba, 2019).

De même, plusieurs organisations non gouvernementales tels que Greenpeace, Jeunes Volontaire pour l’Environnement (JVE) Cameroun œuvrent à travers des campagnes de collecte des déchets plastiques dans nos villes. Elles sensibilisent également la population sur les risques et inconvénients de la pollution par les déchets plastiques, ainsi que des attitudes à adopter pour remédier à cette pollution. On note également l’émergence des entreprises de recyclage tel que Cœur d’Afrique.

Tableau VII: Entreprises qui récupèrent les déchets plastiques issus de leur production, avec ou sans issus de recyclage au Cameroun (JVE, 2020)

| Nom de la structure | Types de polymère | Quantité produite par mois | Récupération après usage | Devenir |
|---------------------|---------------------|---|--|-----------|
| SFPA | PEBD | 16500 Kg | Oui | Recyclés |
| UNICA | PEBD/ PEHD | 15000 | Non | - |
| SIAC | PE / PET | - | Pour certain le recyclage ne donne pas des produits de bonne qualité | Recyclage |
| SABC | PE / PET | 3000 pièces / mois 6674760 bouteilles de 1 litre | Non | - |
| CAMLAIT | PS / PEBD / PEHD | 8051 / 5166 / autres | Non | - |

I.5.2- Initiatives du gouvernement camerounais dans la lutte contre la pollution par les déchets plastiques

Le 24 octobre 2012 un arrêté relatif à la réglementation de la fabrication, de l'importation et de la commercialisation des emballages non biodégradables a été signé. D'après ce dernier, il est interdit sur l'étendue du territoire national la fabrication, la détention, la commercialisation ou la distribution à titre gratuit des emballages plastiques non biodégradables à basse densité (inférieur à 60 microns), ainsi que les granulés servant à leur fabrication (Wanga *et al.*, 2014). Ce communiqué rappelle par ailleurs que les opérations de tri, collecte, de transport et de stockage des déchets sont soumises à la délivrance d'une autorisation du ministre de l'Environnement. Il en est de même de la fabrication, l'importation, la commercialisation et la distribution des emballages non- biodégradables et des équipements électriques et électroniques (Wanga *et al.*, 2014). Cette loi est entrée en vigueur en 2014 pour son exécution. Cette exécution est marquée par des opérations de saisi des stocks d'emballages plastiques dans les marchés et lors des importations des emballages plastiques dont la plus

récente date du 20 septembre 2021 dans le cadre de l'opération halte au commerce illicite zone 3 (Tsadbo Kenfack, 2021).

Toutefois, d'après Wanga *et al.* (2014) et Wamja (2021), cette loi présente des failles dans son application. Elle se démontre suffisamment par l'état dégradant de nos villes et provinces qui pataugent encore dans un niveau d'insalubrité criant faute. Les emballages plastiques sont utilisés librement sur nos marchés 8 ans après son interdiction, entre autres de la mise en application de ces textes juridiques.

CHAPITRE II : MATERIEL ET METHODES

II.1- Matériel

II.1.1- Choix et obtention des polymères

Deux types de polymères ont été choisis pour réaliser les tests de biodégradation. Il s'agit d'un emballage plastique à base polyéthylène basse densité d'une épaisseur de 65 ± 2 μm (figure 12 A) et d'un sac tissé en polypropylène, habituellement appelé sac banco. Il s'agit du Sacks Lela (figure 12 B). Les polymères choisis ont été achetés au marché chez les distributeurs locaux.

Le choix de ces deux polymères a reposé sur les critères ci-après :

- la composition chimique ;
- le rythme de consommation des ménages ;
- leur abondance dans l'environnement (Amadi et Nosayame, 2020 ; Geyer *et al.*, 2017 ; Koelmans *et al.*, 2017) ;
- leur faible recyclabilité (Alsheihrei, 2017).



Figure 12: Emballages plastiques utilisés pour les tests de biodégradation

A : Polyéthylène Basse Densité ; B : Polypropylène

II.1.2- Choix des microorganismes

Deux bactéries de forme et de coloration Gram différentes ont été retenues pour réaliser les tests de biodégradation. Il s'agit des bactéries *Pseudomonas aeruginosa*, bacille à Gram négatif et de *staphylococcus aureus*, cocci à gram positif. Plusieurs autres critères ont été pris en compte lors du choix de ces bactéries, notamment :

- leur capacité à utiliser de nombreux substrats carbonés comme seule source de carbone et d'énergie dans un milieu minéral simple,
- leur large gamme de température de croissance,
- leur caractère ubiquitaire,
- leur capacité à produire de nombreuses enzymes qui pourraient favoriser la biodégradation des polymères,
- leur possibilité de former des biofilms dans l'environnement (Hussein *et al.*, 2015 ; Wilkes et Aristilde, 2017 ; Su *et al.*, 2018 ; Accarias, 2014 ; Lays, 2012 ; Novotny *et al.*, 2015).

II.2- Méthodes

II.2.1-Préparation des films de polymères

Les polymères choisis (PP et PEBD) ont été coupés en carré de 4 cm de côté, pesés et leur poids a été ajusté à 0,1g pour les films de PP et 0,065g pour les films de PEBD. Les films de polymères ont été par la suite stérilisés dans un mélange eau-éthanol 70/30 (W/W%) selon Saadi (2008) et Das et Kumar (2015), puis séchés pendant 6 heures à 37°C dans un incubateur. Les films de polymères stériles obtenus, ont été stockés à température ambiante ($23 \pm 1^\circ\text{C}$) dans des boîtes de Pétri stériles (Figure 13).

La stérilité des fragments des polymères a été par la suite vérifiée. Pour cela, quelques films de chaque type de polymère ont été déposés sur une plaque standard de gélose PCA de comptage versée dans 15 boîtes de Pétri de 90 mm de diamètre. Ces boîtes de Pétri ont ensuite été divisées en 3 groupes de 5 boîtes de Pétri chacun. Le premier groupe a été incubé à 42°C pendant 2 jours. Le deuxième a été incubé à 37°C pendant 3 jours, et le troisième a été incubé à la température du laboratoire ($23 \pm 1^\circ\text{C}$) pendant 5 jours. L'absence de toute unité formant colonie (UFC) après les différentes incubations a témoigné de la stérilité des fragments de plastique stockés.

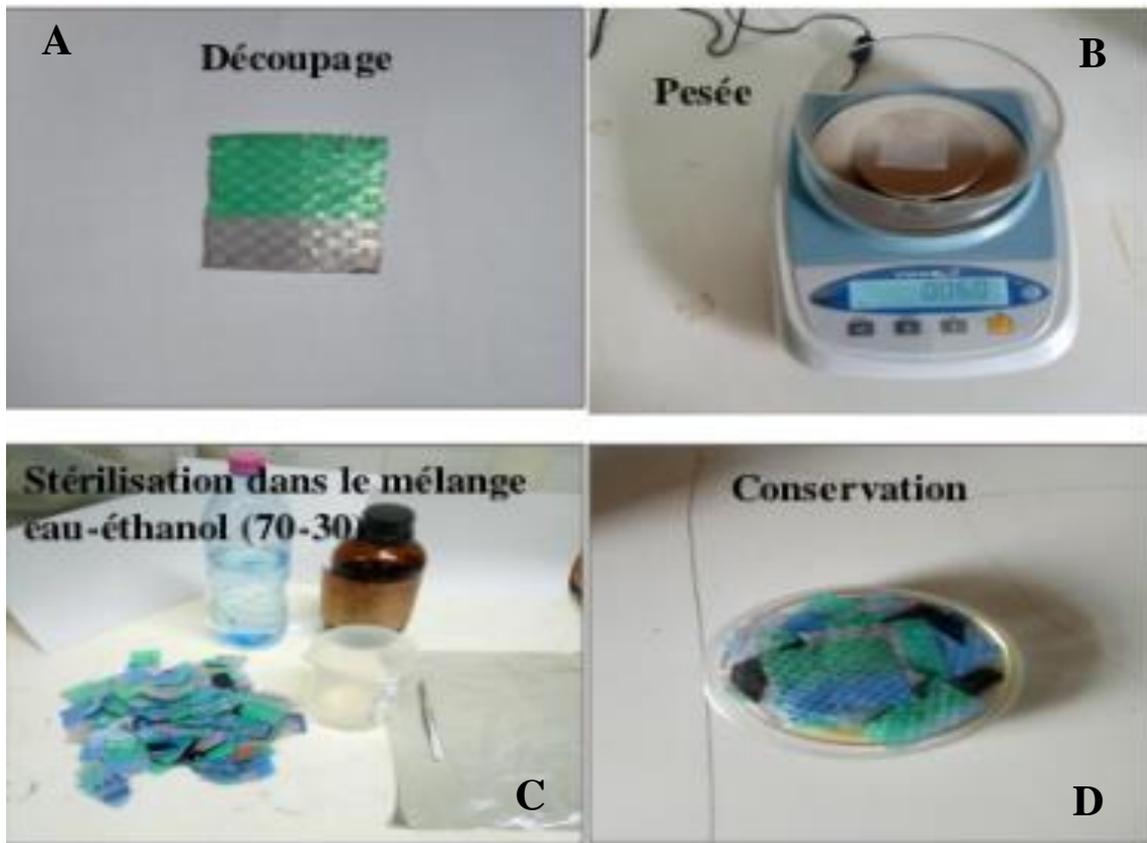


Figure 13: Préparation des films de polymères

A : Fragment de film de plastique de 4 cm de coté

B : Balance utilisée pour peser les fragments de film de plastique

C : Fragments de film en stérilisation dans une solution eau-éthanol 70/30

D : Fragments de film stériles conservés dans une boîte de Petri

II.2.2- Isolement et identification des bactéries utilisées

II.2.2.1-Isolement des bactéries

Les bactéries *Pseudomonas aeruginosa* et *Staphylococcus aureus* ont été isolées des eaux de surface de Yaoundé par la méthode d'étalement en surface jusqu'à épuisement, sur les milieux de culture Cetrimide Nalidixic acid (CN) agar et Chapman respectivement, contenu dans des boîtes de Petri (figure 14). L'incubation a été effectuée à 37 °C pendant 24 à 48 heures.

Les colonies bleu-vertes de *P. aeruginosa* sur le milieu agar CN et les colonies luxuriantes présentant une auréole jaune due à la fermentation du mannitol sur milieu Chapman Mannitol, ont ensuite été identifiées à l'aide de tests biochimiques conventionnels. résumés dans le tableau VIII ci dessous (Holt *et al.*, 2000 ; Gyung Yoon *et al.*, 2012 ; Su *et al.*, 2018 ; Marchal *et al.*, 1991).

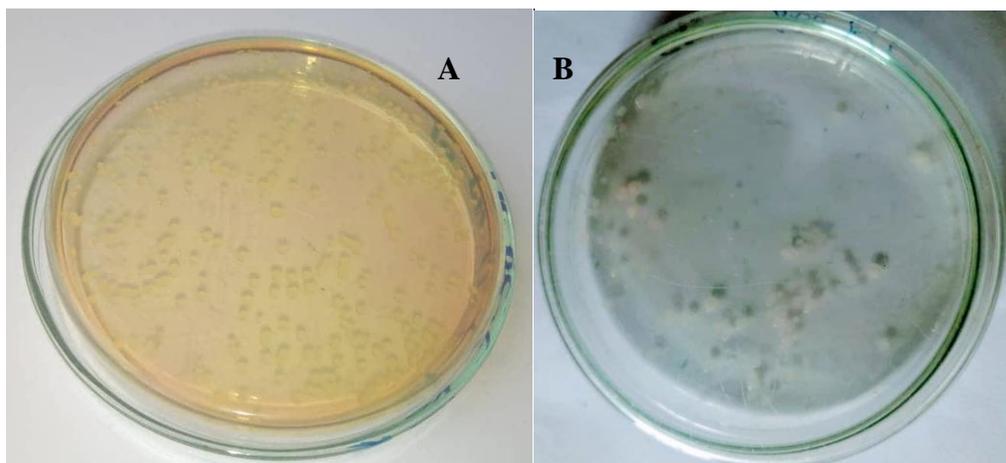


Figure 14: Photographies des colonies de *Staphylococcus aureus* et *Pseudomonas aeruginosa* isolées respectivement sur milieux sélectifs Chapman mannité (A) et Cétrimide and Nalidixic acid agar (B).

II.2.2.2-Identification des bactéries

La méthode **classique de la galerie LeMinor** consiste à réaliser des tests biochimiques sur les milieux de culture spécifiques coulés dans les tubes à essai et à rechercher certaines enzymes caractéristiques de chaque espèce (Diagnostic Pasteur, 1987 ; Marchal *et al.*, 1991). La combinaison des résultats positifs et négatifs a permis d'identifier la souche en utilisant la grille d'identification de chacune des espèces bactériennes utilisées (tableau IX). Les milieux de cultures utilisés pour réaliser ces tests sont présentés ci-dessous et les critères d'interprétation de chaque test sont résumés dans le tableau IX ci-dessous.

- Test sur milieu Kligler-Hajna

Ce test consiste à déterminer si la bactérie fermente le glucose, oxyde le lactose, produit du gaz et/ou de l'hydrogène sulfureux (H_2S). Le milieu utilisé a été préparé et coulé dans les tubes en laissant un culot de 4 cm et une légère pente. A l'aide de l'anse de platine préalablement stérilisée, une colonie de la souche purifiée a été prélevée puis, une piqûre centrale a été réalisée au niveau du culot et les stries au niveau de la pente. Les tubes ont été incubés à 37°C pendant 18 à 24 heures, suivie de la lecture et de l'interprétation des résultats selon la grille.

- Test sur milieu Mannitol-Mobilité

Il a consisté en la recherche de la fermentation du mannitol et de la mobilité bactérienne en prélevant une colonie de la souche pure puis, en effectuant une piqûre centrale sur le milieu

coulé dans les tubes suivi de l'incubation à 37°C pendant 18 à 24 heures. Par la suite, les résultats ont été lus et interprétés selon la grille.

- **Test sur milieu Urée-Indole**

Il a pour principe de rechercher l'uréase et la production de l'indole chez les bactéries. On a introduit dans le tube contenant le milieu une colonie de souche pure prélevée à l'aide d'une anse de platine stérile, puis, homogénéiser et ensuite, incuber le tube à 37°C pendant 18 à 24 heures. Après la durée d'incubation, 2 à 3 gouttes de réactifs de Kovac's ont été ajoutées dans le tube pour la lecture de l'indole.

- **Test sur milieu citrate de Simmons**

Il a consisté à déterminer si la bactérie utilise le citrate comme seule source de carbone et d'énergie. Pour cela, une colonie de souche pure a été prélevée à l'aide d'une anse de platine stérile et encemencée en stries sur le milieu coulé en pente dans les tubes. Les tubes ont été incubés à 37°C pendant 18 à 24 heures, suivie de l'interprétation des résultats.

Tableau VIII: Caractères biochimiques des bactéries utilisées

| Tests d'identification effectués | <i>Pseudomonas aeruginosa</i> | <i>Staphylococcus aureus</i> |
|----------------------------------|-------------------------------|------------------------------|
| Coloration de Gram | - | + |
| Catalase | + | + |
| Oxydase | + | - |
| Lactose | - | + |
| Glucose | + | + |
| Gaz | + | - |
| H ₂ S | - | - |
| Mannitol | + | + |
| Mobilité | + | - |
| Citrate | + | - |
| Uréase | - | + |
| ADH | + | + |
| Indole | - | + |
| Nitrate reductase | + | + |

(+) : positif ; (-) : négatif

Tableau IX : Grille d'interprétation du test biochimique classique

| Types de test | | Résultat positif | Résultat négatif | Photos illustratives |
|--------------------------|--------------------------------|---|--|---|
| Kliger-Hajna | Glucose | Virage du culot en jaune | Pas de changement de couleur du milieu |  |
| | Lactose | Virage de la pente en jaune | | |
| | Production du H ₂ S | Noircissement de l'espace entre le culot et la pente | | |
| | Production du gaz | Formation des bulles | Pas de bulles | |
| Mannitol-Mobilité | Mannitol | Virage de la couleur du milieu du rouge au jaune | Pas de virage de couleur |  |
| | Mobilité | Apparition d'un trouble au niveau de la piqûre centrale | Pas de trouble | |
| Uréase-Indole | Uréase | Virage de la couleur du milieu en rose | Pas de virage de couleur |  |
| | Indole | Formation d'un anneau rouge après l'ajout du réactif de Kovac's | Pas de formation d'anneau rouge | |
| Citrate | Citrate | Virage de la couleur du milieu du vert au bleu | pas de virage de couleur |  |

II.2.3-Préparation de la suspension bactérienne

Avant chaque manipulation, les bactéries identifiées préalablement et conservées dans le glycérol, ont été réisolées sur milieux sélectifs respectifs par la méthode des stries et incubé à 37°C, pendant 24 heures. Pour la préparation des stocks de bactéries cellulaires, une unité formant colonie (UFC) des milieux agar CN et Chapman respectifs a été inoculée dans 100 mL de bouillon nutritif (Oxford) pendant 24 heures à 37°C. Après cette période, les cellules ont été séparées du bouillon par centrifugation à 8000 tours/min pendant 10 min à 10 °C et lavées deux fois avec une solution de NaCl (0,85%). Chaque culot a été remis en suspension dans 50 mL de solution de NaCl. Après homogénéisation, 1mL de la solution obtenue a été transféré dans 500 mL de solution stérile de NaCl (0,85%) dans un flacon Erlenmeyer pour une utilisation ultérieure.

II.2.4- Biodégradation du PEBD et du PP sous diverses conditions expérimentales par les bactéries *P. aeruginosa* et *S. aureus*

Quatre paramètres environnementaux ont été testés au cours des essais de biodégradation. Il s'agit du pH initial des solutions de biodégradation, de la température, de la durée d'incubation et de l'abondance cellulaire initiale. Cette étude a été réalisée dans trois laboratoires de l'Université de Yaoundé I. Il s'agit des laboratoires d'Hydrobiologie et Environnement, de Zoologie et de chimie Organique.

II.2.4.1-Préparation des suspensions minérales et évaluation de l'effet du pH de la solution

Les tests de biodégradation ont été réalisés sur des milieux synthétiques ayant pour seule source de carbone les polymères. Les éléments minéraux nécessaires à la croissance de *P. aeruginosa* et *S. aureus*, selon Saadi (2008) et Su *et al.* (2018) sont présentés dans le tableau X.

Ces sels minéraux ont été pesés sur une balance de sensibilité un millièème, dissous dans 1 litre d'eau distillée contenue dans des flacons Erlenmeyer, à la concentration pondérale requise. Les solutions ont été chauffées jusqu'à dissolution complète des sels minéraux. Une fois refroidies, le pH des solutions a ensuite été ajusté en utilisant un pH-mètre, un agitateur magnétique et des solutions de HCl 0,1 N et NaOH 0,01 mol/L aux valeurs de pH 5, 7 et 9 respectivement. Les solutions minérales acide, neutre et basique obtenues ont été réparties dans les flacons en verre de 300 mL à raison de 100 mL par flacon. Ces flacons en verre ont ensuite été stérilisés dans l'autoclave et laissés à température ambiante pour refroidissement.

Tableau X: Sels minéraux nécessaire à la croissance des bactéries (Saadi, 2008 et Su *et al.*, 2018)

| Sels minéraux | Quantité pour 1 litre d'eau distillée |
|---------------------------------------|---------------------------------------|
| NH ₄ NO ₃ | 1 g |
| KH ₂ PO ₄ | 0,7 g |
| K ₂ HPO ₄ | 0,7 g |
| MgSO ₄ , 7H ₂ O | 0,7 g |
| NaCl | 0,005 g |
| FeSO ₄ , 7H ₂ O | 0,002 g |
| ZnSO ₄ , 7H ₂ O | 0,02 g |
| MnSO ₄ , 7H ₂ O | 0,001 g |

II.2.4.2- Mise en contact des bactéries et des films des polymères et évaluation de l'effet de l'abondance bactérienne initiale

Une fois les solutions minérales refroidies, les films de plastique stériles, préparés et stockés comme indiqué ci-dessus, ont été introduits de manière stérile dans chacun des flacons, contenant les bouillons de sels minéraux. Pour la réalisation des essais de biodégradation successives des films de PEBD et de PP par les bactéries *P. aeruginosa* et *S. aureus*, nous avons utilisé un total de 2592 flacons en verre de 300 mL répartis en trois groupes A, B et C :

-le groupe A, constitué de 864 flacons contenant les solutions de pH initial 5 ;

-le groupe B, constitué de 864 flacons contenant les solutions de pH initial 7 ;

-le groupe C, constitué de 864 flacons contenant les solutions de pH initial 9.

Chaque groupe de 864 flacons en verre a été subdivisé en 4 sous groupes de 216 flacons chacun, correspondant à la dégradation des 2 types de polymères par les 2 bactéries choisies aux pH initiaux 5, 7 et 9 respectifs pour les groupes A, B et C (voire tableau XI).

Chaque sous groupe de 216 flacons a été subdivisé en 3 lots de 72 flacons, à savoir :

- **Le lot témoin noté T0** où nous avons introduit uniquement les films de polymères stériles dans les solutions minérales ;
- **le lot test 1 noté T1**, où nous avons introduit les films de polymères stériles et 2 mL de la suspension bactériennes ;
- **le lot test 2 noté T2**, où nous avons introduit les films de polymères stériles, plus 5 mL de la suspension bactérienne de densité Mc Farland ($1,6.10^7$ UFC/ mL) préparée précédemment.

II.2.4.3- Evaluation de l'effet de la température du milieu et de la durée d'incubation

Chacun des 3 lots de 72 flacons considérés (T₀, T₁ et T₂) a été répartis en 6 blocs de 12 flacons, correspondant aux blocs de 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours d'incubation respectivement. A l'intérieur de chaque bloc de durée d'incubation considérée, nous avons distingué 4 sous blocs constitués de 3 flacons chacun et incubés aux températures 7, 23, 37 et 44°C. La répartition a été faite de sorte qu'à chaque température d'incubation, nous avons les flacons de pH 5 (10 jours, 20 jours...60 jours d'incubation), les flacons de pH 7 (10 jours, 20 jours.....60 jours d'incubation) et les flacons de pH 9 (10 jours, 20 jours...60 jours d'incubation), ceci pour les 3 lots de flacons T₀, T₁ et T₂. L'inoculum bactérien était constitué d'une seule bactérie et ce protocole (voir figure 15) a été répété pour la dégradation du PEBD

par les 2 espèces bactériennes choisies et ensuite la dégradation du PP. L'ensemble des tests a été réalisé en triplica et tous les flacons incubés ont été homogénéisés manuellement tous les 2 jours et pendant toutes les durées d'incubation.

Tableau XI : Répartition des flacons au cours des essais de biodégradation

| Différents essais de biodégradation | pH initial 5 | pH initial 7 | pH initial 9 | Nombre de flacons utilisés |
|--|--------------|--------------|--------------|----------------------------|
| Essai de biodégradation du PEBD par <i>P. aeruginosa</i> | 216 | 216 | 216 | 648 |
| Essai de biodégradation du PEBD par <i>S. aureus</i> | 216 | 216 | 216 | 648 |
| Essai de biodégradation du PP par <i>P. aeruginosa</i> | 216 | 216 | 216 | 648 |
| Essai de biodégradation du PP par <i>S. aureus</i> | 216 | 216 | 216 | 648 |
| Totaux | 864 | 864 | 864 | 2592 |

II.2.4.4- Méthodes d'évaluation de la biodégradation des films de PEBD et de PP

Les méthodes utilisées pour évaluer la biodégradabilité des films de polymères au cours de notre étude sont : l'estimation de l'abondance bactérienne, l'estimation quantitative de la perte de poids des fragments de polymères et les changements dans les propriétés chimiques du milieu (Dela Torre *et al.*, 2018 ; Rose *et al.*, 2020 ; Min *et al.*, 2020 ; Montazer *et al.*, 2020).

Le suivi de la biodégradabilité s'est étendu sur une période de 60 jours. A partir du jour d'ensemencement (J0), la suite des manipulations a été réalisée après 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours. A la fin de chaque durée d'incubation et sous chacune des températures considérées, les solutions de biodégradation dans les flacons ont été vigoureusement remuées. Ceci permettait l'homogénéisation de la solution et le détachement primaire des cellules bactériennes adhérents aux films de polymère. Les films de polymères ont été ensuite retirés des solutions de biodégradation et introduits dans les tubes de 20 mL contenant 10 mL d'eau physiologique stérile. Le tube a été homogénéisé au vortex à une vitesse croissante de 500-1000 rpm pendant 10 secondes. Le procédé a été répété 4 fois, jusqu'à obtention un volume total de décrochage de 40 mL, assurant le décrochage du maximum de colonies bactériennes adhérentes au polymère immergé (Dukam *et al.*, 1995 ; Tamsa *et al.*, 2016). Les 40 mL obtenus ont été ajoutés à la solution de biodégradation initiale.

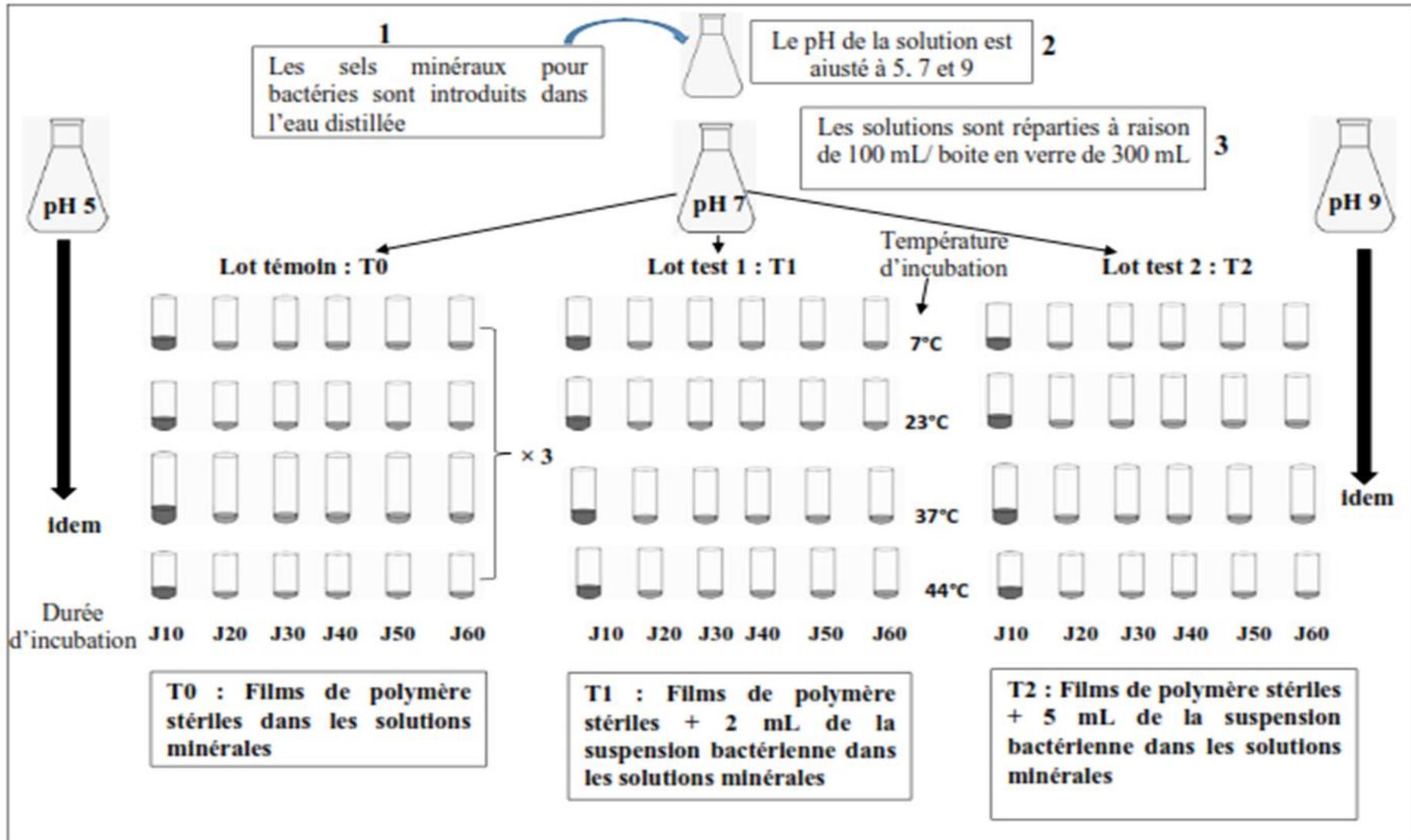


Figure 15: Protocole expérimental des tests de biodégradation du PEBD et du PP par chacune des bactéries *P. aeruginosa* et *S. aureus*

II.2.4.4.1- Evaluation de l'abondance cellulaire

L'abondance des cellules bactériennes dans 1 mL de chaque solution mère de biodégradation a été évaluée en utilisant les méthodes de dilution en série et d'étalement en surface en boîtes de Petri. A l'aide de pipettes stériles et dans les conditions de stérilité, nous avons prélevé 1 mL de la solution mère de biodégradation et introduit dans 9 mL d'eau physiologique stérile contenue dans les tubes à essai, homogénéisé au vortex de façon à obtenir la dilution 10^{-1} . Le procédé a été répété dans d'autres flacons en verre jusqu'à obtenir les dilutions 10^{-4} et 10^{-5} , respectivement pour les lots de flacons T₁ et T₂. Des volumes de 100 μ L des 2 dernières dilutions respectives (soient les dilutions 10^{-4} et 10^{-3} pour le lot test 1 et les dilutions 10^{-4} et 10^{-5} pour les dilutions du lot test 2) ont été prélevés et ensemencés par la méthode d'étalement en surface jusqu'à épuisement sur un milieu de culture standard PCA dans des boîtes de Pétri. Les unités formant colonies (UFC) ont été déterminées après une incubation de 24-48 heures à 37 °C. Les résultats obtenus ont été exprimés en UFC/ mL de la solution mère de biodégradation, suivant le schéma ci-dessous :

Pour avoir le nombre de UFC dans 1 mL de la dilution ensemencée, nous avons appliqué la correspondance **100 μ L = 0,1 mL**. Le nombre UFC compté sur les boîtes de petri, a été multiplié par 10 pour avoir le nombre UFC/mL de la dilution encemencée. Par la suite, nous avons appliqué la formule :

$$y = 10^a \times b$$

y est le nombre UFC/mL de la solution de biodégradation, **a** le facteur de dilution considéré ou évalué et **b** le nombre UFC/mL dénombré dans la dilution considéré.

II.2.4.4.2- Evaluation de la perte de masse des films de PEBD et de PP

Après avoir évalué l'abondance cellulaire, les films de polymère ont été retirés de la solution à l'aide de pince, rincé à grand eau distillé pour éliminer l'excédent de cellules bactériennes potentielle encore fixé aux films de polymère, puis séchés à l'étuve 37°C pendant 6 heures et leur poids ont été déterminés sur une balance de sensibilité 1/1000^{ème}. La perte de poids des films de polymère a été calculée à l'aide de la formule suivante (Montazer *et al.*, 2020) :

$$\text{Pourcentage de perte de poids} = \frac{\text{Poids initial} - \text{poids final}}{\text{Poids initial}} \times 100$$

II.2.4.4.3- Evaluation du pH et de la conductivité électrique des solutions de biodégradation

Le pH et la conductivité électrique ont été mesurés à l'aide d'un multiparamètre de marque EZ-9909SP. A cet effet, les électrodes du multiparamètre ont été plongées dans la solution de biodégradation pour la mesure du pH et ensuite la conductivité électrique par changement manuel, puis les électrodes de l'appareil ont été rincées à l'eau distillée avant de passer à la mesure d'un autre flacon.

II.2.4.5- Variations temporelles des paramètres de biodégradation, taux de dégradation apparents des polymères et taux de variation des abondances cellulaires

La variation temporelle de chaque paramètre de biodégradation étudié a été illustrée à l'aide d'un histogramme et du tableur Excel.

Les taux de dégradation apparents des films de PEBD et de PP et les taux de variation de l'abondance des cellules de *P. aeruginosa* et *S. aureus* ont été évalués. L'unité de période d'incubation choisie était de 10 jours. Les lignes de régression montrant les variations temporelles des abondances bactériennes des cellules et les variations temporelles du poids des polymères à chaque période d'incubation (10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours) en fonction de chaque température expérimentale ont été tracées. Chaque équation de ligne de régression droite ($y = ax + b$) a été calculée en utilisant la méthode des moindres carrés (Bailey, 1981 ; Tofallis, 2008 ; Popovic, 2019). Dans cette équation, y est la variable dépendante ; x est la variable explicative ; a est la pente de la ligne de régression et b est le point d'interception de la ligne de régression avec l'axe des y (c'est-à-dire lorsque $x = 0$). La pente de la ligne de régression obtenue dans chaque condition expérimentale a été assimilée aux taux de dégradation apparents des films des polymères d'une part et aux taux de variation des abondances cellulaires d'autre part. Ce taux de variation de l'abondance cellulaire a ensuite été comparé au taux de croissance apparent de la cellule lorsqu'il était positif, ou au taux d'inhibition apparent de la cellule lorsqu'il était négatif (Nola *et al.*, 2012). L'analyse des données a été effectuée à l'aide du logiciel statistique SPSS 25.0.

II.2.4.6- Relations et comparaison entre les paramètres de biodégradation à chaque condition expérimentale

Les relations entre tous les paramètres pour chaque polymère et chaque bactérie ont été évaluées à l'aide du test de corrélation r de Spearman. Les tests de comparaison des paramètres de biodégradation considérés pour chaque type de polymère ont été effectués à l'aide du test H de Kruskal-Wallis. Ces tests de comparaison ont été effectués entre les durées et les températures d'incubation, les volumes d'abondances cellulaires initiales et les valeurs initiales de pH des solutions de biodégradation.

II.2.5- Evaluation de l'effet du type de microorganisme et de plastique sur les paramètres de biodégradation

II.2.5.1- Evaluation de la dégradation des plastiques due uniquement à l'action des bactéries

Afin de déterminer la variation de masse propre à l'action enzymatique des 2 espèces bactériennes testées, nous avons considéré la diminution de masse due à la biodégradation notée M_b , et elle a été calculée suivant la formule :

M_b (g) = masse obtenue en présence de bactérie – masse obtenue en absence de bactérie.

La masse obtenue en présence de bactérie correspond à la masse des films de polymère retirés dans les flacons des lots test 1 et test 2. La masse obtenue en absence de bactérie correspond à la masse des films de polymère retirés dans les flacons du lot témoin. De plus, Les valeurs des paramètres de dégradation obtenus dans les flacons du lot témoin ont été comparées à celles des lots test 1 et test 2 à l'aide du test H de Kruskal Wallis et du test U de comparaison 2 à 2 de Mann Whitney.

II.2.5.2- Evaluation de l'effet du type de microorganisme sur les paramètres de biodégradation

L'évaluation de l'effet du type de microorganisme a été réalisée à travers les tests de comparaison. Les valeurs des paramètres de biodégradation considérés ci-dessus notamment la perte de masse, l'abondance cellulaire, le pH et la conductivité électrique du milieu, obtenues en présence de *P. aeruginosa* et *S. aureus* pour chaque type de polymère, ont été comparées à l'aide du test de comparaison H de Kruskal Wallis et du logiciel SPSS 25.0.

II.2.5.3- Evaluation de l'effet du type de plastique sur les paramètres de biodégradation

Dans le but de déterminer le polymère qui se dégrade plus rapidement en présence de chacune des 2 bactéries testées, nous avons effectué des tests de comparaison. Les valeurs des paramètres de biodégradation du PEBD et du PP pour chaque espèce bactérienne obtenues et à chaque condition expérimentale testée, ont été comparées à l'aide des tests de comparaison 2 à 2 W de Wilcoxon et du logiciel SPSS 25.0

II.2.6- Hiérarchisation de l'impact des facteurs influençant le processus de biodégradation de chaque plastique

Quatre paramètres environnementaux ont été optimisés au cours de tests de biodégradation. A partir des modèles linéaires mixtes (LMM) et du logiciel R version 4.0.2, nous avons procédé à une hiérarchisation décroissante de l'impact des paramètres environnementaux qui ont affecté le processus de biodégradation de chaque polymère.

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

III.1- Résultats

III.1.1-Biodégradation du PEBD en microcosme aquatique acide, neutre et basique par les bactéries *P. aeruginosa* et *S. aureus*

III.1.1.1-Variations temporelles des paramètres de biodégradation du PEBD en l'absence de cellule bactérienne

Les figures 16, 17 et 18 présentent les variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés (pH et conductivité électrique de la solution et masse des films de PEBD) en fonction des durées d'incubation et aux valeurs de pH initiales 5, 7 et 9 respectivement.

➤ Variations de pH

Lorsque le pH initial de la solution minérale était de 5, les valeurs moyennes de pH enregistrées dans les flacons témoins au cours de l'étude ont atteint 5,62, 5,69, 5,64 et 5,82 UC respectivement à 7, 23, 37 et 44 °C, après 10 jours d'incubation. A partir de 20 jours d'incubation, les valeurs moyennes de pH de la solution ont diminué progressivement et ceci à toutes les températures d'incubation. Les valeurs moyennes enregistrées après 60 jours d'incubation étaient de 5,01, 5, 4,96 et 5,08 UC successivement à 7, 23, 37 et 44 °C (figure 16).

A l'intérieur des solutions minérales de pH initial 7, les valeurs moyennes de pH ont diminué de 7 UC à 6,93, 6,98, 6,88 et 6,85 UC après 10 jours d'incubation, à 6,91, 6,93, 6,79 et 6,89 UC après 40 jours d'incubation et à 6,77, 6,71, 6,47 et 6,89 UC après 60 jours d'incubation, respectivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44 °C (figure 17).

Pour ce qui est des solutions de pH initial 9, les valeurs moyennes de pH ont varié d'une température d'incubation à l'autre tout au long de la période d'étude. Les valeurs moyennes de pH initialement de 9 ont diminué progressivement à 8,92, 8,7, 8,87 et 8,99 UC après 30 jours d'incubation et à 7,85, 7,99, 7,54 et 7,91 UC après 60 jours d'incubation, respectivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44 °C (figure 18).

➤ Variations de la conductivité électrique

Dans l'ensemble, les valeurs moyennes de la conductivité électrique de la solution ont augmenté progressivement avec l'augmentation de la durée d'incubation à pH initial 5. Elles ont fluctué de 2913 $\mu\text{S}/\text{cm}$ à moment initial à 3255, 3245, 3230 et 3230 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 10 jours, à 3700, 3600, 3675 et 3580 après 40 jours et à 3720, 3700, 3780 et 3720 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 60 jours

d'incubation respectivement à 7, 23, 37 et 44°C. Les valeurs moyennes les plus élevées de la conductivité électrique ont été observées sous 37°C (figure 16).

A pH initial 7, les valeurs moyennes de la conductivité électrique de la solution initialement de 2490 $\mu\text{S}/\text{cm}$, ont augmenté progressivement à 3255, 3165, 3265 et 3230 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 20 jours d'incubation et à 3505, 3440, 3520 et 3465 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 60 jours d'incubation successivement à 7, 23, 37 et 44°C (figure 17).

Les valeurs moyennes de la conductivité électrique de la solution ont également augmenté progressivement au cours de l'étude à la valeur de pH initial 9. Elles étaient initialement de 2804 $\mu\text{S}/\text{cm}$ et ont fluctué à 3480, 3420, 3685 et 3475 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 30 jours d'incubation et à 3220, 3335, 3200 et 3395 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 60 jours d'incubation, respectivement à 7, 23, 37 et 44°C (figure 18).

➤ Variations des masses des films de PEBD

En absence de cellules bactériennes et à pH initial 5, les valeurs moyennes des masses des films de PEBD initialement de 0,065 g, n'ont pas changé après 10 jours, 20 jours et 30 jours d'incubation et 40 jours d'incubation, et à toutes les températures d'incubation. Après 50 jours d'incubation, elles étaient de 0,064 g à 7, 23 et 37°C et de 0,065 g à 44°C. Après 60 jours d'incubation, les valeurs moyennes de masse enregistrées étaient de 0,064 g à toutes les températures d'incubation (figure 16).

De même, les valeurs moyennes de masse des films de PEBD à pH initial 7 ont peu varié au cours de l'étude. Initialement de 0,065 g, elles n'ont pas changé à toutes les températures d'incubation après 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours et 50 jours d'incubation. A 44°C, les valeurs moyennes de masse sont restées intactes même après 50 jours et 60 jours d'incubation (0,065g), pourtant à 7, 23 et 37°C, elles étaient de 0,064, 0,064 et 0,065 g après 50 jours et de 0,064, 0,064 et 0,064 g après 60 jours d'incubation respectivement (figure 17).

A pH initial 9 UC, les valeurs moyennes de masse n'ont pas fluctué tout au long de la période d'étude à 37 et 44°C. Aux températures d'incubation 7 et 23°C, elles n'ont également pas changé jusqu'à 50 jours d'incubation. Après 60 jours d'incubation, elles étaient de 0,064 et 0,064 g successivement à 7 et 23°C (figure 18).

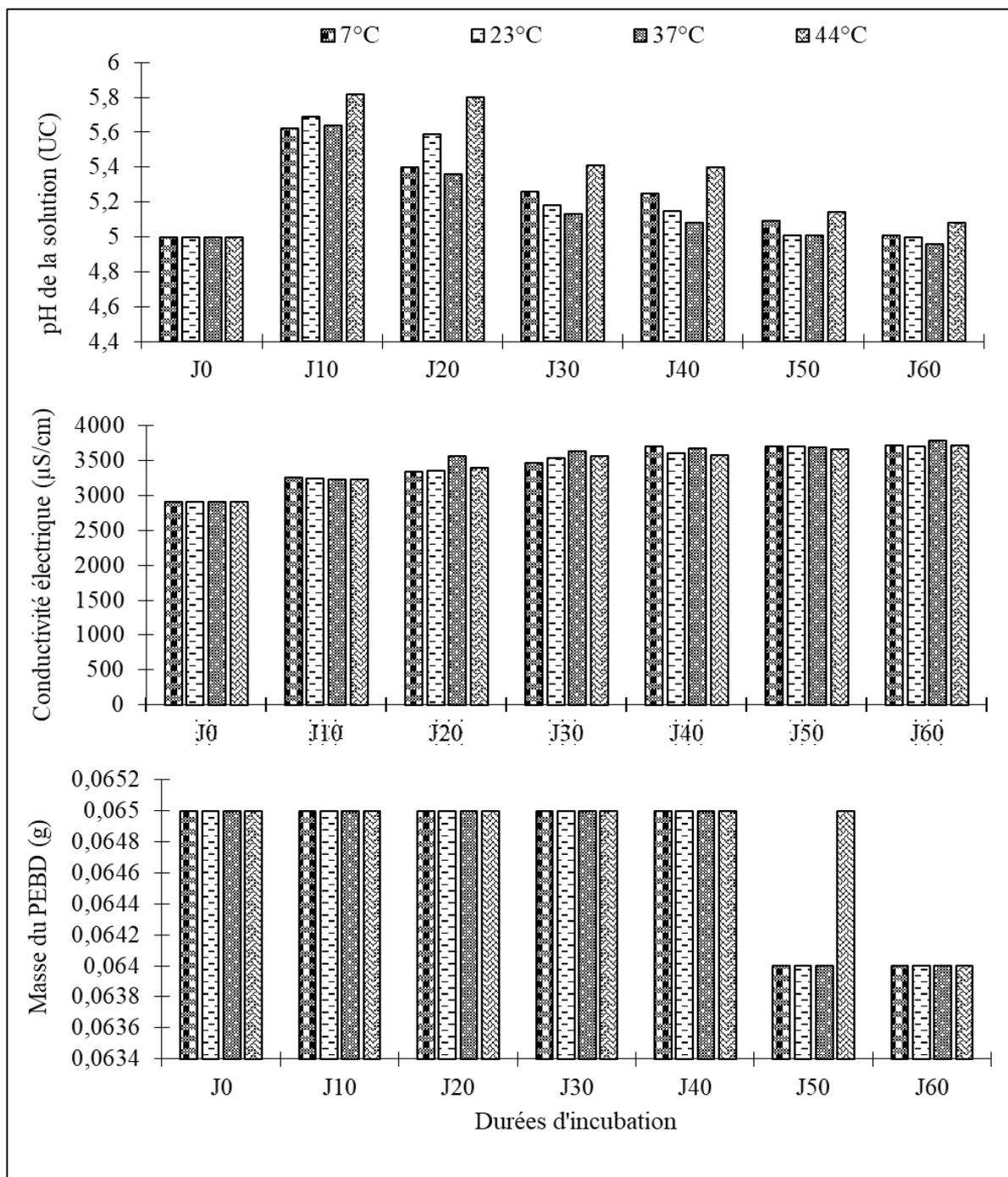


Figure 16: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés dans les flacons témoins à la valeur de pH initiale 5 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

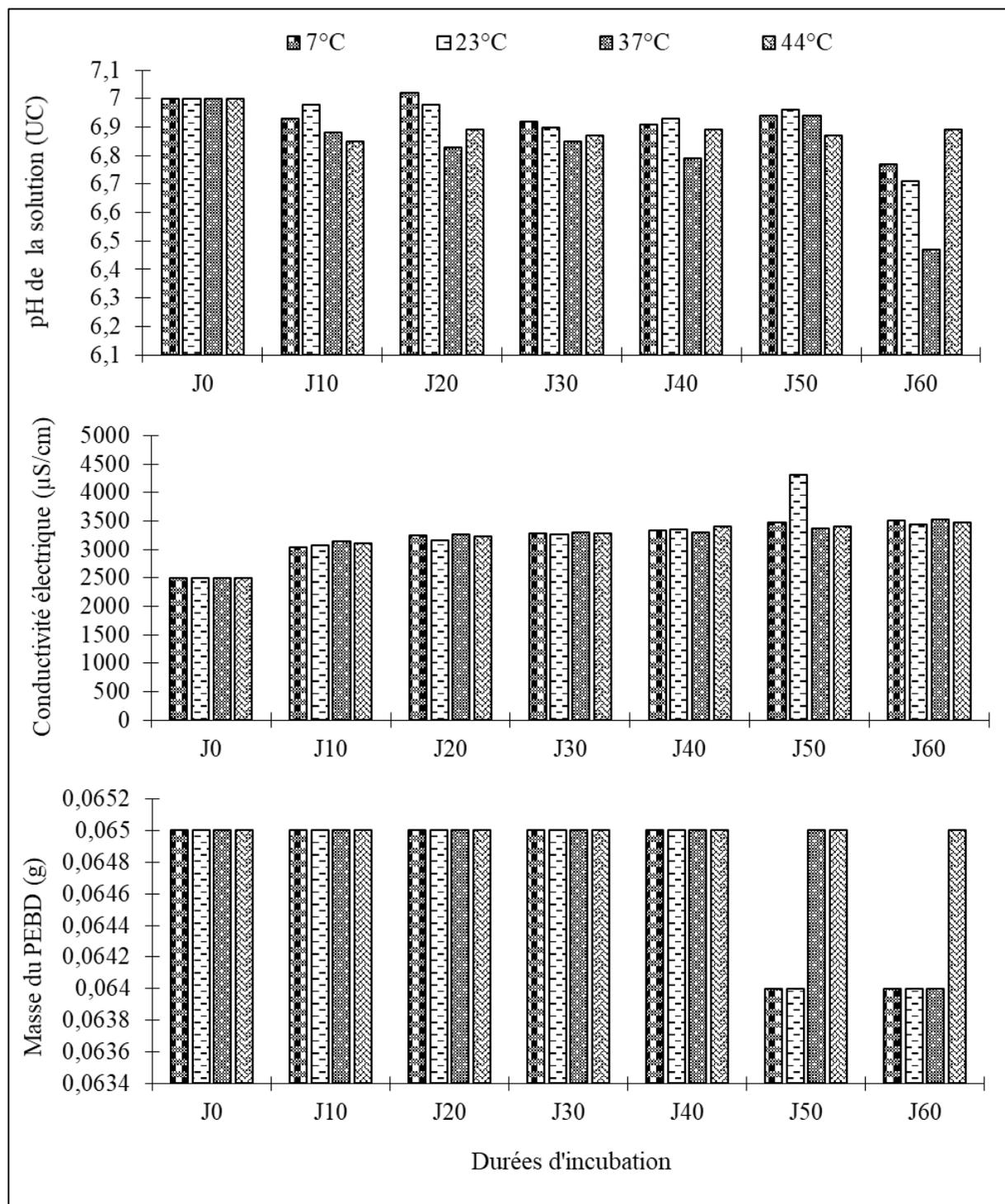


Figure 17: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés dans les flacons témoins à la valeur de pH initiale 7 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

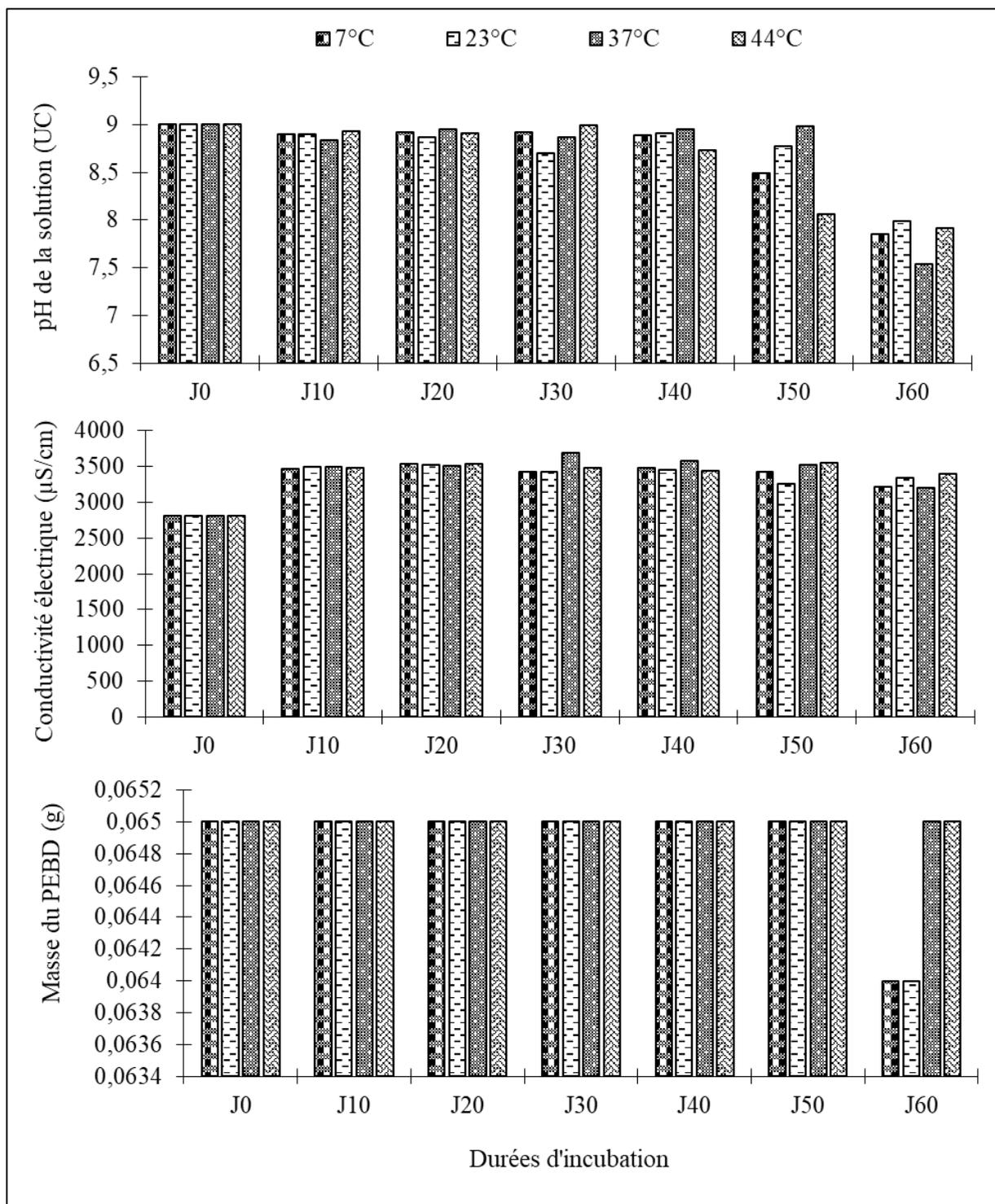


Figure 18: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés dans les flacons témoins à la valeur de pH initiale 9 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

III.1.1.2- Variations temporelles des valeurs des paramètres de biodégradation du PEBD mesurés en présence de la bactérie *P. aeruginosa*

III.1.1.2.1- En présence de 2 mL de la suspension de *P. aeruginosa*

Les figures 19, 20 et 21 ci-contre, présentent les variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres analysés (pH et conductivité électrique de la solution, masse du polymère et abondance cellulaire) en fonction de la durée d'incubation et des valeurs de pH initiales respectives 5, 7 et 9.

➤ Variations de pH

A la valeur de pH initiale 5, les valeurs moyennes de pH initialement de 5 UC ont augmenté à 5,51, 5,64, 5,5 et 5,98 UC, respectivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C après 10 jours d'incubation. A partir de 20 jours d'incubation, ces valeurs moyennes ont diminué progressivement avec l'augmentation de la durée d'incubation jusqu'à 5,05, 5,12, 5,08 et 5,17 UC et aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C respectivement, après 60 jours d'incubation (figure 19).

Dans l'ensemble, les valeurs moyennes de pH initialement de 7, ont diminué tout au long de la période d'incubation. Elles étaient de 6,93, 6,86, 6,89 et 6,9 UC après 10 jours, de 6,97, 6,89, 6,83 et 6,85 UC après 20 jours, de 7,1, 6,98, 6,85 et 6,87 UC après 30 jours, de 6,82, 6,85, 6,82 et 6,91 UC après 40 jours, de 6,91, 7,05, 6,9 et 6,92 UC après 50 jours d'incubation et de 6,87, 6,88, 6,85 et 6,84 UC après 60 jours d'incubation, respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C. La plus petite valeur (6,82) a été enregistrée à la température d'incubation 37°C, après 40 jours d'incubation (figure 20).

Les valeurs moyennes du pH de la solution initialement 9 ont baissé à 6,89, 6,68, 6,97 et 6,98 UC respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C, après 10 jours d'incubation. Après 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours d'incubation, les valeurs moyennes de pH de la solution oscillaient autour 6,80 UC. Les valeurs moyennes de 6,97, 6,73, 7,08, 6,97 UC ont été enregistrées après 60 jours d'incubation à 7, 23, 37 et 44°C respectivement (figure 21).

➤ Variations de la conductivité électrique

Dans l'ensemble, les valeurs moyennes de la conductivité électrique de la solution ont augmenté avec la durée d'incubation et la température d'incubation à la valeur de pH initiale 5. Elles étaient de 3435, 3425, 3480 et 3675 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 10 jours, de 3535, 3610, 3810 et 3695

$\mu\text{S}/\text{cm}$ après 20 jours, de 3645, 3710, 3825 et 3730 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 30 jours, de 3770, 3785, 3905 et 3730 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 40 jours, de 3800, 3795, 4075 et 3850 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 50 jours et de 4015, 4035, 4145 et 3965 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 60 jours d'incubation, respectivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C (figure 19).

De même, les valeurs moyennes de la conductivité électrique à pH initial 7, ont augmenté avec la durée d'incubation et suivant les températures d'incubation. Initialement de 3566 $\mu\text{S}/\text{cm}$, elles ont diminué à 3420, 3310, 3225 et 3345 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 10 jours d'incubation, respectivement à 7, 23, 37 et 44 °C, puis augmenté progressivement jusqu'à 4475, 3785, 3825 et 3925 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 60 jours d'incubation et aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C respectivement. Les valeurs les plus élevées ont été enregistrées à 7°C (4380, 4525 et 4475 $\mu\text{S}/\text{cm}$) après 40, 50 et 60 jours d'incubation (figure 20).

Les valeurs moyennes de la conductivité électrique initialement à 3028 $\mu\text{S}/\text{cm}$ à pH initial 9, ont également augmenté en fonction de l'augmentation de la durée d'incubation. A 7°C, les valeurs moyennes étaient de 3730, 3750, 3725, 3740, 3485 et 3375 $\mu\text{S}/\text{cm}$; à 23°C, les valeurs moyennes de conductivité électrique étaient de 3870, 3740, 3685, 3750, 3550 et 3460 $\mu\text{S}/\text{cm}$; à 37°C, elles étaient de 3740, 3745, 3730, 3690, 36650 et 3645 $\mu\text{S}/\text{cm}$ et à 44°C, elles étaient de 3815, 3830, 3860, 3735, 3725 et 3550 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours d'incubation respectivement (figure 21).

➤ Variations de la masse du plastique

Dans les solutions de pH initial 5, les valeurs moyennes de masse des films de PEBD ont diminué avec l'augmentation de la durée d'incubation et suivant des différentes températures d'incubation. Après 10 jours d'incubation, les valeurs moyennes de masse à 7, 37 et 44°C n'ont pas fluctué (0,065 g), tandis qu'à 23°C, elles ont diminué de 0,065 g à 0,064 g. Après 20 jours d'incubation, elles étaient de 0,064 g à 7, 23 et 37°C et de 0,065 g à 44°C. Après 30 et 40 jours d'incubation, elles étaient de 0,064 g à toutes les températures d'incubation. Après 60 jours d'incubation, les masses moyennes étaient de 0,062 g à 7 et 23°C et de 0,063 g aux températures d'incubation 37 et 44°C (figure 19).

A pH initial 7, les valeurs moyennes des films de PEBD n'ont pas changé dans les solutions à 7 et 44°C, après les durées d'incubation 10, 20, 30 et 40 jours. Elles étaient de 0,064 g après 50 jours d'incubation et de 0,064 g à 44°C, et 0,063 g à 7°C après 60 jours d'incubation.

Cependant, sous 23 et 37°C, on note une diminution progressive des masses à partir de 20 jours d'incubation, d'abord à 23°C, ensuite à 37°C. Après 60 jours d'incubation, les masses moyennes enregistrées étaient de 0,063 g à 23°C et de 0,064 g à 37°C (figure 20).

Après 10 jours, 20 jours et 30 jours d'incubation et mis en présence de *P. aeruginosa*, les poids moyens des films de PEBD à pH initial 9 étaient de 0,065 g comme à l'instant initial. Après 40 jours d'incubation, les poids moyens de PEBD étaient de 0,065 g à 7, 23 et 44°C et de 0,064 g à 37°C. Après 50 jours et 60 jours d'incubation, les poids moyens étaient de 0,064 g à toutes les températures d'incubation (figure 21).

➤ Variations des abondances cellulaires

A pH initial 5, les valeurs moyennes de l'abondance cellulaire dans l'ensemble, ont augmenté progressivement sous 7, 23 et 37°C, avec l'augmentation de la durée d'incubation. Initialement de 190×10^5 UFC/mL, elles de 1120, 1210 et 1540×10^5 UFC/mL après 60 jours d'incubation. A la température d'incubation 44°C, les abondances moyennes diminuent d'abord après 10 jours d'incubation, puis augmente progressivement jusqu'à atteindre un pic de 800×10^5 UFC/mL après 30 jours d'incubation. A partir de 40 jours d'incubation, on note une diminution des abondances cellulaires. La valeur la plus basse de 30×10^5 UFC/mL, a été notée à 44°C et après 50 jours d'incubation (figure 19).

De même, à pH initial 7 les valeurs moyennes d'abondance cellulaire initialement à 630×10^5 UFC/mL, ont oscillé d'une durée d'incubation à l'autre et suivant les différentes températures d'incubation. De façon générale, on note une augmentation des abondances cellulaires après 10 jours d'incubation à 7, 23 et 37°C de 630×10^5 UFC/mL à 880, 1000 et 1130×10^5 UFC/mL respectivement, suivi d'une diminution progressive des abondances jusqu'à 40 jours d'incubation. Après 50 jours d'incubation, on observe à nouveau du pic de croissance à ces 3 températures, suivi d'une baisse des abondances cellulaires après 60 jours d'incubation. A 44 °C, nous avons observé une diminution progressive des abondances cellulaires moyennes tout au long de l'étude (figure 20).

A pH initial 9, les valeurs moyennes d'abondance cellulaire se sont démarquées à 23 et 37°C, où on a observé une augmentation progressive de l'abondance cellulaire avec la durée d'incubation. Les valeurs moyennes initialement de 75×10^5 UFC/mL, étaient de 864 et 1169×10^5 UFC/mL après 60 jours d'incubation. Aux températures d'incubation 7 et 44°C, on a observé une augmentation des valeurs moyennes de l'abondance cellulaire de 75×10^5 UFC/mL

à 20 et 82×10^5 UFC/mL après 20 jours d'incubation, respectivement à 7 et 44°C. Tandis qu'après 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours d'incubation, les valeurs moyennes de l'abondance cellulaire ont plutôt diminué (figure 21).

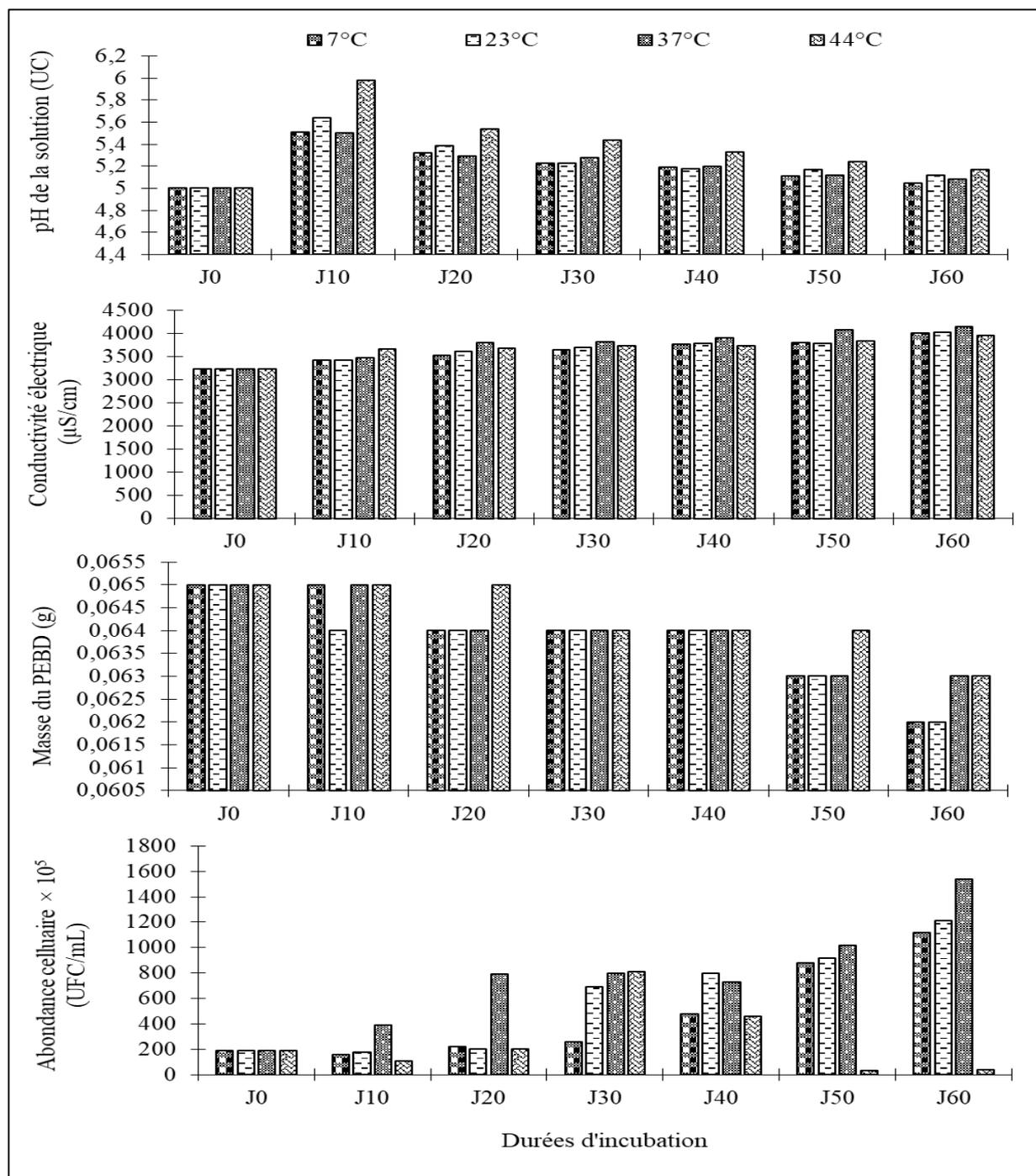


Figure 19: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PEBD par 2 mL de la suspension de *P. aeruginosa*, au pH initial 5 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

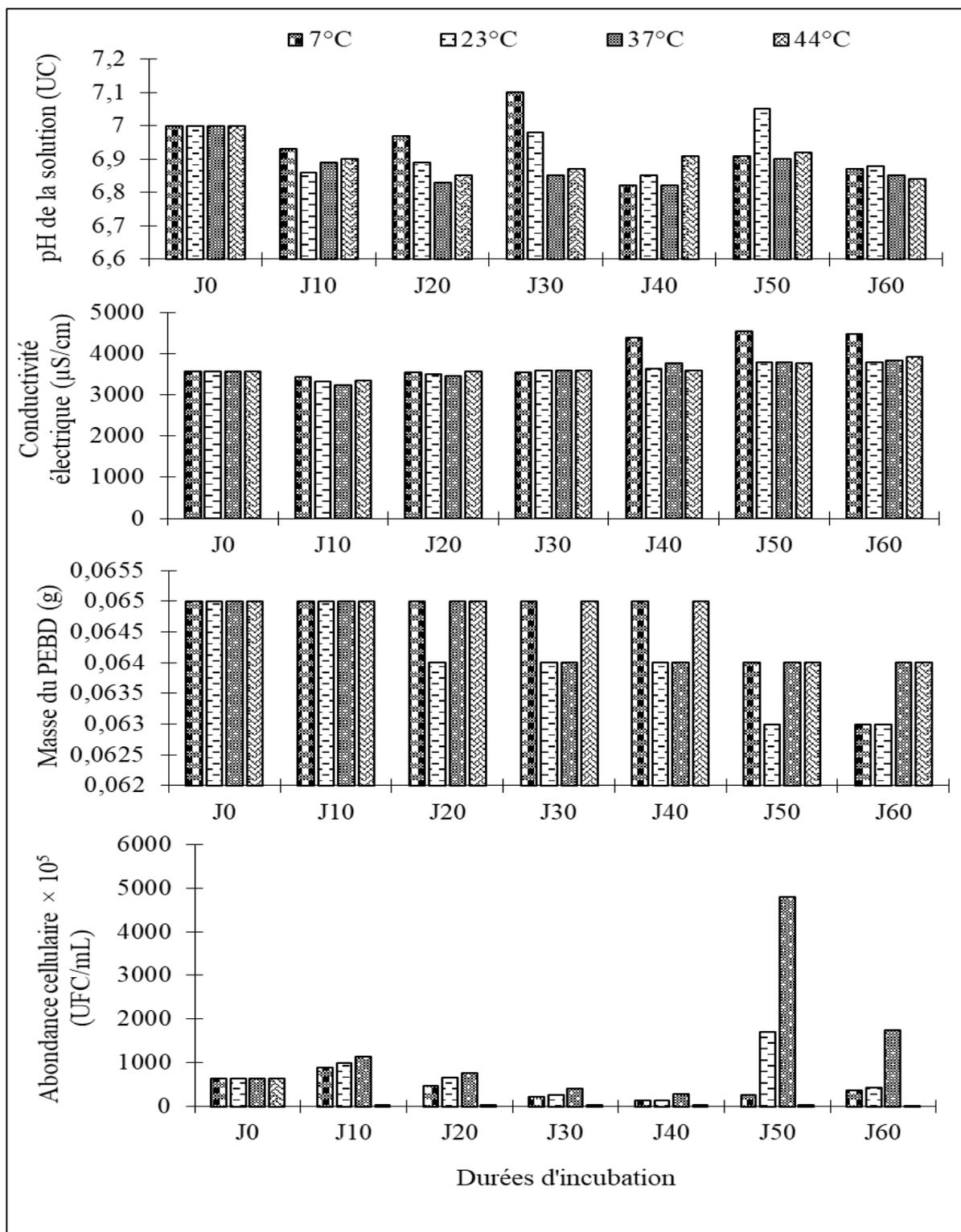


Figure 20: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PEBD par 2 mL de la suspension de *P. aeruginosa*, au pH initial 7 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

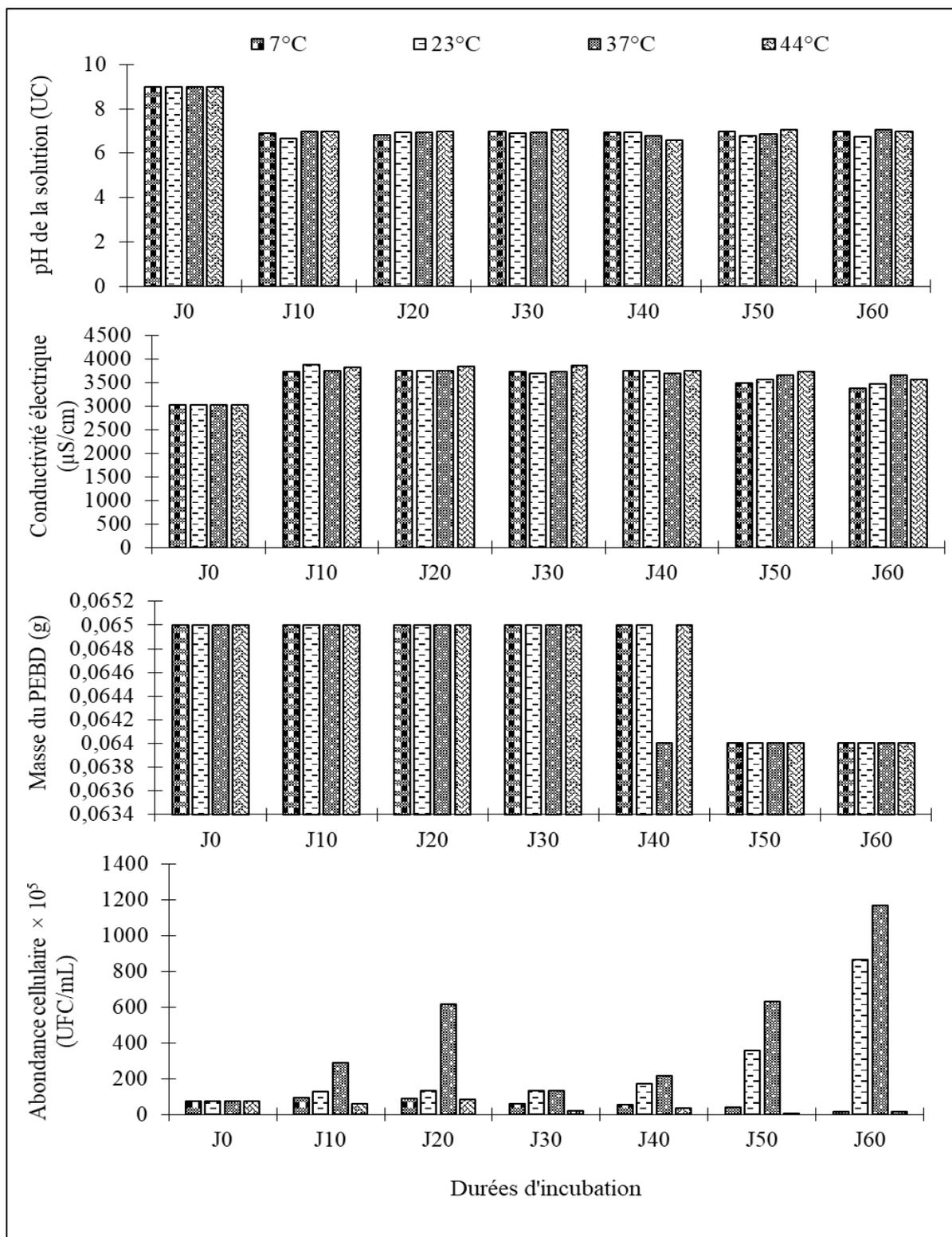


Figure 21: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PEBD par 2 mL de la suspension de *P. aeruginosa*, au pH initial 9 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

III.1.1.2.2- En présence de 5 mL de la suspension de *P. aeruginosa*

En présence de 5 mL de la suspension de *P. aeruginosa* et les films de PEBD, les paramètres analysés pendant la période d'étude ont varié d'une température à l'autre et d'une valeur de pH initial à l'autre. Les figures 22, 23 et 24 ci-après présentent les variations temporelles de ces paramètres en fonction de la durée d'incubation et à chaque valeur de pH initial respective.

➤ Variations de pH

A la valeur de pH initiale 5 (figure 22), les valeurs moyennes du pH de la solution initialement à 5 UC ont d'abord augmenté à 5,34, 5,42, 5,51 et 5,53 UC après 10 jours, respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C. Cependant, à partir 20 jours d'incubation, elles ont légèrement et progressivement diminué et ceci le reste de jours d'incubation. Après 60 jours d'incubation, elles étaient de 5,13, 5,13, 5,02 et 5,19 UC, respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C.

De même, les valeurs moyennes de pH de la solution ont diminué avec l'augmentation de la durée d'incubation à la valeur de pH initiale 7. Elles étaient de 6,9, 6,89, 6,85 et 6,9 UC après 10 jours d'incubation, de 7,06, 6,93, 6,75 et 6,85 UC après 20 jours d'incubation, de 7,05, 6,97, 6,84 et 7,04 UC après 30 jours d'incubation, de 6,8, 6,62, 6,75 et 6,82 UC après 40 jours, de 6,87, 6,74, 6,76 et 6,57 UC après 50 jours d'incubation et de 6,78, 6,85, 6,7 et 6,89 UC après 60 jours d'incubation, respectivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C (figure 23).

Les valeurs moyennes de pH de la solution initialement à 9 ont d'abord baissé à 6,83, 6,88, 6,85 et 6,15 UC après 10 jours d'incubation, respectivement à 7, 23, 37 et 44°C. De 20 à 60 jours d'incubation, les valeurs ont moins fluctué et elles ont oscillé autour de 6,80 UC. Après 60 jours d'incubation, elles étaient de 6,79, 6,8, 6,74 et 6,89 UC, respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C (figure 24).

➤ Variations de la conductivité électrique

Les valeurs moyennes de la conductivité électrique à pH initial 5, ont augmenté avec l'augmentation de la durée d'incubation et suivant les différentes températures d'incubation. A la température d'incubation 7°C, les valeurs moyennes initialement à 3780 $\mu\text{S}/\text{cm}$, étaient de 3780, 3820, 3940, 4025, 4060 et de 4455 $\mu\text{S}/\text{cm}$, respectivement après 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours d'incubation. Il en a été de même de celles enregistrées sous 23 et 37°C. Toutefois, sous 44°C, on a observé des oscillations des valeurs moyennes de la

conductivité électrique. Elles étaient de 4290, 4090, 4060, 4160, 4115 et de 3845 $\mu\text{S}/\text{cm}$ respectivement après 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours d'incubation. La valeur la plus élevée (4455 $\mu\text{S}/\text{cm}$) a été enregistrée sous 7°C, après 60 jours d'incubation (figure 22).

A pH initial 7, les valeurs moyennes de la conductivité électrique ont oscillé d'une durée d'incubation à l'autre et en fonction de la température d'incubation ; mais de façon générale, elles ont augmenté avec l'augmentation de la durée d'incubation. Sous 7°C, elles étaient de 3625, 3755, 3905, 5045, 4675 et 5605 $\mu\text{S}/\text{cm}$ et sous 23°C, elles étaient de 3735, 3765, 3880, 4795, 5385 et 5525 $\mu\text{S}/\text{cm}$, successivement après 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours d'incubation. La même observation a été faite aux températures d'incubation 37 et 44°C. Les valeurs moyennes la plus élevée (5605 $\mu\text{S}/\text{cm}$) et la plus basse (3420 $\mu\text{S}/\text{cm}$) ont été enregistrées respectivement sous 7°C après 60 jours d'incubation et sous 37°C après 10 jours d'incubation (figure 23).

Initialement 3298 $\mu\text{S}/\text{cm}$ à pH initial 9 UC, les valeurs moyennes de la conductivité électrique ont augmenté progressivement avec l'augmentation de la durée d'incubation jusqu'à 40 jours d'incubation (4020, 4070, 4185 et 4065 $\mu\text{S}/\text{cm}$ respectivement à 7, 23, 37 et 44°C), puis baissé après 50 jours (3945, 4035, 4015 et 4000 $\mu\text{S}/\text{cm}$, à 7, 23, 37 et 44°C respectivement) et 60 jours d'incubation (3710, 3755, 3915 et 3930 $\mu\text{S}/\text{cm}$, respectivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C) (figure 24).

➤ Variations de la masse du plastique

Pour ce qui est des valeurs moyennes de la masse des films de PEBD, elles ont diminué dans l'ensemble avec l'augmentation de la durée d'incubation à pH initial 5. La valeur initiale de à 0,064, 0,063, 0,064 et 0,064 g après 30 jours et à 0,064, 0,063, 0,064 et à 0,062, 0,061, 0,063 et 0,063 g après 60 jours d'incubation, respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C. La plus petite masse moyenne (0,061 g) a été notée sous 23°C après 50 jours d'incubation (figure 22).

A pH initial 7, aucun changement n'a été observé sur la masse du plastique après 10 et 20 jours d'incubation et à toutes les températures d'incubation. Après 30 jours d'incubation, les masses ont baissé de 0,065 g à 0,064 g à 23°C. Après 40 jours d'incubation, elles étaient de 0,064, 0,064, 0,064 et 0,064 g, de 0,064, 0,063, 0,064 et de 0,064 g après 50 jours d'incubation et de 0,064, 0,063, 0,064 et de 0,064 g après 60 jours d'incubation respectivement

à 7, 23, 37 et 44°C. La valeur moyenne de masse la plus basse (0,063 g) a été enregistrée sous 23°C après 60 jours d'incubation (figure 23).

A pH initial 9, les valeurs moyennes de masse des films de PEBD n'ont pas changé après 10 jours, 20 jours et 30 jours d'incubation et ceci à toutes les températures d'incubation. Elles étaient de 0,064, 0,064, 0,065 et 0,064 g après 40 jours d'incubation, de 0,064, 0,063, 0,064 et de 0,064 g après 50 jours d'incubation et de 0,064, 0,063, 0,063 et de 0,063 g après 60 jours d'incubation respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C. La plus petite masse (0,063 g) a été enregistrée après 60 jours d'incubation sous 23, 37 et 44°C (figure 24).

➤ Variations de l'abondance cellulaire

Dans les solutions à pH initial 5, les valeurs moyennes d'abondance cellulaire ont augmenté et diminué suivant les différentes températures d'incubation et en fonction de la durée d'incubation. Aux températures d'incubation 23 et 37°C, à partir de l'abondance moyenne initiale de 36×10^6 UFC/mL, on a observé une augmentation des valeurs moyennes à 8050 et 217×10^6 UFC/mL après 40 jours d'incubation, puis à 700 et 424×10^6 UFC/mL après 60 jours d'incubation respectivement. A 44°C, les abondances cellulaires moyennes ont été relativement faibles au cours de l'étude. Par contre sous 7°C, les abondances cellulaires ont d'abord diminué de 36×10^6 UFC/mL à 22×10^6 UFC/mL après 10 jours d'incubation, puis augmenté progressivement à 131×10^6 UFC/mL, notée après 60 jours d'incubation (figure 22).

A pH initial 7, les valeurs moyennes d'abondance cellulaire ont également oscillé d'une température d'incubation à l'autre et en fonction des durées d'incubation. A 7, 23 et 37°C, on note une augmentation graduelle des valeurs moyennes d'abondance de 150×10^6 UFC/mL à 303, 142 et 416×10^6 UFC/mL, enregistrées après 20 jours d'incubation respectivement à 7, 23 et 37°C. Après 30 jours et 40 jours d'incubation, les abondances cellulaires ont diminué à ces 3 températures, puis augmenté après 50 jours d'incubation et diminué à nouveau après 60 jours d'incubation. Sous 44°C, les abondances cellulaires étaient relativement basses tout au long de la période d'étude. L'abondance moyenne la plus élevée de 1440×10^6 UFC/mL a été enregistrée sous 37°C après 50 jours d'incubation (figure 23).

A pH initial 9 et 0 23 et 37°C, initialement de 15×10^6 UFC/mL, les abondances cellulaires moyennes ont augmenté progressivement au cours de la période d'incubation. Elles étaient de 398 et 754×10^6 UFC/ mL, après 60 jours d'incubation respectivement à 23 et 37°C. A 7 et 44°C, les abondances cellulaires ont augmenté progressivement de à 121 et 130×10^6

UFC/mL, enregistrées après 20 jours d'incubation. A 44°C, les abondances cellulaires ont diminué le reste de jours d'incubation. La valeur la plus basse de 2×10^6 UFC/mL a été observée après 50 jours d'incubation. Cependant à 7°C, on note une diminution des valeurs moyennes d'abondance après 30 et 40 jours, suivi d'un autre pic de croissance après 50 et 60 jours d'incubation. Après 60 jours d'incubation, la valeur la plus élevée (754×10^6 UFC/mL) a été noté sous 23°C (figure 24).

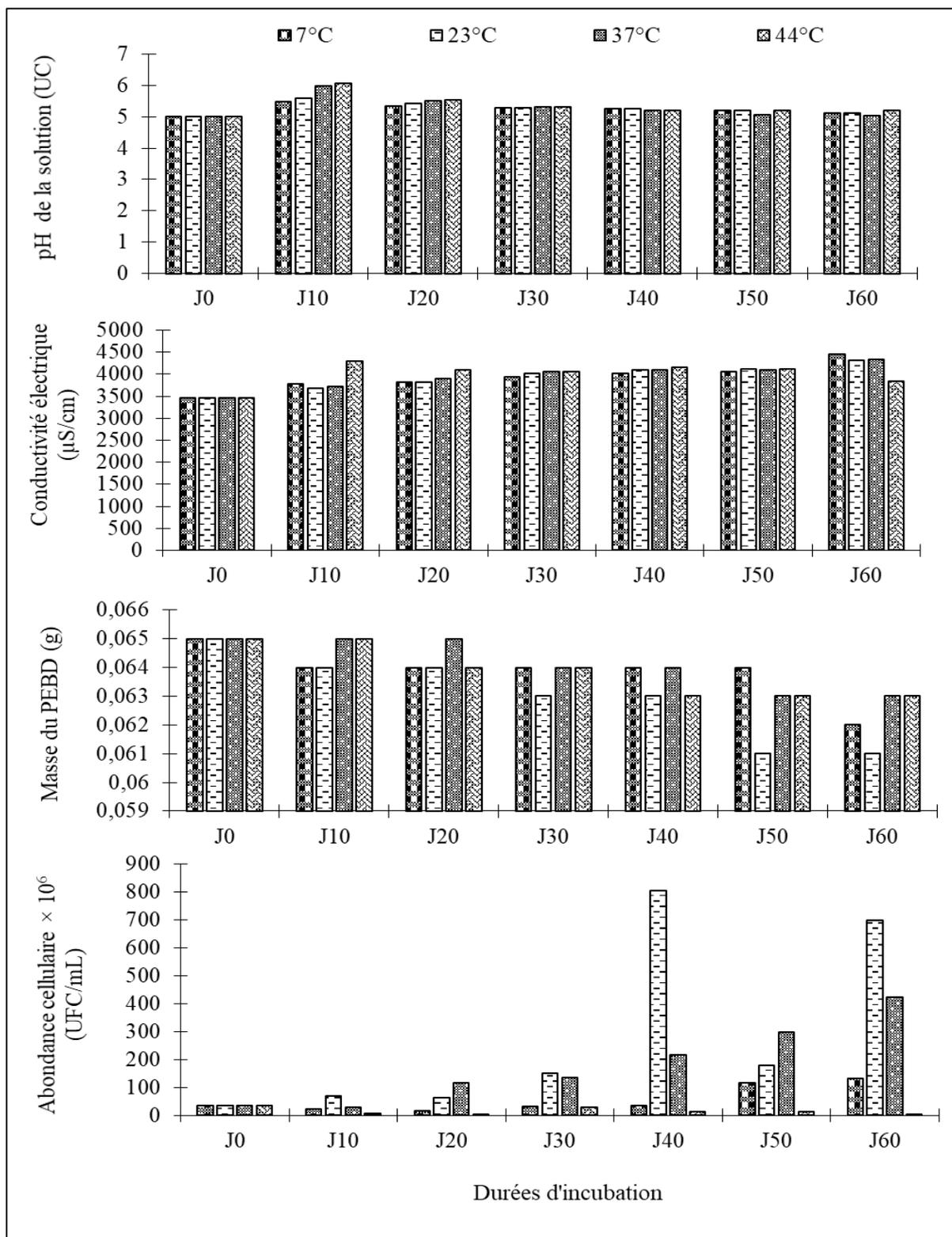


Figure 22: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PEBD par 5 mL de la suspension de *P. aeruginosa*, au pH initial 5 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

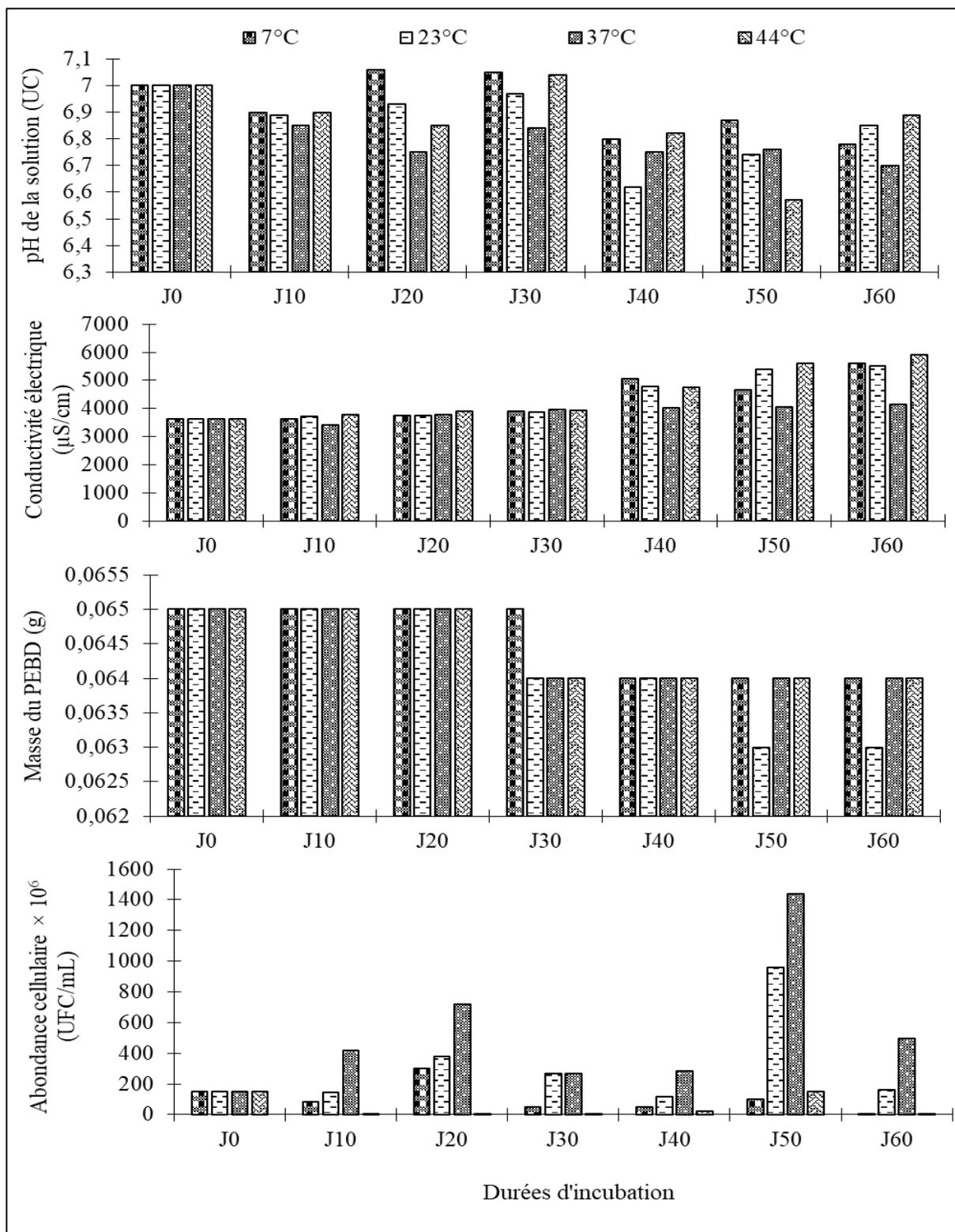


Figure 23: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PEBD par 5 mL de la suspension de *P. aeruginosa*, au pH initial 7 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

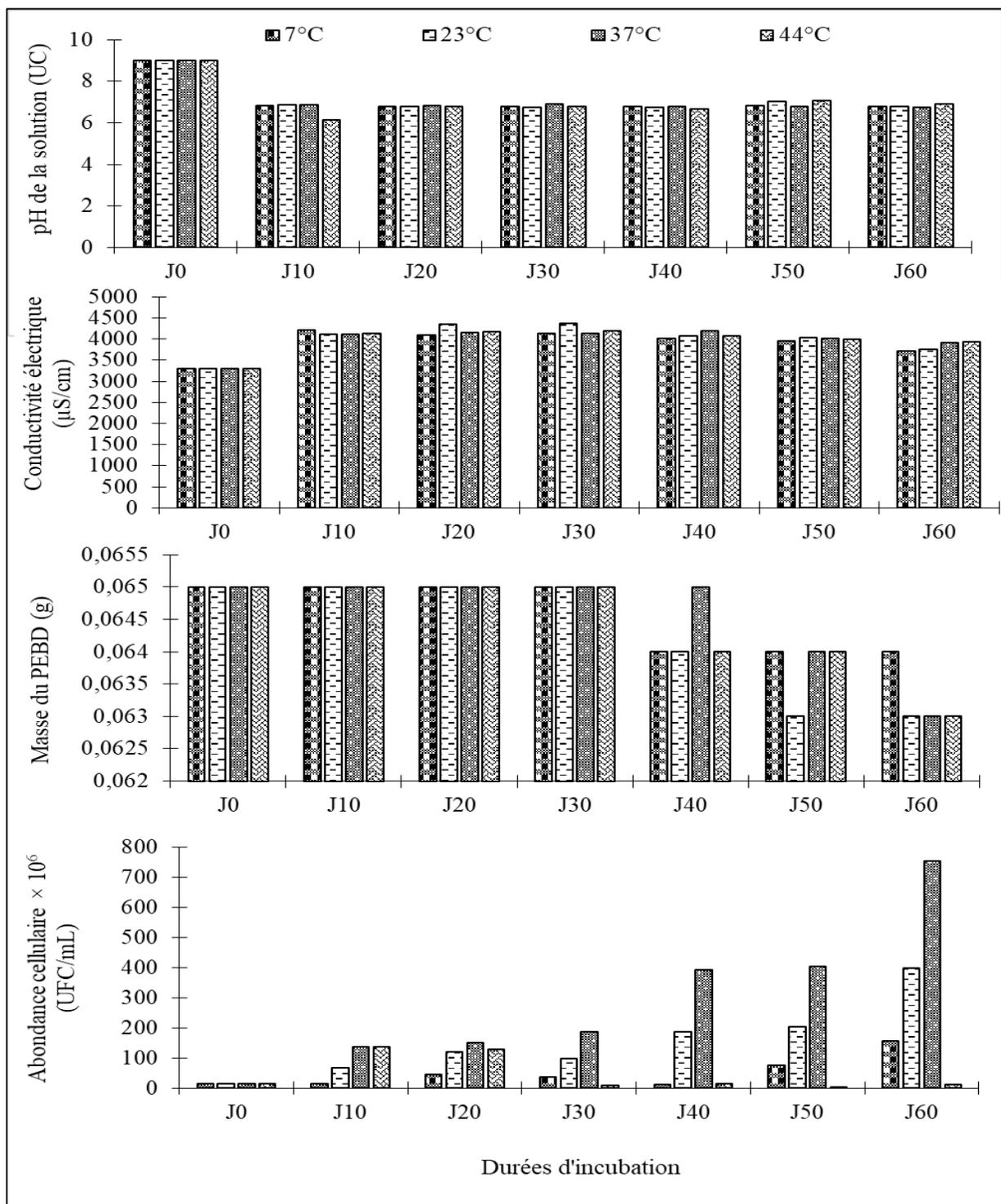


Figure 24: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PEBD par 5 mL de la suspension de *P. aeruginosa*, au pH initial 9 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

III.1.1.3-Variations temporelles des valeurs des paramètres de biodégradation du PEBD mesurés en présence de la bactérie *S. aureus*

III.1.1.3.1- En présence 2 mL de la suspension de *S. aureus*

Les figures 25, 26 et 27 présentent les variations temporelles des paramètres analysés respectivement à pH initial 5, 7 et 9 et en fonction de la durée d'incubation lorsque les films de PEBD ont été mis en présence de la bactérie *S. aureus*.

➤ Variations de pH

A la valeur de pH initial 5 (figure 23), les valeurs moyennes de pH ont fluctué d'une durée d'incubation à l'autre et suivant les températures d'incubation. Les valeurs moyennes de pH de la solution, initialement à 5 UC ont diminué au cours de l'étude. Aux températures d'incubation 7 et 23 °C, elles étaient de 4,13 et 4,01 UC après 10 jours d'incubation, de 3,75 et 4,14 UC après 20 jours d'incubation, de 3,75 et 3,87 UC après 30 jours d'incubation, de 3,94 et 3,85 UC après 40 jours d'incubation, de 3,85 et 4,07 après 50 jours d'incubation, de 3,76 et de 4,06 UC après 60 jours d'incubation. La même observation a été faite sous 37 et 44°C (figure 25).

Les valeurs de pH initialement à 7, ont diminué globalement en fonction de la durée d'incubation et suivant les températures d'incubation. Elles étaient de 6,86, 6,9, 6,91 et 6,97 UC après 10 jours d'incubation, de 6,9, 6,91, 6,91 et 6,95 UC après 20 jours d'incubation, de 7,15, 6,85, 7,12 et 7,22 UC après 30 jours d'incubation, de 6,12, 6,88, 6,91 et 6,11 UC après 40 jours d'incubation, de 6,14, 6,09, 6,05 et 6,12 UC après 50 jours d'incubation et de 6,17, 6,14, 6,04 et 6,05 UC après 60 jours d'incubation, respectivement sous 7, 23, 37 et 44 °C (figure 26).

Les valeurs moyennes de pH des solutions, initialement à 9 ont diminué progressivement tout au long de l'étude. Elles étaient de 8,5, 8,47, 8,35 et 8,63 UC après 10 jours d'incubation, de 8,38, 8,26, 8,12 et 8,46 UC après 40 jours d'incubation et de 8,01, 8,04, 7,84 et 7,82 UC après 60 jours d'incubation, respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C (figure 27).

➤ Variations de la conductivité électrique

Dans l'ensemble, les valeurs moyennes de la conductivité électrique de la solution ont augmenté avec l'augmentation de la durée d'incubation et suivant les températures d'incubation à pH initial 5. Initialement de 3182 $\mu\text{S}/\text{cm}$, elles étaient de 3450, 3180, 3765 et 3210 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 10 jours d'incubation, de 3610, 3420, 3800 et 3660 après 20 jours d'incubation, de 3820,

3900, 3835 et 3680 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 30 jours d'incubation, de 3920, 4110, 4105 et 4090 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 40 jours d'incubation et de 3940, 4140, 4145 et 4235 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 60 jours d'incubation successivement sous 7, 23, 37 et 44°C (figure 25).

Les valeurs moyennes de la conductivité électrique ont également augmenté dans l'ensemble avec l'augmentation de la durée d'incubation et suivant les températures d'incubation, à pH initial 7. Initialement de 3127 $\mu\text{S}/\text{cm}$, les valeurs moyennes de la conductivité électrique ont fluctué à 3830, 3965, 3855 et 4010 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 30 jours d'incubation, puis à 3940, 4290, 4055 et 4565 après 60 jours d'incubation, respectivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C. La valeur la plus élevée (4565 $\mu\text{S}/\text{cm}$) après 60 jours d'incubation a été enregistrée sous 44°C et la plus basse (3940 $\mu\text{S}/\text{cm}$) sous 7°C (figure 26).

A pH initial 9, les valeurs moyennes de la conductivité électrique initialement à 2857 $\mu\text{S}/\text{cm}$, ont augmenté avec l'augmentation de la durée d'incubation. A 7 et 23°C elles étaient de 3290 et 3305 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 10 jours d'incubation, de 3375 et 3420 après 20 jours d'incubation, de 3415 et 3430 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 30 jours d'incubation, de 3415 et 3445 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 40 jours d'incubation, de 3485 et 3505 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 50 jours d'incubation et de 3725 et 3510 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 60 jours d'incubation respectivement. La même observation a été faite sous 37 et 44°C (figure 27).

➤ Variations de la masse des films de PEBD

Les valeurs moyennes de masse des films de PEBD quant à elles, ont diminué avec l'augmentation de la durée d'incubation et suivant les différentes températures d'incubation à pH initial 5. Sous 7°C, elles étaient de 0,065, 0,063 et de 0,062 g après 10 jours, 30 jours et 60 jours d'incubation respectivement. A la température d'incubation 23°C, elles étaient de 0,064, 0,063 et de 0,062 g ; A 37°C, elles étaient de 0,065, 0,064 et de 0,062 g et sous 44°C, elles étaient de 0,064, 0,063 et de 0,063 g successivement après 10 jours, 30 jours et 60 jours d'incubation. La valeur la plus petite (0,062 g) a été observée sous 7 et 23°C après 60 jours et sous 37°C après 50 jours d'incubation (figure 25).

De façon générale, on a observé une diminution des valeurs moyennes des masses des films de PEBD avec l'augmentation de la durée d'incubation à pH initial 7. Les valeurs moyennes initialement à 0,065 g n'ont pas changé après 10 jours d'incubation et ceci à toutes les températures d'incubation. Après 20 jours d'incubation, ce n'est que sous 37°C, que les

valeurs moyennes ont baissé de 0,065 g à 0,064 g. Après 30 jours, les fluctuations ont été observées sous 37 et 44°C. Les valeurs moyennes enregistrées étaient de 0,064, 0,063, 0,063 et 0,064 g après 40 jours d'incubation et de 0,063, 0,062, 0,062 et 0,062 g après 60 jours d'incubation respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C. La valeur de masse la plus petite (0,062 g) a été enregistrée sous 23, 37 et 44°C (figure 26).

A pH initial 9, les valeurs moyennes des masses des films de PEBD au cours de l'étude ont progressivement diminué avec l'augmentation de la durée d'incubation. Partant de 0,065 g, elles étaient de 0,063, 0,063, 0,064 et 0,065 g après 10 jours, de 0,063, 0,063, 0,063 et 0,064 g après 30 jours et de 0,062, 0,061, 0,062 et 0,062 g après 60 jours d'incubation, respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C. La plus valeur moyenne la plus basse (0,061 g) après 60 jours a été enregistrée sous 23°C (figure 27).

➤ Variations des abondances cellulaires

Pour ce qui est des valeurs moyennes de l'abondance cellulaire et à pH initial 5, on a observé une augmentation des abondances cellulaires de 60×10^5 UFC/mL à 80×10^5 UFC/mL après 30 jours d'incubation à 7°C et à 250, 670 et 120×10^5 UFC/mL après 50 jours d'incubation sous 23, 37 et 44°C respectivement. Après 60 jours de contact avec le polymère, les abondances cellulaires étaient de 30, 230, 650 et 60×10^5 UFC/mL, successivement sous 7, 23, 37 et 44°C (figure 25).

A pH initial 7, les valeurs moyennes de l'abondance cellulaire ont augmenté dans l'ensemble avec l'augmentation de la durée d'incubation et suivant les températures d'incubation. Initialement de 178×10^5 UFC/mL, elles ont augmenté à 790, 890, 1098 et 400×10^5 UFC/mL après 60 jours d'incubation respectivement à 7, 23, 37 et 44°C. De plus, à une même durée d'incubation, on note une hausse des valeurs moyennes d'abondance de 7°C à 37°C. Après 60 jours d'incubation, la valeur la plus élevée de 1098×10^5 UFC/mL a été enregistrée sous 23°C et la valeur la plus basse sous 44°C (8×10^5 UFC/mL) (figure 26).

A pH initial 9, les abondances cellulaires moyennes initialement de 40×10^5 UFC/mL ont beaucoup fluctué en fonction de la durée et de la température d'incubation. A 7, 23 et 37°C, on a observé une augmentation des abondances cellulaires tout au long de la période d'étude, avec un pic de décroissance à 7°C après 50 jours d'incubation. Les valeurs moyennes enregistrées étaient de 50, 400 et 165×10^5 UFC/mL, respectivement aux températures 7, 23 et 37°C. A 44°C, les abondances étaient relativement faibles au cours de l'étude. Des pics de

croissance de 54 et 70×10^5 UFC/mL ont été observés après 30 et 40 jours de contact respectivement (figure 27).

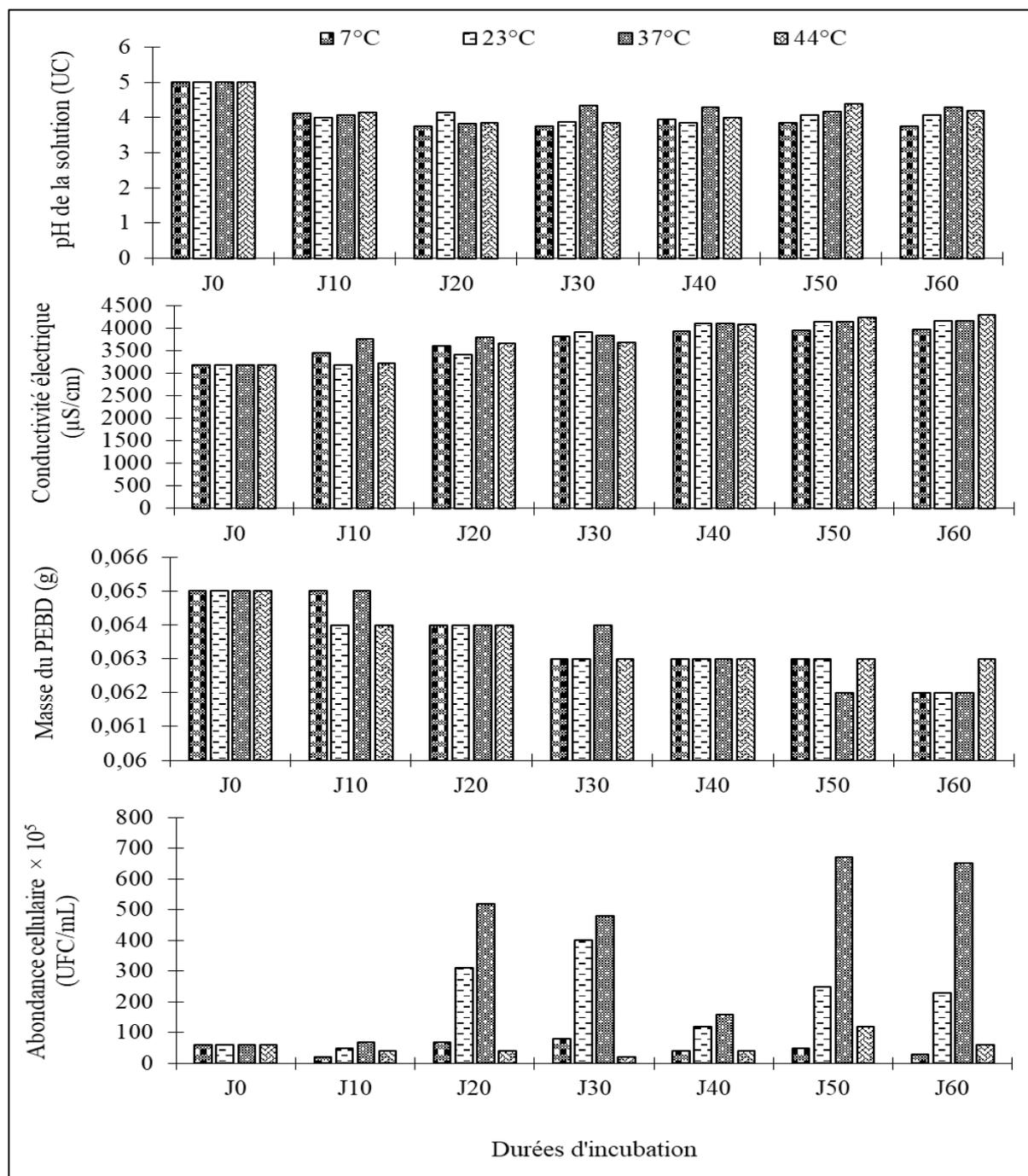


Figure 25: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PEBD par 2 mL de la suspension de *S. aureus*, au pH initial 5 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

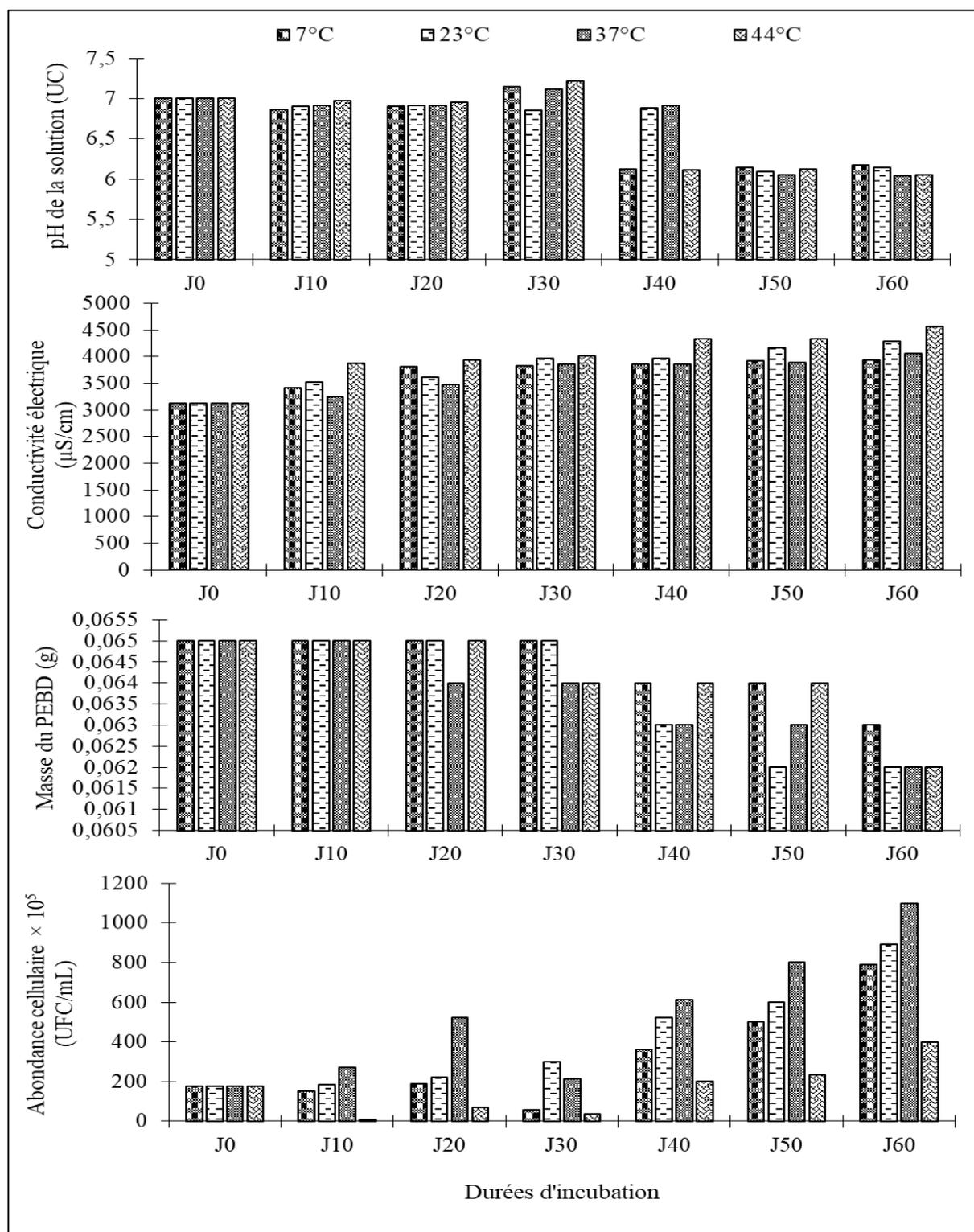


Figure 26: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PEBD par 2 mL de la suspension cellulaire de *S. aureus*, au pH initial 7 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

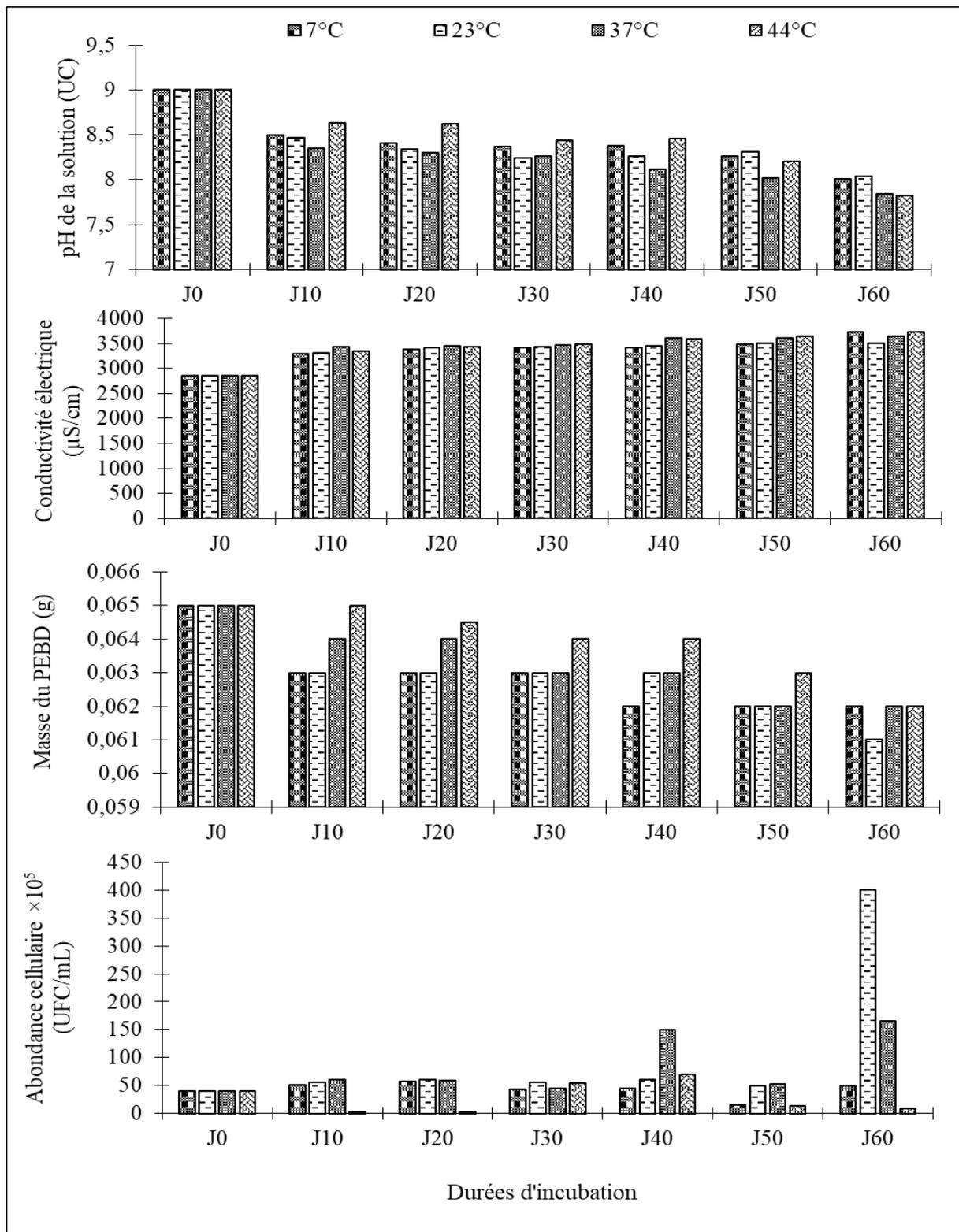


Figure 27: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PEBD par 2 mL de la suspension cellulaire de *S. aureus*, au pH initial 9 et fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

III.1.1.3.2- En présence de 5 mL de la suspension de *S. aureus*

Les figures 28, 29 et 30 ci-après présentent les variations temporelles des valeurs moyennes de pH, de la conductivité électrique de la solution de biodégradation, de la masse des films de PEBD et de l'abondance cellulaire en fonction de la durée d'incubation et suivant les valeurs de pH initial de la solution 5, 7 et 9 respectivement. Les paramètres analysés ont fluctué d'une durée d'incubation à l'autre et d'une température d'incubation à l'autre.

➤ Variations de pH

A la valeur de pH 5 UC (figure 28), les valeurs moyennes de pH de la solution, ont d'abord augmenté après 10 jours d'incubation, puis elles ont relativement diminué le reste de jours d'incubation. Elles étaient de 5,34, 5,42, 5,51 et 5,53 UC après 10 jours d'incubation, de 5,25, 5,25, 5,21 et 5,21 UC après 30 jours et de 5,13, 5,13, 5,02 et 5,19 UC après 60 jours d'incubation.

Aux températures d'incubation 7 et 23°C, les valeurs moyennes de pH initialement de 7 UC ont baissé après 10 jours d'incubation à 6,9 et 6,89 UC, puis augmenté à 7,06 et 6,93 UC et à 7,05 et 6,97 UC respectivement après 20 jours et 30 jours d'incubation. Après 40 jours, 50 jours et 60 jours d'incubation, on a observé à nouveau une baisse relative des valeurs moyennes de pH de la solution. Sous 37 et 44°C, les valeurs moyennes de pH de la solution ont baissé progressivement tout au long de la période d'incubation (figure 29).

A pH initial 9, les valeurs moyennes de pH de la solution ont diminué dans l'ensemble par rapport à l'instant de départ. Elles étaient de 6,78, 6,76, 6,9 et 6,79 UC après 30 jours d'incubation, de 6,84, 7,04, 6,8 et 7,06 UC après 50 jours d'incubation et de 6,79, 6,8, 6,74 et 6,89 UC après 60 jours d'incubation, respectivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C (figure 30).

➤ Variations de la conductivité électrique

Les valeurs moyennes de la conductivité électrique ont progressivement augmenté avec la durée d'incubation à pH initial 5, ceci à toutes les températures d'incubation. On a noté toute fois une légère diminution de la valeur moyenne sous 44°C après 60 jours d'incubation. Sous 7°C, partant de 3461 $\mu\text{S}/\text{cm}$ à l'instant initial, elles ont haussé à 3780, 3820, 3940, 4025, 4060 et 4455 $\mu\text{S}/\text{cm}$ successivement après 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours d'incubation. Il en est de même des valeurs moyennes de la conductivité électrique enregistrées sous 23 et 37°C (figure 28).

Les valeurs moyennes de conductivité électrique initialement à 3639 $\mu\text{S}/\text{cm}$ à pH initial 7 ont augmenté progressivement avec la durée d'incubation. Sous 7 et 23°C, elles étaient de 3625 et 3735 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 10 jours d'incubation, de 3755 et 3765 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 20 jours, de 3905 et 3880 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 30 jours, de 5045 et 4795 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 40 jours, de 4675 et 5385 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 50 jours et de 5605 et 5525 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 60 jours d'incubation respectivement. La même observation a été faite aux températures d'incubation 37 et 44°C. La valeur moyenne la plus élevée de 5900 $\mu\text{S}/\text{cm}$ a été enregistrée sous 44°C après 60 jours d'incubation (figure 29).

A pH initial 9, les valeurs de la conductivité électrique ont augmenté avec l'augmentation de la durée d'incubation et suivant les différentes températures d'incubation. Partant de 3298 $\mu\text{S}/\text{cm}$, aux températures d'incubation 7°C et 44°C, elles ont fluctué à 4205 et 4125 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 10 jours, à 4085 et 4170 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 20 jours, à 4135 et 4195 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 30 jours, à 4020 et 4065 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 40 jours, à 3945 et 4000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 50 jours et à 3710 et 3930 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 60 jours d'incubation. La même observation a été faite aux températures d'incubation 23 et 37°C. Toutefois, la valeur la plus élevée de 4375 $\mu\text{S}/\text{cm}$ a été observée sous 23°C après 30 jours d'incubation (figure 30).

➤ Variations de la masse du plastique

A pH initial 5, on a observé une diminution progressive des valeurs moyennes de la masse des films de PEBD avec l'augmentation de la durée d'incubation et suivant la température d'incubation. Après 10 jours, les valeurs de masse n'ont pas changé sous 37 et 44°C, tandis que sous 7 et 23°C, elles ont baissé de 0,065 g à 0,064 g. Elles étaient de 0,064, 0,063, 0,063 et 0,064 g après 30 jours d'incubation et de 0,063, 0,060, 0,062 et 0,062 g après 60 jours d'incubation, successivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C. La valeur la plus basse de 0,060 g a été enregistrée après 60 jours d'incubation sous 23°C (figure 28).

Partant de 0,065 g à l'instant initial, les valeurs moyennes de masse n'ont pas changé après 10 jours d'incubation et à toutes les températures d'incubation. Après 30 jours, elles étaient de 0,064 g sous 7°C et de 0,065 g sous 23, 37 et 44°C. Après 60 jours d'incubation, les masses moyennes étaient de 0,063, 0,064, 0,063 et 0,063 g respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C (figure 29).

A pH initial 9, les valeurs moyennes des masses des films de PEBD enregistrées ont baissé de 0,065 g à 0,063, 0,063, 0,062 et 0,063 g après 30 jours d'incubation. Après 60 jours d'incubation, elles étaient de 0,061 g sous 7, 23 et 37 °C et de 0,060 g à 44°C (figure 30).

➤ Variations des abondances cellulaires

Les valeurs moyennes des abondances cellulaires à pH initial 5 ont varié d'une température d'incubation à l'autre tout au long de la période d'étude. Dans l'ensemble, les abondances cellulaires moyennes ont été relativement faibles à 7, 23 et 44 °C tout au long de l'étude. Par contre à 37°C, on a observé une hausse progressive des abondances de 360 à 900 × 10⁵ UFC/mL après 20 jours d'incubation. A partir de 30 jours d'incubation, les abondances cellulaires ont diminué. La valeur moyenne de 290 × 10⁵ UFC/mL a été notée sous 37°C après 60 jours d'incubation (figure 28).

A pH initial 7 et aux températures d'incubation 7, 23 et 37°C, les abondances cellulaires moyennes ont augmenté avec l'augmentation de la durée d'incubation. Elles ont varié de 60 × 10⁵ UFC/mL à l'instant de départ à 1060, 1270 et 1420 × 10⁵ UFC/mL après 60 jours d'incubation respectivement sous 7, 23 et 37°C. Sous 44°C, les abondances cellulaires moyennes ont baissé après 10 jours, 20 jours, 30 jours et 40 jours d'incubation. Après 50 jours d'incubation, on a observé une légère augmentation des valeurs moyennes de 60 × 10⁵ UFC/mL à 90 × 10⁵ UFC/mL (figure 29).

Les abondances cellulaires moyennes ont largement fluctué d'une température d'incubation à l'autre et en fonction de la durée d'incubation à pH initial 9. Les valeurs moyennes ont augmenté progressivement de 170 × 10⁵ UFC/mL à l'instant initial à 300, 560, 590 et 700 × 10⁵ UFC/mL après 50 jours d'incubation, respectivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C. Toute fois, après 60 jours d'incubation, on a noté une diminution des abondances cellulaires moyennes à 60, 60, 270 et 40 × 10⁵ UFC/mL, respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C. La valeur moyenne d'abondance la plus élevée de 1790 × 10⁵ UFC/mL a été enregistrée sous 37°C après 40 jours d'incubation (figure 30).

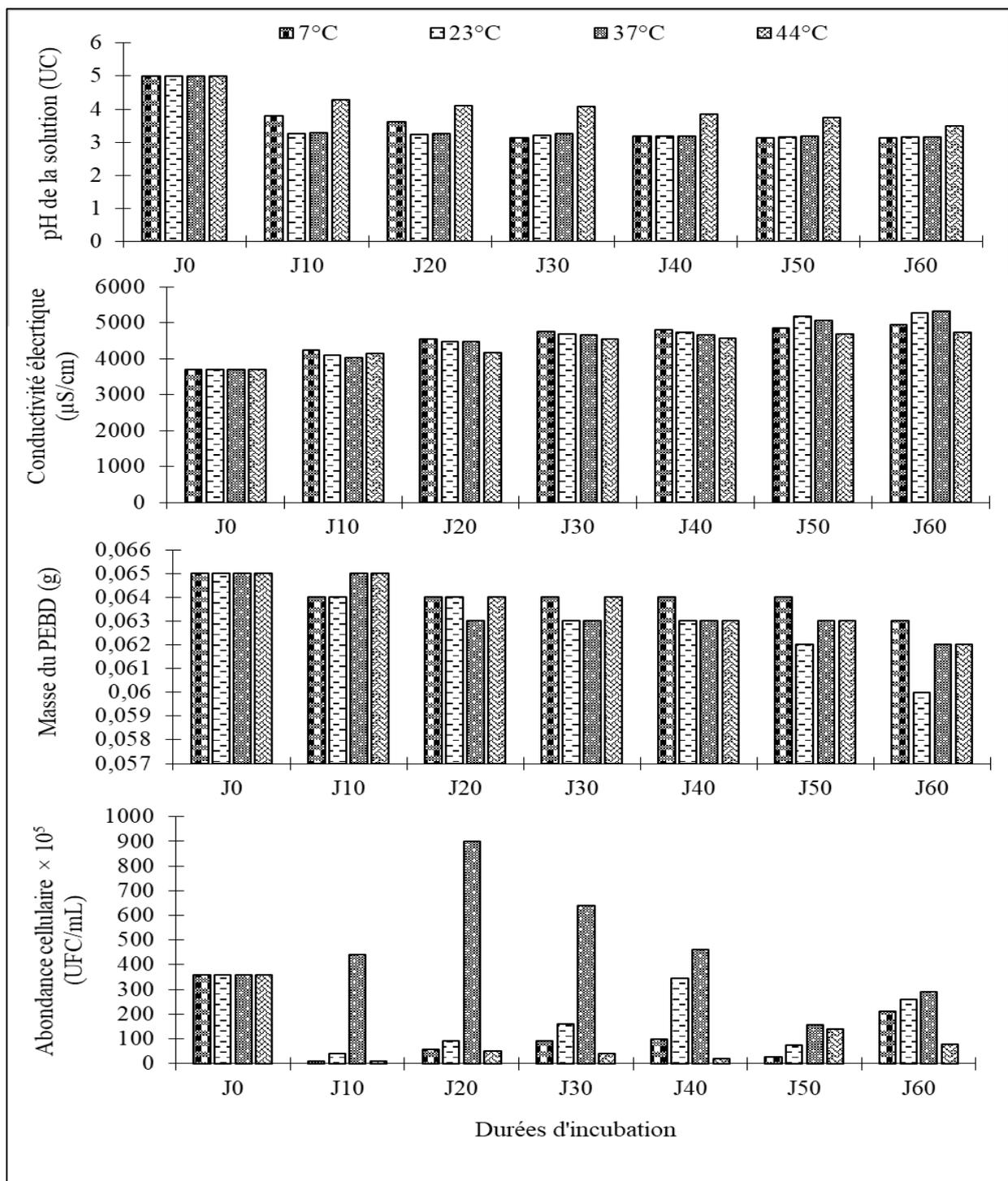


Figure 28: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PEBD par 5 mL de la suspension cellulaire de *S. aureus*, au pH initial 5 en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

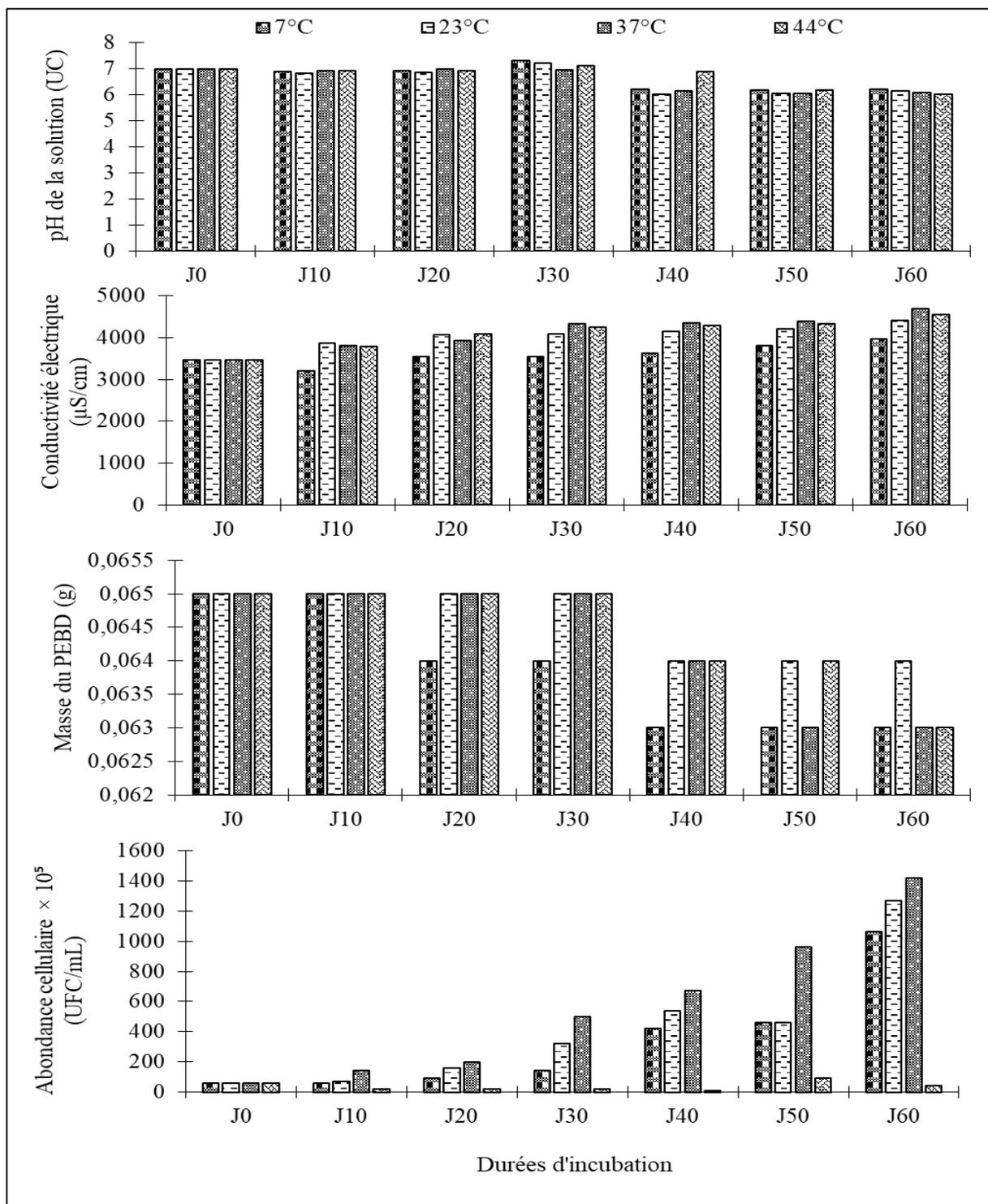


Figure 29: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PEBD par 5 mL de la suspension cellulaire de *S. aureus*, au pH initial 7 en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

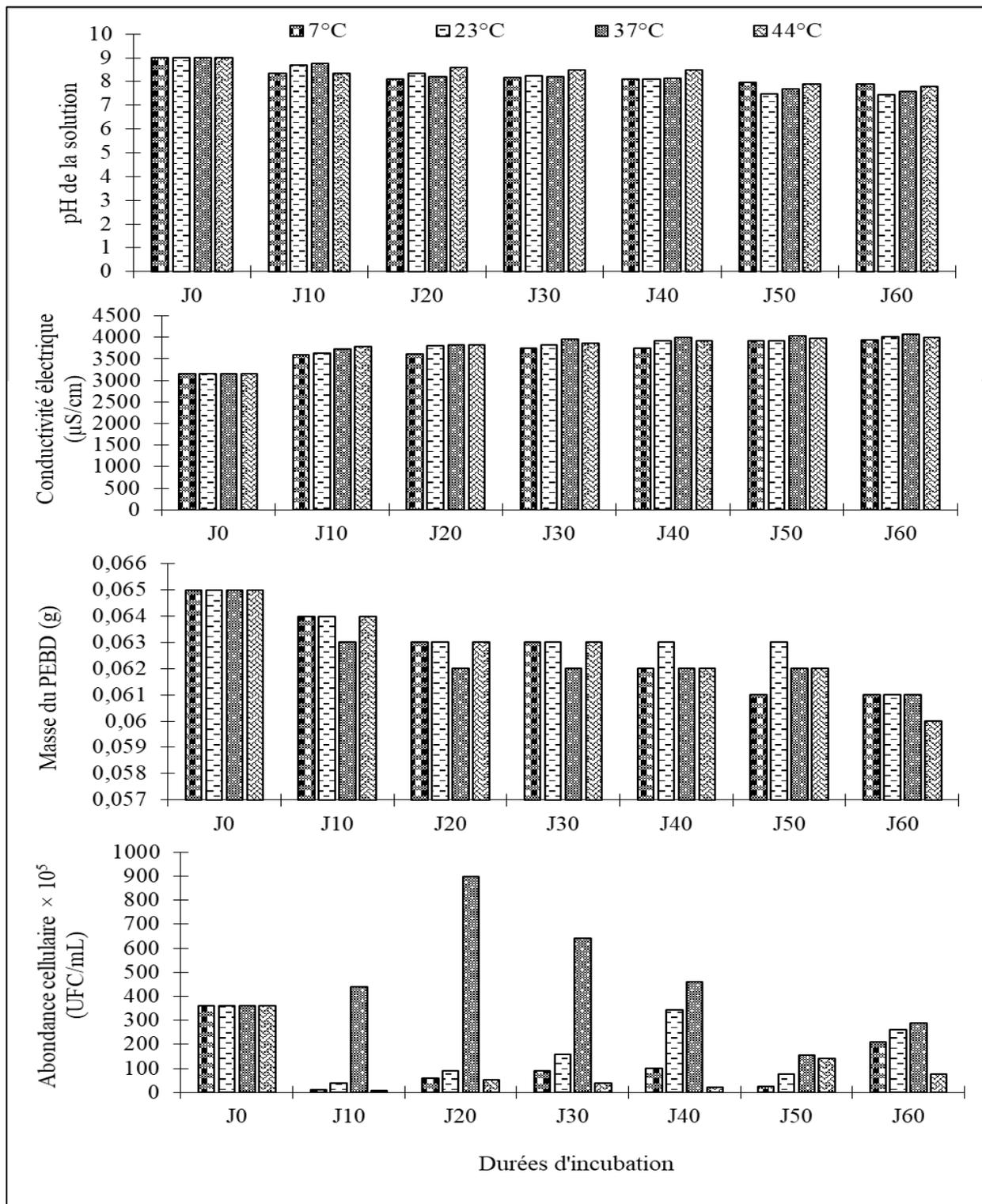


Figure 30: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PEBD par 5 mL de la suspension cellulaire de *S. aureus*, au pH initial 9 en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

III.1.1.4- Pourcentages de perte de poids des films de PEBD en fonction des différentes durées et température d'incubation, et de chaque valeur de pH initial de la solution

III.1.1.4.1- En présence de la bactérie *P. aeruginosa*

Les tableaux XII et XIII ci-après, présentent les variations temporelles des pourcentages de perte de masse des films de PEBD lorsqu'ils étaient mis en présence de 2 mL et de 5 mL de la suspension bactérienne de *P. aeruginosa* respectivement, aux différentes températures d'incubation et aux valeurs de pH initiales 5, 7 et 9.

➤ En présence de 2 mL de la suspension bactérienne de *P. aeruginosa*

En présence de 2 mL de la suspension cellulaire de *P. aeruginosa*, les pourcentages de perte de masse des films de PEBD ont augmenté dans l'ensemble avec l'augmentation de la durée d'incubation. A pH initial 5, les pertes de masse sous 7°C étaient de 0% après 10 jours d'incubation, de 0,7% après 20 jours, 30 jours et 40 jours d'incubation, de 2,3% et 3,8 % après 50 jours et 60 jours d'incubation. Sous 23°C, les pertes de masse étaient de 0,7% après 10 jours, 20 jours et 30 jours d'incubation. A partir de 40 jours d'incubation, on note une augmentation progressive des valeurs de perte de masse jusqu'à 4,6% après 60 jours d'incubation. Sous 37°C et 44°C, les pertes de masse enregistrées étaient de 0% après 10 jours, de 0,7% sous 37°C et de 0% sous 44°C après 20 jours, de 1,5% et 0,7% après 30 jours et 40 jours d'incubation et de 1,5% et 2,3% après 50 jours et 60 jours d'incubation respectivement sous 37°C et 44°C (tableau XII).

A pH initial 7, les pertes de masse étaient de 0% après 10 jours, 20 jours, 30 jours et 40 jours d'incubation aux températures d'incubation 7°C et 44°C. Après 50 et 60 jours d'incubation, on a observé des pertes de masse de 1,5% et 2,3% sous 7°C et de 0,7 et 1,5% sous 44°C. A la température d'incubation 23°C, les pertes de masse étaient de 0% après 10 jours et 20 jours d'incubation, de 0,7% après 30 jours, de 1,5% après 40 jours et de 3% après 50 jours et 60 jours d'incubation. Sous 37°C, les pertes de masse enregistrées étaient de 0% les 30 premiers jours d'incubation et de 1,5% les 30 derniers jours d'incubation (tableau XII).

A pH initial 9, les pertes de masse étaient de 0% les 40 premiers jours d'incubation, ceci à toutes les températures d'incubation, sauf sous 23°C où on a enregistré une perte de masse de 0,7% après 40 jours d'incubation. Les pertes de masse étaient de 0,7%, 0,7%, 1,5% et 1,5% après 50 jours d'incubation et de 1,5%, 1,5%, 1,5% et de 1,5% après 60 jours d'incubation respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C (tableau XII).

Tableau VIII: Variations des pourcentages de perte de poids des films de PEBD en fonction de la température et de la durée d'incubation et en présence de 2 mL de la suspension bactérienne de *P. aeruginosa*

| Conditions expérimentales | | Durées d'incubation | | | | | |
|---------------------------|---------------------------|---------------------|----------|----------|----------|----------|----------|
| pH initial | Températures d'incubation | 10 jours | 20 jours | 30 jours | 40 jours | 50 jours | 60 jours |
| 5 | 7°C | 0 | 0,7 | 0,7 | 0,7 | 2,3 | 3,8 |
| | 23°C | 0,7 | 0,7 | 0,7 | 1,5 | 2,3 | 4,6 |
| | 37°C | 0 | 0,7 | 1,5 | 1,5 | 2,3 | 3 |
| | 44°C | 0 | 0 | 0,7 | 0,7 | 1,5 | 2,3 |
| 7 | 7°C | 0 | 0 | 0 | 0 | 1,5 | 2,3 |
| | 23°C | 0 | 0 | 0,7 | 1,5 | 3 | 3 |
| | 37°C | 0 | 0 | 0 | 1,5 | 1,5 | 1,5 |
| | 44°C | 0 | 0 | 0 | 0 | 0,7 | 1,5 |
| 9 | 7°C | 0 | 0 | 0 | 0 | 0,7 | 1,5 |
| | 23°C | 0 | 0 | 0 | 0 | 0,7 | 1,5 |
| | 37°C | 0 | 0 | 0 | 0,7 | 1,5 | 1,5 |
| | 44°C | 0 | 0 | 0 | 0 | 1,5 | 1,5 |

➤ **En présence de 5 mL de la suspension bactérienne de *P. aeruginosa***

Les pourcentages de perte de masse des films de PEBD ont également fluctué en fonction de la valeur initiale de pH et de la température d'incubation au cours de la période d'étude (tableau XIII). A la valeur de pH initial 5, on a observé une augmentation progressive des pourcentages de perte de masse tout au long de la période d'étude et suivant les différentes températures d'incubation. Les pertes de masse étaient de 0,7% sous 7 et 23°C et 0% sous 37 et 44°C après 10 jours d'incubation. Elles étaient de 0,7%, 3%, 0,7% et 1,5% après 30 jours d'incubation et de 3,8%, 6,1%, 2,3% et 3% après 60 jours d'incubation respectivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C (tableau XIII).

A pH initial 7, les pertes de masse étaient de 0% après 10 jours et 20 jours d'incubation à toutes les températures d'incubation. Après 30 jours d'incubation, elles étaient de 0% sous 7°C et de 0,7% sous 23, 37 et 44 °C, de 0,7% aux températures d'incubation 7, 23 et 44°C et 1,5% à la température d'incubation 37°C après 40 jours d'incubation. Les pertes de masse

étaient de 0,7%, 2,3%, 1,5% et 0,7% après 50 jours et de 1,5%, 3%, 1,5% et 1,5% après 60 jours d'incubation successivement sous 7, 23, 37 et 44°C (tableau XIII).

A pH initial 9, les pertes de masses étaient de 0%, après 10 jours, 20 jours et 30 jours d'incubation et ceci à toutes les températures d'incubation. Le reste de jours d'incubation, les pertes de masse était de 1,5% sous 7°C. Elles étaient de 0% après 40 jours d'incubation et de 3% le reste de jours d'incubation sous 23°C, de 0%, 1,5% et 3% successivement à la température d'incubation 37°C et de 1,5%, 1,5% et 2,3% respectivement après 40 jours, 50 jours et 60 jours d'incubation sous 44°C (tableau XIII). La perte de masse la plus élevée (6,1%) a été observée à pH initial 5 après 50 jours d'incubation et à la température d'incubation 23°C.

Tableau IXIII : Variations des pourcentages de perte de poids des films de PEBD en fonction de la température et de la durée d'incubation et en présence de 5 mL de la suspension bactérienne de *P. aeruginosa*

| Conditions expérimentales | | Durées d'incubation | | | | | |
|---------------------------|---------------------------|---------------------|----------|----------|----------|----------|----------|
| pH initial | Températures d'incubation | 10 jours | 20 jours | 30 jours | 40 jours | 50 jours | 60 jours |
| 5 | 7°C | 0,7 | 0,7 | 0,7 | 1,5 | 1,5 | 3,8 |
| | 23°C | 0,7 | 1,5 | 3 | 3 | 6,1 | 6,1 |
| | 37°C | 0 | 0 | 0,7 | 1,5 | 2,3 | 2,3 |
| | 44°C | 0 | 1,5 | 1,5 | 2,3 | 2,3 | 3 |
| 7 | 7°C | 0 | 0 | 0 | 0,7 | 0,7 | 1,5 |
| | 23°C | 0 | 0 | 0,7 | 0,7 | 2,3 | 3 |
| | 37°C | 0 | 0 | 0,7 | 1,5 | 1,5 | 1,5 |
| | 44°C | 0 | 0 | 0,7 | 0,7 | 0,7 | 1,5 |
| 9 | 7°C | 0 | 0 | 0 | 1,5 | 1,5 | 1,5 |
| | 23°C | 0 | 0 | 0 | 0 | 3 | 3 |
| | 37°C | 0 | 0 | 0 | 0 | 1,5 | 3 |
| | 44°C | 0 | 0 | 0 | 1,5 | 1,5 | 2,3 |

III.1.1.4.2- En présence de la bactérie *S. aureus*

La variation temporelle des pourcentages de pertes de masse des films de PEBD en présence de 2 mL et de 5 mL de la suspension bactérienne de *S. aureus*, aux différentes températures d'incubation et suivant les valeurs initiales de pH sont représentés dans les tableaux XIV et XV ci-après.

➤ En présence de 2 mL de la suspension bactérienne de *S. aureus*

En présence de 2 mL de la suspension cellulaire de *S. aureus*, les pourcentages de perte de masse des films de PEBD ont varié d'une valeur de pH initial à l'autre et d'une température d'incubation à l'autre tout au long de la période d'étude. Pour les solutions de pH initial 5 UC, les pertes de masse sous 7°C étaient de 0% après 10 jours, 1,5% après 20 jours, 2,3% après 30 jours, 2,3% après 40 jours, 3% après 50 jours d'incubation et 3,8% après 60 jours d'incubation. A la température d'incubation 23°C, elles étaient de 0,7%, 1,5%, 2,3%, 3%, 3% et 3,8% après respectivement 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours d'incubation. Des observations similaires ont été faites aux températures d'incubation 37 et 44 °C (tableau XIV).

A la valeur de pH initiale 7 UC, on a enregistré une perte de masse de 0% après 10 jours d'incubation à toutes les températures d'incubation. Après 20 jours d'incubation, elles étaient de 0% sous 7, 23 et 44°C et de 0,7% sous 37°C. Après 30 jours d'incubation, elles étaient de 0% sous 7 et 23°C, 1,5 % sous 37°C et 0,7% sous 44°C. Les pertes de masse étaient de 1,5%, 3,8%, 2,3% et 1,5% après 50 jours d'incubation et de 3%, 4,5%, 3,8% et 4,5% après 60 jours d'incubation respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C (tableau XIV).

Cependant, à pH initial 9 UC, les pertes de masses ont fluctué de 3%, 2%, 3%, 1,5% et 0% après 10 jours d'incubation, à 3%, 2,3%, 2,3% et 1,5% après 30 jours d'incubation, à 5,3%, 6,1%, 5,3% et 4,6% après 60 jours d'incubation (tableau XIV). La perte de masse la plus élevée (6,1%) a été observée à pH initial 9 UC et sous 23°C après 60 jours d'incubation.

Tableau XIV: Variations des pourcentages de perte de poids des films de PEBD en fonction de la température et de la durée d'incubation et en présence de 2 mL de la suspension bactérienne de *S. aureus*

| Conditions expérimentales | | Durées d'incubation | | | | | |
|---------------------------|---------------------------|---------------------|----------|----------|----------|----------|----------|
| pH initial | Températures d'incubation | 10 jours | 20 jours | 30 jours | 40 jours | 50 jours | 60 jours |
| 5 | 7°C | 0 | 1,5 | 2,3 | 2,3 | 3 | 3,8 |
| | 23°C | 0,7 | 1,5 | 2,3 | 3 | 3 | 3,8 |
| | 37°C | 0 | 0,7 | 0,7 | 2,3 | 3,8 | 3,8 |
| | 44°C | 0,7 | 1,5 | 2,3 | 2,3 | 3 | 3 |
| 7 | 7°C | 0 | 0 | 0 | 0,7 | 1,5 | 3 |
| | 23°C | 0 | 0 | 0 | 3 | 3,8 | 4,5 |
| | 37°C | 0 | 0,7 | 1,5 | 2,3 | 2,3 | 3,8 |
| | 44°C | 0 | 0 | 0,7 | 1,5 | 1,5 | 4,5 |
| 9 | 7°C | 3 | 3 | 3 | 3,8 | 4,6 | 5,3 |
| | 23°C | 2,3 | 2,3 | 2,3 | 3 | 4,6 | 6,1 |
| | 37°C | 1,5 | 1,5 | 2,3 | 3 | 4,6 | 5,3 |
| | 44°C | 0 | 0,7 | 1,5 | 1,5 | 3,8 | 4,6 |

➤ **En présence de 5 mL de la suspension bactérienne de *S. aureus***

En présence de 5 mL de la suspension de *S. aureus*, les pourcentages de perte de masse ont augmenté progressivement avec l'augmentation de la durée d'incubation, en fonction de la valeur initiale de pH des solutions de biodégradation et des températures d'incubation. A l'intérieur des solutions minérales de pH initial 5 UC, on a enregistré sous 7°C des pertes de masse de 0,7% après 10 jours et 20 jours, de 1,5% après 30 jours, de 1,5% après 40 jours, de 1,5% après 50 jours et de 3% après 60 jours d'incubation. Sous 23°C, les pertes de masse étaient de 0,7% après 10 jours d'incubation, de 2,3% après 30 jours d'incubation, de 3,8% après 50 jours d'incubation et de 7,6% après 60 jours d'incubation. Cependant, aux températures d'incubation 37 et 44°C, elles étaient de 0% après 10 jours d'incubation, 2,3% et 1,5% après 30 jours d'incubation et de 4,5% et 3,8% après 60 jours d'incubation respectivement (tableau XV).

Pour les solutions minérales de pH initial 7 UC, les pertes de masse étaient de 0% à toutes les températures d'incubation et après 10 jours d'incubation, de 0,7% sous 7°C et 0%

sous 23, 37 et 44°C après 20 jours et 30 jours d'incubation. Après 40 jours, 50 jours et 60 jours d'incubation, nous avons enregistré une perte de masse de 2,3% à la température d'incubation 7°C, des pertes de masse de 0 %, 0,7% et 1,5% sous 23°C, de 0,7%, 3 % et 3% sous 37°C et de 1,5%, 1,5% et 2,3% sous 44°C respectivement (tableau XV).

De même, à l'intérieur des solutions minérales de pH initial 9 UC, on a observé une hausse progressive des pourcentages de perte de masse des films de PEBD. Les pertes de masses ont fluctué de 0,7%, 1,5%, 2,3% et 0,7% après 10 jours d'incubation à 4,5%, 3%, 3,8% et 3,8 % après 40 jours d'incubation et à 6,1%, 5,3%, 5,3% et 6,9% après 60 jours d'incubation (tableau XV). La perte de masse la plus élevée (7,6%) a été enregistrée sous 23°C, à pH initial 5 UC et après 60 jours d'incubation.

Tableau XV: Variations des pourcentages de perte de poids des films de PEBD en fonction de la température et de la durée d'incubation et en présence de 5 mL de la suspension bactérienne de *S. aureus*

| Conditions expérimentales | | Durées d'incubation | | | | | |
|---------------------------|---------------------------|---------------------|----------|----------|----------|----------|----------|
| pH initial | Températures d'incubation | 10 jours | 20 jours | 30 jours | 40 jours | 50 jours | 60 jours |
| 5 | 7°C | 0,7 | 0,7 | 1,5 | 1,5 | 1,5 | 3 |
| | 23°C | 0,7 | 1,5 | 2,3 | 2,3 | 3,8 | 7,6 |
| | 37°C | 0 | 2,3 | 2,3 | 2,3 | 3 | 4,5 |
| | 44°C | 0 | 1,5 | 1,5 | 2,3 | 3 | 3,8 |
| 7 | 7°C | 0 | 0,7 | 0,7 | 2,3 | 2,3 | 2,3 |
| | 23°C | 0 | 0 | 0 | 0 | 0,7 | 1,5 |
| | 37°C | 0 | 0 | 0 | 0,7 | 3 | 3 |
| | 44°C | 0 | 0 | 0 | 1,5 | 1,5 | 2,3 |
| 9 | 7°C | 0,7 | 2,3 | 3 | 4,5 | 5,3 | 6,1 |
| | 23°C | 1,5 | 3 | 3 | 3 | 3 | 5,3 |
| | 37°C | 2,3 | 3,8 | 3,8 | 3,8 | 3,8 | 5,3 |
| | 44°C | 0,7 | 2,3 | 3 | 3,8 | 3,8 | 6,9 |

III.1.1.5- Taux de dégradation apparents des films de PEBD et taux de variation apparents d'abondance des cellules de *P. aeruginosa* et *S. aureus* pour chaque température d'incubation et à chaque valeur de pH initiale

Les taux de dégradation apparents des films de PEBD et les taux de variation de l'abondance des cellules de *P. aeruginosa* et de *S. aureus* ont été évalués à l'aide de la méthode de la droite de régression. L'unité de période d'incubation choisie était de 10 jours. Les résultats sont présentés dans les tableaux ci-après.

III.1.1.5.1- En présence de 2 mL et de 5 mL de la suspension de *P. aeruginosa*

Les tableaux XVI et XVII ci-contre, présentent les taux de dégradation apparents des films de PEBD et les taux de variation apparents de d'abondance des cellules de *P. aeruginosa* lorsque nous avons introduit 2 mL et 5 mL de la suspension bactérienne respectivement et pour chaque température d'incubation. Dans l'ensemble, les taux de dégradation apparents des films de PEBD et les taux de variation d'abondance des cellules de *P. aeruginosa* ont fluctué d'une valeur de pH initial à l'autre et d'une température d'incubation à l'autre.

En présence de 2 mL de la suspension de *P. aeruginosa*, les taux de dégradation apparents des films de PEBD ont augmenté avec l'augmentation de la température d'incubation à la valeur de pH initial 5. Ils étaient de -5.10^{-4} g/10 jours sous 7 et 23°C et de -5.10^{-2} g/10 jours sous 44 °C. Par contre, à valeur de pH initial 7 UC, ils étaient de -5.10^{-2} , -5.10^{-4} , -5.10^{-2} et de -5.10^{-1} g/10 jours respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C. A pH initial 9 UC, les taux de dégradation apparents étaient de -5.10^{-1} g/10 jours sous 7 et 23°C et de -5.10^{-2} g/10 jours sous 37 et 44°C (tableau XVI).

Pour ce qui est des taux de variation des abondances cellulaires, ils ont fortement varié d'une température d'incubation à l'autre. A pH initial 5, ils étaient de 188, 43, 215, 89, 126, 21 et -12,71 UFC/10 jours successivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C. La même observation a été faite à la valeur de pH initial 7, avec le plus grand taux de variation enregistré sous 37°C (228,36 UFC/ 10 jours) ; alors qu'à pH initial 9 UC, on a observé une diminution progressive des taux de variation d'abondance cellulaire avec l'augmentation de la température d'incubation. La valeur de taux la plus élevée était de 158,39 UFC/10 jours, enregistrée sous 7°C et la valeur de taux la plus faible était de -44,48 UFC/10 jours, enregistrée à la température d'incubation 37°C (tableau XVI).

Tableau XVI: Taux de dégradation apparents des films de PEBD et taux de variation apparents des valeurs d'abondance des cellules (avec coefficient de régression) pour chaque température d'incubation et chaque valeur de pH initiale de la solution en présence de 2 mL de *P. aeruginosa*

| pH initial | Paramètres mesurés | Températures d'incubation | | | |
|------------|---|---------------------------|-------------------------|-------------------------|-------------------------|
| | | 7°C | 23 °C | 37 °C | 44° C |
| 5 | Taux de dégradation apparents des films de PEBD (g/10 jours) | -5.10^{-4} (0,798) | -5.10^{-4} (0,787) | -5.10^{-3} (0,960) | -5.10^{-2} (0,875) |
| | Taux de variation apparents de l'abondance des cellules de <i>P. aeruginosa</i> (UFC/ 10 jours) | 188,43 (0,860) | 215,89 (0,868) | 126,21 (0,697) | -12,71 (0,0096) |
| 7 | Taux de dégradation apparents des films de PEBD (g/10 jours) | -5.10^{-2} (0,640) | -5.10^{-4} (0,934) | -5.10^{-2} (0,857) | -5.10^{-1} (0,615) |
| | Taux de variation apparents de l'abondance des cellules de <i>P. aeruginosa</i> (UFC/ 10 jours) | 12,74 (0,0032) | 48,78 (0,035) | 228,36 (0,088) | -65,46 (0,388) |
| 9 | Taux de dégradation apparents des films de PEBD (g/10 jours) | -5.10^{-1} (0,375) | -5.10^{-1} (0,375) | -5.10^{-2} (0,796) | -5.10^{-2} (0,625) |
| | Taux de variation apparents de l'abondance des cellules de <i>P. aeruginosa</i> (UFC/ 10 jours) | 158,39 (0,677) | 104,02 (0,660) | -44,48 (0,192) | -11,80 (0,711) |

En présence de 5 mL de la suspension bactérienne de *P. aeruginosa*, les valeurs de taux de dégradation apparents les plus faibles ont été enregistrées à la température d'incubation 23°C. A 7, 37 et 44°C, les taux de dégradation apparents des films de PEBD étaient semblables. Ils étaient de -5.10^{-7} g/10 jours sous 23°C et de -5.10^{-3} g/10 jours sous 7, 37 et 44 °C, à la valeur de pH initial 5 UC ; de -5.10^{-3} g/10 jours sous 23°C et de -5.10^{-2} g/10 jours aux températures d'incubation 7, 37 et 44°C à la valeur de pH initial 7 UC. A la valeur de pH initial 9 UC, les taux de dégradation apparents étaient de -5.10^{-4} g/10 jours sous 23°C, de -5.10^{-3} g/10 jours sous 37 et 44°C et e -5.10^{-2} g/10 jours sous 7°C (tableau XVII).

De façon générale, les taux de variation apparents de l'abondance cellulaire diminuent avec l'augmentation de la température d'incubation. Les valeurs de taux les plus élevées étaient de 937,79 (sous 7°C), 945,43 (sous 7°C) et 985,56 UFC/10 jours (sous 23°C), successivement

aux valeurs initiales de pH 5, 7 et 9. Les valeurs de taux les plus faibles ont été enregistrées sous 44°C à pH initial 7 (-28,64 UFC/10 jours) et à la valeur initiale de pH 9 (-143,44 UFC/10 jours), alors que la valeur la plus faible de taux a été notée sous 37°C à la valeur de pH initiale 7 UC (tableau XVII).

Tableau XVII : Taux de dégradation apparents des films de PEBD et taux de variation apparents des valeurs d'abondance des cellules (avec coefficient de régression) pour chaque température d'incubation et chaque valeur de pH initiale de la solution en présence de 5 mL de la suspension de *P. aeruginosa*

| | | Températures d'incubation | | | |
|-------------------|---|----------------------------------|--------------------------------|--------------------------------|--------------------------------|
| pH initial | Paramètres mesurés | 7°C | 23 °C | 37 °C | 44° C |
| 5 | Taux de dégradation apparents des films de PEBD (g/10 jours) | -5.10 ⁻³ (0,75) | -5.10 ⁻⁷ (0,939) | -5.10 ⁻³ (0,903) | -5.10 ⁻³ (0,920) |
| | Taux de variation apparents de l'abondance des cellules de <i>P. aeruginosa</i> (UFC/ 10 jours) | 937,79 (0,759) | 757,07 (0,344) | 174,79 (0,640) | -28,64 (0,232) |
| 7 | Taux de dégradation apparents des films de PEBD (g/10 jours) | -5.10 ⁻² (0,778) | -5.10 ⁻³ (0,835) | -5.10 ⁻² (0,857) | -5.10 ⁻² (0,843) |
| | Taux de variation apparents de l'abondance des cellules de <i>P. aeruginosa</i> (UFC/ 10 jours) | 945,43 (0,217) | 505,54 (0,126) | -239,61 (0,182) | -49,35 (0,023) |
| 9 | Taux de dégradation apparents des films de PEBD (g/10 jours) | -5.10 ⁻² (0,75) | -5.10 ⁻⁴ (0,625) | -5.10 ⁻³ (0,615) | -5.10 ⁻³ (0,803) |
| | Taux de variation apparents de l'abondance des cellules de <i>P. aeruginosa</i> (UFC/ 10 jours) | 738,49 (0,871) | 985,56 (0,705) | 58,92 (0,04) | -143,44 (0,261) |

III.1.1.5.2- En présence de 2 mL et de 5 mL de la suspension de *S. aureus*

Les tableaux XVIII et XIX présentent les taux de dégradation apparents des films de PEBD et les taux de variation des abondances cellulaires de *S. aureus* en présence de 2 mL et de 5 mL respectivement et pour chaque valeur de pH initiale. Dans l'ensemble, les taux de dégradation apparents et les taux de variation de l'abondance cellulaire ont fluctué d'une température d'incubation à l'autre et suivant les valeurs de pH initiales.

A l'intérieur des flacons où on a introduit 2 mL de la suspension bactérienne de *S. aureus*, les taux de dégradation apparents des films de PEBD étaient de -5.10^{-4} , -5.10^{-4} , -5.10^{-5} et de -5.10^{-3} g/10 jours à la valeur de pH initiale 5 et de -5.10^{-3} , -5.10^{-6} , -5.10^{-4} et -5.10^{-4} g/10 jours à la valeur de pH initiale 7 UC, respectivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C. Toutefois, à la valeur de pH initiale 9, les valeurs de taux de dégradation étaient de -5.10^{-5} g/10 jours sous 7°C et de -5.10^{-6} g/10 jours aux températures d'incubation 23, 37 et 44°C. La valeur de taux de dégradation la plus élevée (-5.10^{-3} g/10 jours) a été enregistrée à la valeur de pH initiale 5 sous 44°C et à la valeur de pH initiale 7 UC sous 7°C (tableau XVIII).

De même, les taux de variation de l'abondance cellulaire diminuent à partir de la température d'incubation 23°C jusqu'à 44°C. Les valeurs de taux étaient de 102,46 UFC/10 jours sous 23°C et de 5,17 UFC/10 jours sous 44°C à la valeur de pH initiale 5 ; de 128,64 UFC/10 jours sous 23 °C et de 44,5 UFC/10 jours sous 44°C à la valeur de pH initiale 7, de 46,75 UFC/10 jours sous 23°C et de -0,30 UFC/10 jours sous 44°C à la valeur de pH initiale 9. Le taux de variation le plus élevé (128,64 UFC/10 jours) a été noté à la valeur de pH 7 et à la température d'incubation 23°C et le taux le plus bas (-3,09 UFC/10 jours) a été noté sous 37°C et à la valeur de pH 9 UC (tableau XVIII).

En présence de 5 mL de la suspension bactérienne de *S. aureus*, les valeurs de taux de dégradation ont fortement fluctué d'une température d'incubation à l'autre et suivant chaque valeur de pH initiale. A pH initial 5 UC, la valeur de taux la plus élevée était de -5.10^{-3} g/10 jours, enregistrée sous 7°C, et la valeur la plus faible était de -5.10^{-7} g/10 jours, enregistrée sous 23°C. A pH initial 7 UC, les taux de dégradation apparents étaient de -5.10^{-3} g/10 jours sous 7°C et 44°C, de -5.10^{-1} g/10 jours sous 23°C et de -5.10^{-4} g/10 jours sous 37°C. Des observations similaires ont été faites à la valeur de pH initiale 9 UC (tableau XIX).

De même, les taux de variation apparents des abondances cellulaires diminuent avec l'augmentation de la température d'incubation dans l'ensemble. Les valeurs de taux les plus élevées étaient de -10,53, 196,55 et 23,82 UFC/10 jours à la température d'incubation 7°C et

les valeurs de taux les plus faibles étaient -97,17 UFC/10 jours (sous 23°C), 2,89 UFC/10 jours (sous 44°C) et -126,07 UFC/10 jours (sous 37°C) successivement aux valeurs initiales de pH 5, 7 et 9 (tableau XIX).

Tableau XVIII : Taux de dégradation apparents des fragments de PEBD et taux de variation apparents des valeurs d'abondance des cellules (avec coefficient de régression) pour chaque température d'incubation et chaque valeur de pH initiale de la solution en présence de 2 mL de la suspension de *S. aureus*

| | | Températures d'incubation | | | |
|------------|---|--------------------------------|--------------------------------|--------------------------------|--------------------------------|
| pH initial | Paramètres mesurés | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C |
| 5 | Taux de dégradation apparents des films de PEBD (g/10 jours) | -5.10 ⁻⁴ (0,947) | -5.10 ⁻⁴ (0,972) | -5.10 ⁻⁵ (0,902) | -5.10 ⁻³ (0,940) |
| | Taux de variation apparents de l'abondance des cellules de <i>S. aureus</i> (UFC/ 10 jours) | -6,60 (0,644) | 102,46 (0,676) | 19,42 (0,050) | 5,17 (0,127) |
| 7 | Taux de dégradation apparents des films de PEBD (g/10 jours) | -5.10 ⁻³ (0,737) | -5.10 ⁻⁶ (0,815) | -5.10 ⁻⁴ (0,944) | -5.10 ⁻⁴ (0,742) |
| | Taux de variation apparents de l'abondance des cellules de <i>S. aureus</i> (UFC/ 10 jours) | 107,14 (0,848) | 128,64 (0,709) | 117,46 (0,964) | 44,5 (0,496) |
| 9 | Taux de dégradation apparents des films de PEBD (g/10 jours) | -5.10 ⁻⁵ (0,820) | -5.10 ⁻⁶ (0,883) | -5.10 ⁻⁶ (0,960) | -5.10 ⁻⁶ (0,898) |
| | Taux de variation apparents de l'abondance des cellules de <i>S. aureus</i> (UFC/ 10 jours) | 12,31 (0,364) | 46,75 (0,392) | -3,09 (0,019) | -0,30 (0,0006) |

Tableau XIX: Taux de dégradation apparents des films de PEBD et taux de variation apparents des valeurs d'abondance des cellules (avec coefficient de régression) pour chaque température d'incubation et chaque valeur de pH initiale de la solution en présence de 5 mL de la suspension de *S. aureus*

| | | Températures d'incubation | | | |
|------------|---|---------------------------|-------------------------|-------------------------|-------------------------|
| pH initial | Paramètres mesurés | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C |
| 5 | Taux de dégradation apparents des films de PEBD (g/10 jours) | -5.10^{-3} (0,852) | -5.10^{-7} (0,826) | -5.10^{-5} (0,880) | -5.10^{-4} (0,96) |
| | Taux de variation apparents de l'abondance des cellules de <i>S. aureus</i> (UFC/ 10 jours) | -10,53 (0,010) | -97,17 (0,286) | -43,85 (0,026) | -31,6 (0,183) |
| 7 | Taux de dégradation apparents des films de PEBD (g/10 jours) | -5.10^{-3} (0,881) | -5.10^{-1} (0,615) | -5.10^{-4} (0,735) | -5.10^{-3} (0,625) |
| | Taux de variation apparents de l'abondance des cellules de <i>S. aureus</i> (UFC/ 10 jours) | 196,55 (0,716) | 164,55 (0,742) | 178,94 (0,932) | 2,89 (0,045) |
| 9 | Taux de dégradation apparents des films de PEBD (g/10 jours) | -5.10^{-7} (0,990) | -5.10^{-4} (0,805) | -5.10^{-4} (0,758) | -5.10^{-7} (0,925) |
| | Taux de variation apparents de l'abondance des cellules de <i>S. aureus</i> (UFC/ 10 jours) | 23,82 (0,087) | -93,57 (0,103) | -126,07 (0,581) | -55,35 (0,112) |

III.1.1.6- Corrélations entre les paramètres analysés au cours de la biodégradation du PEBD par les bactéries *P. aeruginosa* et *S. aureus*

III.1.1.6.1- En présence de la bactérie *P. aeruginosa*

Les coefficients de corrélation "*r*" de Spearman ont été calculés entre les paramètres mesurés à chaque température d'incubation, aux trois valeurs de pH initial et en présence de 2 mL et de 5 mL de la suspension de *P. aeruginosa*. Les valeurs sont présentées dans les tableaux XX et XXI ci-dessous.

➤ Température 7°C et 2 mL de suspension cellulaire

En présence de 2 mL de la suspension de *P. aeruginosa*, Il en ressort que à 7°C, la masse des films de PEBD est négativement et très significativement corrélée ($P < 0,01$) à la conductivité électrique de la solution et à l'abondance bactérienne. L'abondance cellulaire est très significativement et positivement ($P < 0,01$) corrélée à la conductivité électrique de la solution, ceci à pH initial 5. A pH initial 7, une corrélation significative et négative ($P < 0,05$) a été notée entre la conductivité électrique de la solution et la masse des films de PEBD. La même observation a été faite à la valeur de pH initial 9. De même, la conductivité électrique de la solution est significativement et négativement ($P < 0,05$) corrélée au pH de la solution (tableau XX).

➤ Température 23°C et 2 mL de suspension cellulaire

Sous 23°C et à pH initial 5, des corrélations très significatives et négatives ($P < 0,01$) ont été enregistrées entre la masse des films de PEBD et la conductivité électrique d'une part et entre la masse et l'abondance bactérienne d'autres parts. De plus, la variation de la conductivité électrique de la solution est très significativement et positivement ($P < 0,01$) corrélée l'abondance bactérienne. De même, à la valeur de pH initial 7, le profil des masses des films de PEBD et celui de la conductivité électrique de la solution sont très significativement opposés ($P < 0,01$). Cependant, à pH initial 9 UC, aucune corrélation significative n'a été notée entre les paramètres mesurés (tableau XX).

➤ Température 37°C et 2 mL de suspension cellulaire

A la température d'incubation 37°C, l'évolution de la masse des films de PEBD et celle de la conductivité électrique d'une part et l'évolution de la masse des films de PEBD et celle

de l'abondance cellulaire d'autres parts sont très significativement opposés ($P < 0,01$) à pH initial 5. Dans les mêmes conditions expérimentales, on note également que la conductivité électrique de la solution est positivement et très significativement ($P < 0,01$) corrélée à l'abondance bactérienne. A pH initial 7, on a observé d'un côté une corrélation très significative et négative ($P < 0,01$) entre les masses des films de PEBD immergés et la conductivité électrique de la solution et d'un autre côté une corrélation significative et positive ($P < 0,05$) entre l'abondance bactérienne et le pH de la solution. Par contre à pH initial 9 UC, des corrélations très significatives et positives ($P < 0,01$) ont été observées entre la masse des films de PEBD et l'abondance cellulaire (tableau XX).

➤ **Température 44°C et 2 mL de suspension cellulaire**

Sous 44°C, des corrélations très significatives et négatives ($P < 0,01$) ont été enregistrées entre la conductivité électrique et la masse du polymère à pH initial 5, significatives et négatives ($P < 0,05$) entre la masse du polymère et la conductivité électrique d'une part et significatives et positives ($P < 0,05$) d'autres parts entre le pH de la solution et l'abondance bactérienne à pH initial 7 UC et à pH initial 9, l'évolution de l'abondance cellulaire est significativement et positivement ($P < 0,05$) corrélée à la masse du polymère (tableau XX).

➤ **Température 7°C et 5 mL de suspension cellulaire**

En présence de 5 mL de la suspension de *P. aeruginosa* (tableau XXI) et sous 7°C, des corrélations très significatives et négatives ($P < 0,01$) d'une part ont été observées entre la conductivité électrique et la masse du PEBD et des corrélations très significatives et positives ($P < 0,01$) d'autres parts ont été notées entre la conductivité électrique de la solution et l'abondance cellulaire à pH initial 5. De même, à pH initial 7, la masse des films de PEBD et le pH de la solution sont très significativement et positivement corrélés ($P < 0,01$) et la variation de la masse des films de polymère immergés est très significativement opposée ($P < 0,01$) à la variation de la conductivité électrique de la solution. Cependant, à pH initial 9, une corrélation très significative et négative ($P < 0,01$) a été enregistrée entre la masse des films de polymère immergés et l'abondance bactérienne dans la solution (tableau XXI).

➤ **Température 23°C et 5 mL de suspension cellulaire**

Sous 23°C, l'évolution de la masse des films de PEBD est très significativement opposée ($P < 0,01$) à l'évolution de la conductivité électrique de la solution dans le temps et à pH initial 5. La même observation a été enregistrée entre ces 2 paramètres à pH initial 7. De

plus, à pH initial 5, des corrélations significatives et positives ($P < 0,01$) entre l'abondance cellulaire et la conductivité électrique de la solution et significatives et négatives ($P < 0,01$) entre l'abondance cellulaire et la masse des films de polymère ont été observées. Par contre, aucune corrélation significative n'a été observée entre les paramètres mesurés à pH initial 9 (tableau XXI).

➤ **Température 37°C et 5 mL de suspension cellulaire**

A la température d'incubation 37 °C et à pH initial 5, la masse des films de PEBD est très significativement et négativement corrélée ($P < 0,01$) à la conductivité électrique de la solution et significativement et négativement corrélée ($P < 0,05$) à l'abondance cellulaire. La variation de la conductivité électrique de la solution est significativement opposée ($P < 0,05$) à la variation du pH de la solution et très significativement opposée ($P < 0,01$) à la variation de la masse des films de PEBD immergés à pH initial 7, tandis que à pH initial 9, aucune corrélation significative n'a été notée entre les paramètres mesurés (tableau XXI).

➤ **Température 44°C et 5 mL de suspension cellulaire**

Sous 44 °C, aucune corrélation significative n'a été observée entre les paramètres mesurés à pH initial 5 et 9 ; cependant, à pH initial 7, une corrélation très significative et négative ($P < 0,01$) a été observée entre la conductivité électrique de la solution et la masse des films de polymère immergés (tableau XXI).

Tableau XX: Coefficients de corrélation entre les paramètres mesurés pour chaque température d'incubation au cours de la biodégradation du PEBD par 2 mL de la suspension de *P. aeruginosa*

| Température d'incubation | pH initial de la solution | | Paramètres mesurés | | | |
|--------------------------|---------------------------|--------------|--------------------|----------------|-----------------|-----------------------|
| | | | pH | Conductivité | Masse | Abondance bactérienne |
| 7°C | 5 | pH | - | 0,589 | 0,514 | 0,294 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,001** |
| | | Masse | - | - | - | -0,001** |
| | 7 | pH | - | 0,215 | 0,264 | 0,535 |
| | | Conductivité | - | - | - 0,049* | 0,702 |
| | | Masse | - | - | - | 0,924 |
| | 9 | pH | - | -0,016* | 0,126 | 0,939 |
| | | Conductivité | - | - | -0,043* | 0,760 |
| | | Masse | - | - | - | 0,640 |
| 23°C | 5 | pH | - | 0,589 | 0,691 | 0,294 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,001** |
| | | Masse | - | - | - | -0,007** |
| | 7 | pH | - | 0,641 | 0,753 | 0,819 |
| | | Conductivité | - | - | -0,003** | 0,641 |
| | | Masse | - | - | - | 0,784 |
| | 9 | pH | - | 0,535 | 0,363 | 0,432 |
| | | Conductivité | - | - | 0,363 | 0,760 |
| | | Masse | - | - | - | 0,144 |

Tableau XX (suite)

| | | | | | | |
|------|---|--------------|---|-------|------------------|-----------------|
| 37°C | 5 | pH | - | 0,589 | 0,448 | 0,760 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,007** |
| | | Masse | - | - | - | -0,003** |
| | 7 | pH | - | 0,848 | 0,554 | 0,041 |
| | | Conductivité | - | - | -0,003** | 0,589 |
| | | Masse | - | - | - | 0,501 |
| | 9 | pH | - | 0,337 | 0,515 | 0,819 |
| | | Conductivité | - | - | 0,278 | 0,119 |
| | | Masse | - | - | - | 0,006** |
| 44°C | 5 | pH | - | 0,613 | 0,335 | 0,482 |
| | | Conductivité | - | - | - 0,001** | 0,504 |
| | | Masse | - | - | - | 0,434 |
| | 7 | pH | - | 0,819 | 0,562 | 0,036* |
| | | Conductivité | - | - | -0,030* | 0,589 |
| | | Masse | - | - | - | 0,562 |
| | 9 | Ph | - | 0,818 | 0,865 | 0,818 |
| | | Conductivité | - | - | 0,282 | 0,702 |
| | | Masse | - | - | - | 0,034* |

* :P < 0,05 ** : P < 0,01

Tableau XI: Coefficients de corrélation entre les paramètres mesurés pour chaque température d'incubation au cours de la biodégradation du PEBD par 5 mL de la suspension de *P. aeruginosa*

| Température d'incubation | pH initial de la solution | | Paramètres mesurés | | | |
|--------------------------|---------------------------|--------------|--------------------|--------------|------------------|-----------------------|
| | | | pH | Conductivité | Masse | Abondance bactérienne |
| 7°C | 5 | pH | - | 0,589 | 0,718 | 0,294 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,001** |
| | | Masse | - | - | - | -0,009** |
| | 7 | pH | - | 0,094 | 0,006** | 0,702 |
| | | Conductivité | - | - | -0,006** | 0,535 |
| | | Masse | - | - | - | 0,350 |
| | 9 | pH | - | 0,248 | 0,755 | 0,788 |
| | | Conductivité | - | - | 0,332 | 0,702 |
| | | Masse | - | - | - | -0,012* |
| 23°C | 5 | pH | - | 0,589 | 0,638 | 0,819 |
| | | Conductivité | - | - | - 0,001** | 0,014* |
| | | Masse | - | - | - | -0,031* |
| | 7 | pH | - | 0,071 | 0,172 | 0,760 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,535 |
| | | Masse | - | - | - | 0,570 |
| | 9 | pH | - | 0,078 | 0,485 | 0,289 |
| | | Conductivité | - | - | 0,282 | 0,879 |
| | | Masse | - | - | - | 0,127 |

Tableau XXI (suite)

| | | | | | | |
|------|---|--------------|---|----------------|-----------------|----------------|
| 37°C | 5 | pH | - | 0,589 | 0,335 | -0,014* |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,148 |
| | | Masse | - | - | - | -0,044* |
| | 7 | pH | - | -0,049* | 0,135 | 0,699 |
| | | Conductivité | - | - | -0,003** | 0,337 |
| | | Masse | - | - | - | 0,296 |
| | 9 | pH | - | 0,645 | 0,101 | 0,432 |
| | | Conductivité | - | - | 0,264 | 0,645 |
| | | Masse | - | - | - | 0,216 |
| 44°C | 5 | pH | - | 0,071 | 0,469 | 0,482 |
| | | Conductivité | - | - | 0,938 | 0,589 |
| | | Masse | - | - | - | 0,300 |
| | 7 | pH | - | 0,215 | 0,618 | 0,878 |
| | | Conductivité | - | - | -0,003** | 0,504 |
| | | Masse | - | - | - | 0,614 |
| | 9 | pH | - | 0,119 | 0,701 | 0,215 |
| | | Conductivité | - | - | 0,278 | 0,819 |
| | | Masse | - | - | - | 0,213 |

* :P < 0,05 ** : P < 0,01

III.1.1.6.2- En présence de la bactérie *S. aureus*

Les coefficients de corrélation "*r*" de Spearman ont été calculés entre les paramètres mesurés sous chaque température d'incubation, aux trois valeurs de pH initial et en présence de 2 mL et de 5 mL de la suspension de *S. aureus*. Les coefficients sont présentés dans les tableaux XXII et XXIII ci-après.

➤ **Température 7°C et 2 mL de suspension cellulaire**

En présence de 2 mL de la suspension bactérienne de *S. aureus* (tableau XXII) et sous 7°C, une corrélation très significative et négative ($P < 0,01$) a été observée entre la conductivité électrique de la solution et la masse des films de PEBD, ceci à pH initial 5. A pH initial 7, la variation de la conductivité électrique de la solution est très significativement opposée ($P < 0,01$) à la variation de la masse des films de polymère immergés et à celle de l'abondance bactérienne dans la solution. De plus, une corrélation très significative et positive ($P < 0,01$) a été observée entre la conductivité électrique de la solution et l'abondance bactérienne. Pourtant, à la valeur de pH initial 9, l'évolution du pH de la solution au cours de la période d'incubation est très significativement et négativement corrélée ($P < 0,01$) à celle de la conductivité électrique de la solution et très significativement et positivement corrélée ($P < 0,01$) à l'évolution de la masse des films de PEBD immergés. De plus une corrélation très significative et négative ($P < 0,01$) a été enregistrée entre la conductivité électrique de la solution et la masse des films de polymère (tableau XXII).

➤ **Température 23°C et 2 mL de suspension cellulaire**

Sous 23°C et à pH initial 5, la masse des films de PEDB est très significativement et négativement ($P < 0,01$) corrélée à la conductivité électrique de la solution et significativement et négativement corrélée ($P < 0,01$) à l'abondance bactérienne de *S. aureus*. De même, une corrélation significative et positive ($P < 0,01$) a été observée entre l'abondance cellulaire et la conductivité électrique. A pH initial 7, le profil de variation de la conductivité électrique est très significativement opposé ($P < 0,01$) aux profils de variation du pH de la solution et de la masse des films de polymère immergés. La variation de l'abondance cellulaire est significativement et négativement corrélée ($P < 0,01$) à celle du pH de la solution et très significativement et positivement corrélée à la variation de la conductivité électrique. De plus, une corrélation significative et positive entre la masse des films de polymère et le pH de la solution et une corrélation très significative et négative entre la masse des films de polymère et

l'abondance bactérienne ont été observées ($P < 0,01$). Par ailleurs, à pH initial 9, des corrélations significatives et négatives entre la conductivité électrique et le pH de la solution et très significatives et négatives ($P < 0,01$) entre la conductivité électrique et la masse des films de PEBD ont été enregistrées (tableau XXII).

➤ **Température 37°C et 2 mL de suspension cellulaire**

A la température d'incubation 37 °C, la variation de la conductivité électrique est très significativement opposée ($P < 0,01$) à la variation de la masse des films de polymère immergés à pH initial 5 UC. La même observation a été faite entre ces 2 paramètres à pH initiaux 7 et 9. De plus à pH initial 7, des corrélations très significatives et positives ($P < 0,01$) entre l'abondance bactérienne et la conductivité électrique et très significatives et négatives entre l'abondance bactérienne et la masse des films de PEBD ont été enregistrées. De même, à pH initial 9 UC, la variation du pH de la solution est très significativement et positivement corrélée à la variation de la masse des polymères immergés et très significativement et négativement ($P < 0,01$) corrélée à la variation de la conductivité électrique de la solution (tableau XXII).

➤ **Température 44°C et 2 mL de suspension cellulaire**

Sous 44°C et à pH initial 5, la variation de la masse des films de PEBD est très significativement et négativement ($P < 0,01$) corrélée à la conductivité électrique de la solution. De même, à pH initiaux 7 et 9, le profil de variation de la conductivité électrique est très significativement opposé aux profils de variation du pH de la solution et de la masse des films de PEBD immergés ($P < 0,01$). La masse des films de PEBD est positivement et très significativement corrélée au pH de la solution, ceci à pH initial 7. Cependant, à pH initial 9, on note également des corrélations très significatives et négatives ($P < 0,01$) entre la variation de l'abondance cellulaire et celles du pH de la solution et de la masse des films de polymères immergés et une corrélation significative et positive ($P < 0,01$) entre la variation de l'abondance cellulaire et celle de la conductivité électrique (tableau XXII).

➤ **Température 7°C et 5 mL de suspension cellulaire**

En présence de 5 mL de la suspension de *S. aureus* (tableau XXIII), on observe que la variation de la conductivité électrique sous 7°C et à pH initial 5 est très significativement opposée à la variation du pH de la solution et à celle de la masse des films de PEBD immergés ($P < 0,01$). De plus, l'évolution de la masse des films de PEBD est positivement et très significativement corrélée ($P < 0,01$) à celle du pH de la solution. Les corrélations similaires ont été observées entre les paramètres mesurés à pH initial 9. Alors qu'à pH initial 7, une

corrélation très significative et positive ($P < 0,01$) a été observée entre la variation de l'abondance bactérienne et celle de la conductivité électrique de la solution (tableau XXIII).

➤ **Température 23°C et 5 mL de suspension cellulaire**

Sous 23°C, la variation de la conductivité électrique à pH initiaux 5 et 9 est très significativement et négativement corrélée ($P < 0,01$) à celles de la masse des films de PEBD et le pH de la solution. Dans les mêmes conditions, les profils de variation de la masse des films de polymères et du pH de la solution sont très significativement et positivement corrélés ($P < 0,01$). Cependant, une corrélation très significative et positive a été observée entre les variations de l'abondance cellulaire et la conductivité électrique de la solution à pH initial 7 (tableau XXIII).

➤ **Température 37°C et 5 mL de suspension cellulaire**

A la température d'incubation 37°C et à pH initial 5, le profil de variation de la conductivité électrique est très significativement opposé ($P < 0,01$) à celui de pH et à celui de la masse des films de polymères immergés. De plus la variation de la masse est très significativement et positivement corrélée ($P < 0,01$) à la variation du pH de la solution au cours de l'étude. Des corrélations semblables entre les paramètres analysés ont été observées à pH initial 9. Toutefois, à pH initial 7, la variation du pH de la solution est négativement et significativement corrélée ($P < 0,01$) à celles de la conductivité électrique et de l'abondance bactérienne, tandis que la variation de la conductivité électrique est très significativement et positivement corrélée ($P < 0,01$) à la variation de l'abondance cellulaire (tableau XXIII).

➤ **Température 44°C et 5 mL de suspension cellulaire**

A la température d'incubation 44°C, la variation de la conductivité électrique de la solution à pH initial 5 est très significativement opposée ($P < 0,01$) à celles de la masse des films de PEBD et de la conductivité électrique de la solution. Des corrélations très significatives et positives ($P < 0,01$) ont été observées entre la masse des films de polymère et le pH de la solution. A pH initial 7, les profils de variation de la masse des films de polymères et l'abondance cellulaire sont très significativement opposés ($P < 0,01$). A pH initial 9, les profils de variation de la conductivité électrique et de la masse sont très significativement opposés ($P < 0,01$) alors que l'évolution du pH de la solution est significativement et positivement corrélé ($P < 0,05$) à celle de l'abondance bactérienne (tableau XXIII).

Tableau XIII : Coefficients de corrélation entre paramètres mesurés pour chaque température d'incubation au cours de la biodégradation du PEBD par 2 mL de la suspension de *S. aureus*

| Température d'incubation | pH initial de la solution | | Paramètres mesurés | | | |
|--------------------------|---------------------------|--------------|--------------------|-----------------|-----------------|-----------------------|
| | | | pH | Conductivité | Masse | Abondance bactérienne |
| 7°C | 5 | pH | - | 0,310 | 0,248 | 0,452 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,148 |
| | | Masse | - | - | - | 0,205 |
| | 7 | pH | - | 0,148 | 0,053 | 0,148 |
| | | Conductivité | - | - | -0,005** | 0,001** |
| | | Masse | - | - | - | -0,005** |
| | 9 | pH | - | -0,001** | 0,007** | 0,337 |
| | | Conductivité | - | - | -0,002** | 0,355 |
| | | Masse | - | - | - | 0,233 |
| 23°C | 5 | pH | - | 0,645 | 0,333 | 0,939 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,014* |
| | | Masse | - | - | - | -0,049* |
| | 7 | pH | - | -0,007** | 0,044* | -0,023* |
| | | Conductivité | - | - | -0,005** | 0,001** |
| | | Masse | - | - | - | -0,005** |
| | 9 | pH | - | -0,014* | 0,057 | 0,052 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,148 |
| | | Masse | - | - | - | 0,161 |

Tableau XXII (suite)

| | | | | | | |
|------|---|--------------|---|-----------------|-----------------|-----------------|
| 37°C | 5 | pH | - | 0,819 | 0,784 | 0,589 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,432 |
| | | Masse | - | - | - | 0,345 |
| | 7 | pH | - | 0,077 | 0,120 | 0,077 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,001** |
| | | Masse | - | - | - | -0,001** |
| | 9 | pH | - | -0,001** | 0,000 | 0,383 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,383 |
| | | Masse | - | - | - | 0,355 |
| 44°C | 5 | pH | - | 0,528 | 0,090 | 0,418 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,052 |
| | | Masse | - | - | - | 0,262 |
| | 7 | pH | - | -0,001** | 0,003** | -0,001** |
| | | Conductivité | - | - | -0,008** | 0,042* |
| | | Masse | - | - | - | -0,001** |
| | 9 | pH | - | -0,001** | 0,001** | 0,339 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,497 |
| | | Masse | - | - | - | 0,205 |

* :P < 0,05 ** : P < 0,01

Tableau XIII : Coefficients de corrélation entre les paramètres mesurés pour chaque température d'incubation au cours de la biodégradation du PEBD par 5 mL de la suspension de *S. aureus*

| Température d'incubation | pH initial de la solution | | Paramètres mesurés | | | |
|--------------------------|---------------------------|--------------|--------------------|-----------------|-----------------|-----------------------|
| | | | pH | Conductivité | Masse | Abondance bactérienne |
| 7°C | 5 | pH | - | -0,002** | 0,001** | 0,699 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,939 |
| | | Masse | - | - | - | 0,718 |
| | 7 | pH | - | 0,180 | 0,814 | 0,119 |
| | | Conductivité | - | - | 0,369 | 0,001** |
| | | Masse | - | - | - | 0,664 |
| | 9 | pH | - | -0,001** | 0,001** | 0,760 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,535 |
| | | Masse | - | - | - | 0,535 |
| 23°C | 5 | pH | - | -0,001** | 0,001** | 0,090 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,090 |
| | | Masse | - | - | - | 0,059 |
| | 7 | pH | - | 0,148 | 0,631 | 0,148 |
| | | Conductivité | - | - | 0,775 | 0,001** |
| | | Masse | - | - | - | 0,775 |
| | 9 | pH | - | -0,001** | 0,028* | 0,535 |
| | | Conductivité | - | - | -0,005** | 0,589 |
| | | Masse | - | - | - | 0,579 |

Tableau XXIII (suite)

| | | | | | | |
|-------------|----------|---------------------|---|-----------------|-----------------|-----------------|
| 37°C | 5 | pH | - | -0,001** | 0,001** | 0,613 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,613 |
| | | Masse | - | - | - | 0,685 |
| | 7 | pH | - | -0,014* | 0,610 | -0,014* |
| | | Conductivité | - | - | 0,491 | 0,001** |
| | | Masse | - | - | - | 0,491 |
| | 9 | pH | - | -0,001** | 0,005** | 0,819 |
| | | Conductivité | - | - | 0,005** | 0,819 |
| | | Masse | - | - | - | 0,967 |
| 44°C | 5 | pH | - | -0,001** | 0,001** | 0,879 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,879 |
| | | Masse | - | - | - | 0,667 |
| | 7 | pH | - | 0,052 | 0,842 | 0,504 |
| | | Conductivité | - | - | 0,905 | 0,908 |
| | | Masse | - | - | - | -0,005** |
| | 9 | pH | - | 0,052 | 0,078 | 0,014* |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,148 |
| | | Masse | - | - | - | 0,210 |

* :P < 0,05 ** : P < 0,01

III.1.1.7- Comparaison des paramètres de biodégradation du PEBD sous diverses conditions expérimentales et en présence de chaque espèce bactérienne considérée

Les comparaisons des valeurs moyennes des paramètres mesurés sous diverses valeurs de pH initial, durées et températures d'incubation et sous diverses abondances bactériennes pour chaque espèce bactérienne ont été effectuées à l'aide du test H de Kruskal-Wallis.

III.1.1.7.1. En présence de *P. aeruginosa*

➤ Sous diverses valeurs de pH initiales

En présence de 2 mL de la suspension de *P. aeruginosa*, les variations de la masse des films de PEBD immergés, du pH de la solution et de l'abondance bactérienne au cours de la période d'étude sont très significatives ($P < 0,01$) d'une valeur de pH initial à l'autre. Cependant, en présence de 5 mL de la suspension de *P. aeruginosa*, les variations du pH de la solution ont très significativement ($P < 0,01$) varié entre les différentes valeurs de pH initial et celles de la masse des films de PEBD ont significativement ($P < 0,05$) varié d'une valeur de pH initial à l'autre (tableau XXIV).

Tableau XXIV: Valeurs de P du test H de Kruskal-Wallis relatif aux tests de comparaison des valeurs moyennes de tous les paramètres analysés entre les différentes valeurs pH initiales au cours de la biodégradation du PEBD par la bactérie *P. aeruginosa*

| Conditions expérimentales | Paramètres mesurés | | | |
|---------------------------|--------------------|-------------------------|---------------|-----------------------|
| | pH | Conductivité électrique | Masse du PEBD | Abondance bactérienne |
| Volume microbien 2 mL | 0,001** | 0,426 | 0,002** | 0,001** |
| Volume microbien 5 mL | 0,001** | 0,842 | 0,010* | 0,151 |

* : $P < 0,05$ ** : $P < 0,01$

➤ Sous diverses durées d'incubation

On remarque que tous les paramètres analysés ont très significativement ($P < 0,01$) et significativement ($P < 0,05$) fluctué d'une durée d'incubation à l'autre à la valeur de pH initial 5 UC, alors qu'aux valeurs initiales de pH 7 et 9, ce sont le pH, la conductivité électrique et la masse du PEBD qui ont varié très significativement ($P < 0,01$) d'une durée d'incubation à l'autre (tableau XXV).

➤ **Sous diverses températures d'incubation**

L'abondance cellulaire de *P. aeruginosa* varie très significativement ($P < 0,01$) en fonction de la température d'incubation et à toutes les valeurs de pH initiales. Aucune différence significative n'a été observée dans les variations de pH et de la conductivité électrique de la solution, ainsi que de la masse d'une température d'incubation à l'autre (tableau XXV).

➤ **Sous diverses abondances cellulaires initiales**

Il existe une différence très significative ($P < 0,01$) entre la variation de la conductivité électrique à pH initial 5 UC, entre les variations de la conductivité électrique et l'abondance cellulaire aux valeurs de pH initiales 7 et 9 d'un volume bactérien à l'autre et une différence significative ($P < 0,05$) entre les valeurs de pH de la solution d'un volume bactérien à l'autre à la valeur de pH initial 9 (tableau XXV).

Tableau XXV: Valeurs de P du test H de Kruskal-Wallis relatif aux tests de comparaison des valeurs moyennes de tous les paramètres analysés entre la durée, la température d'incubation et le volume microbien à chaque valeur de pH initiale au cours de la biodégradation du PEBD par la bactérie *P. aeruginosa*

| | | Paramètres mesurés | | | |
|-------------------|----------------------------------|---------------------------|-------------------------|---------------|----------------------|
| pH initial | Conditions expérimentales | pH de la solution | Conductivité électrique | Masse du PEBD | Abondance cellulaire |
| 5 | Durée d'incubation | 0,001** | 0,001** | 0,001** | 0,044* |
| | Température d'incubation | 0,606 | 0,637 | 0,454 | 0,001** |
| | Volume bactérien | 0,640 | 0,001** | 0,287 | 0,238 |
| 7 | Durée d'incubation | 0,001** | 0,001** | 0,001** | 0,332 |
| | Température d'incubation | 0,087 | 0,841 | 0,215 | 0,001** |
| | Volume bactérien | 0,148 | 0,001** | 0,965 | 0,001** |
| 9 | Durée d'incubation | 0,001** | 0,001** | 0,001** | 0,696 |
| | Température d'incubation | 0,801 | 0,909 | 0,781 | 0,008** |
| | Volume bactérien | 0,021* | 0,001** | 0,142 | 0,001** |

* : significativement différent à $P < 0,05$; ** : $P < 0,01$ ddl = 55

III.1.1.7.2- En présence de *S. aureus*

➤ Sous diverses valeurs de pH initiales

Il existe des différences très significatives ($P < 0,01$) dans les variations de pH, de la conductivité électrique de la solution et de l'abondance cellulaire et significatives ($P < 0,05$) dans les variations de la masse des films de PEBD entre les différentes valeurs de pH initiales testées et en présence de 2 mL de la suspension de *S. aureus*. De même, en présence de 5 mL de la suspension de *S. aureus*, des différences très significatives ($P < 0,01$) ont été observées dans les variations du pH, de la conductivité électrique et de la masse des films de PEBD entre les différentes valeurs de pH initiales de la solution (tableau XXVI).

Tableau XIII : Valeurs de P du test H de Kruskal-Wallis relatif aux tests de comparaison des valeurs moyennes de tous les paramètres analysés entre les différentes valeurs initiales de pH au cours de la biodégradation du PEBD par la bactérie *S. aureus*

| Conditions expérimentales | Paramètres mesurés | | | |
|---------------------------|--------------------|-------------------------|---------------|-----------------------|
| | pH | Conductivité électrique | Masse du PEBD | Abondance bactérienne |
| Volume microbien 2 mL | 0,001** | 0,001** | 0,011* | 0,001** |
| Volume microbien 5 mL | 0,001** | 0,001** | 0,001** | 0,055 |

* : $P < 0,05$ ** : $P < 0,01$

➤ Sous diverses températures d'incubation

Des différences significatives ($P < 0,05$) à la valeur initiale de pH 5 et très significatives ($P < 0,01$) à la valeur initiale de pH 7 ont été observées entre les abondances cellulaires de *S. aureus* et d'une température d'incubation à l'autre (tableau XXVII).

➤ Sous diverses durées d'incubation

On constate que le pH, la conductivité électrique et la masse des films de PEBD varient très significativement ($P < 0,01$) en fonction de la durée d'incubation aux valeurs de pH initiales 5 et 9, tandis qu'à pH initial 7, tous les paramètres mesurés varient significativement en fonction de la durée d'incubation (tableau XXVII).

➤ **Sous diverses abondances cellulaires initiales**

De même, le pH et la conductivité électrique à pH initial 5, la conductivité électrique et l'abondance cellulaire à pH initial 9 ont très significativement varié ($P < 0,01$) d'un volume bactérien à l'autre (tableau XXVII).

Tableau XIVII : Valeurs de P du test H de Kruskal-Wallis relatif aux tests de comparaison des valeurs moyennes des paramètres analysés entre la durée, la température d'incubation et le volume microbien à chaque valeur de pH initiale au cours de la biodégradation du PEBD par *S. aureus*

| | | Paramètres mesurés | | | |
|------------|---------------------------|--------------------|-------------------------|---------------|----------------------|
| pH initial | Conditions expérimentales | pH de la solution | Conductivité électrique | Masse du PEBD | Abondance cellulaire |
| 5 | Durée d'incubation | 0,001** | 0,001** | 0,001** | 0,182 |
| | Température d'incubation | 0,162 | 0,982 | 0,786 | 0,035* |
| | Volume bactérien | 0,001** | 0,001** | 0,835 | 0,544 |
| 7 | Durée d'incubation | 0,001** | 0,001** | 0,001** | 0,001** |
| | Température d'incubation | 0,839 | 0,022* | 0,878 | 0,001** |
| | Volume bactérien | 0,857 | 0,129 | 0,360 | 0,088 |
| 9 | Durée d'incubation | 0,001** | 0,001** | 0,001** | 0,651 |
| | Température d'incubation | 0,421 | 0,604 | 0,607 | 0,203 |
| | Volume bactérien | 0,133 | 0,001** | 0,422 | 0,001** |

* : significativement différent à $P < 0,05$; ** : $P < 0,01$ ddl = 55

III.1.2- Biodégradation du PP en microcosme aquatique acide, neutre et basique par les bactéries *P. aeruginosa* et *S. aureus*

III.1.2.1- Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés en l'absence de cellule bactérienne

Les valeurs moyennes du pH, de la conductivité électrique de la solution et de la masse du PP ont varié tout au long de la période d'incubation et suivant chaque température d'incubation. Les figures 31, 32 et 33 présentent les variations observées respectivement aux pH initiaux 5, 7 et 9.

➤ Variations de pH

Dans les flacons de pH initial 5, les valeurs moyennes de pH ont fluctué de 5 UC à 5,91, 5,86, 5,9 et 5,86 UC après 10 jours d'incubation, à 5,8, 5,79, 5,82 et 5,83 UC après 30 jours d'incubation et à 5,73, 5,56, 5,75 et 5,68 UC après 60 jours d'incubation respectivement sous 7, 23, 37 et 44 °C (figure 31).

Pour les solutions de pH initial 7, les valeurs moyennes de pH de la solution ont baissé graduellement tout au long de la période d'étude. A la température d'incubation 7 °C, elles étaient de 6,82, 6,75, 6,73, 6,66, 6,65 et 6,47 UC respectivement après 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours d'incubation. Les observations similaires ont été faites aux autres températures d'incubation (figure 32).

Dans les solutions de pH initial 9, les valeurs moyennes de pH de la solution ont varié de 9 UC à 7,74, 8,35, 8,33 et 8,9 UC après 10 jours d'incubation, à 7,47, 8,03, 8,3 et 8,6 UC après 30 jours d'incubation et à 7,27, 7,85, 7,97 et 8,38 UC après 60 jours d'incubation, respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C (figure 33).

➤ Variations de la conductivité électrique

De même, les valeurs moyennes de la conductivité électrique de la solution ont augmenté graduellement tout au long de la période d'incubation à pH initial 5. Initialement de 2704 $\mu\text{S}/\text{cm}$, elles étaient de 2660, 3005, 3030 et 3060 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 10 jours d'incubation, de 3095, 3105, 3140 et 3205 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 30 jours d'incubation et de 3180, 3315, 3510 et 3690 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 60 jours d'incubation successivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C (figure 31).

Dans l'ensemble, on a observé une hausse graduelle des valeurs moyennes de la conductivité électrique de la solution au cours de la période d'incubation à pH initial 7. Elles ont varié de 2857 $\mu\text{S}/\text{cm}$ à 3055, 3125, 3160 et 3240 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 10 jours d'incubation, à 3255, 3355, 3415 et 3335 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 40 jours d'incubation et à 3465, 3545, 3515 et 3650 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 60 jours d'incubation, successivement sous 7, 23, 37 et 44°C. Pour une même durée d'incubation, on note une augmentation des valeurs moyennes de la conductivité électrique avec l'augmentation de la température d'incubation de 7 °C à 37°C (figure 32).

A pH initial 9, les valeurs moyennes de la conductivité électrique de la solution ont augmenté tout au long de la période d'incubation. Elles ont fluctué de 2665 $\mu\text{S}/\text{cm}$ à 3145, 3290, 3327, 3410, 3420 et 3612 $\mu\text{S}/\text{cm}$ sous 7°C et de 2665 $\mu\text{S}/\text{cm}$ à 3000, 3070, 3120, 3130, 3160 et 3215 $\mu\text{S}/\text{cm}$ sous 23°C, respectivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C (figure 33). Des variations semblables ont été observées sous 37 et 44°C.

➤ Variations de la masse des films de PP

Les valeurs moyennes de masse des films de PP immergés, initialement de 0,1 g n'ont pas changé après 10 jours, 20 jours et 30 jours d'incubation, à pH initial 5. Après 40 jours d'incubation, on a observé une baisse de la masse de 0,1 à 0,099 g à toutes les températures. Après 60 jours d'incubation, les masses moyennes ont fluctué de 0,1 à 0,099 g à 7°C et à 0,098 g sous 23, 37 et 44°C (figure 31).

Pareillement, à pH initial 7, les valeurs moyennes des masses des films de PP n'ont pas fluctué après 10 jours, 20 jours et 30 jours d'incubation. A partir de 40 jours d'incubation, on a observé une relative baisse des valeurs moyennes de masse à toutes les températures d'incubation. Les masses moyennes enregistrées après 60 jours d'incubation étaient de 0,099 g à 7°C et de 0,098 g à 23, 37 et 44°C (figure 32).

A pH initial 9, les valeurs moyennes de masse n'ont pas fluctué à 7 et 23°C jusqu'à 50 jours d'incubation. Ce n'est qu'après 60 jours d'incubation qu'on a enregistré une baisse des masses moyennes de 0,1 à 0,099 g. Cependant, sous 37 et 44°C, on a noté une baisse de la masse à partir de 40 jours d'incubation. Les valeurs moyennes de masse enregistrées après 60 jours d'incubation étaient de 0,099g à 37 et 44°C (figure 33).

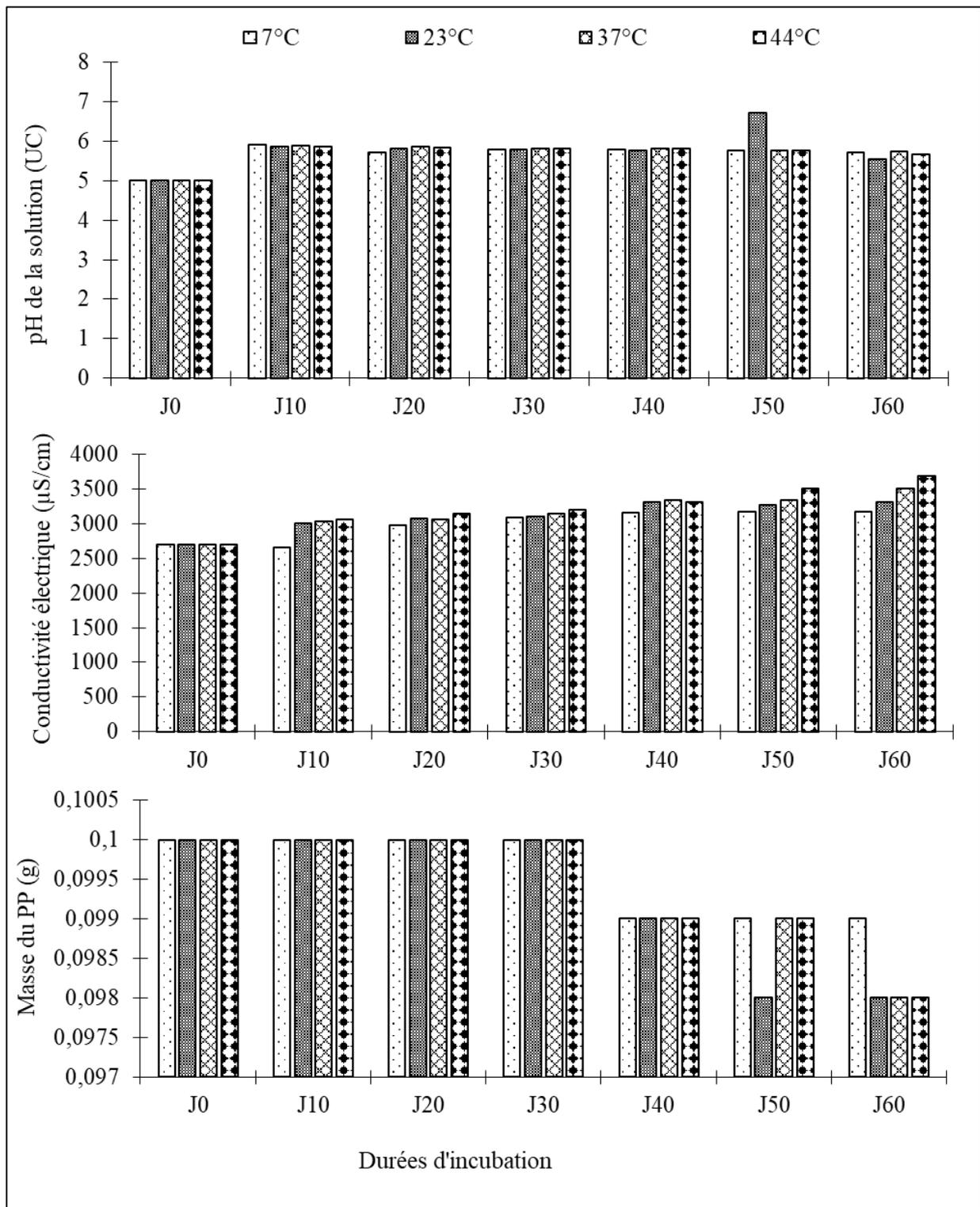


Figure 31: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés dans les flacons témoins à pH initial 5 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

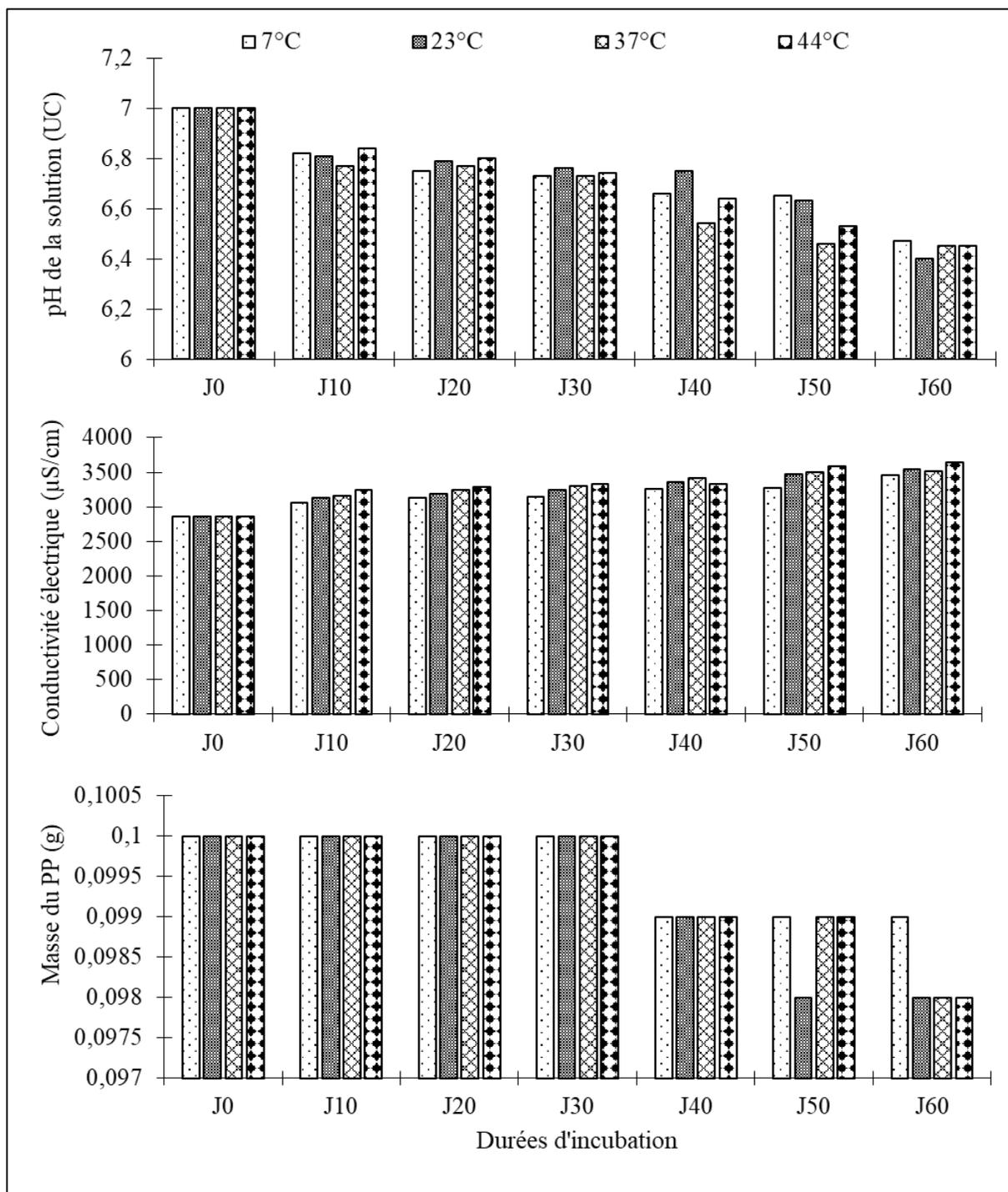


Figure 32: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés dans les flacons témoins à pH initial 7 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

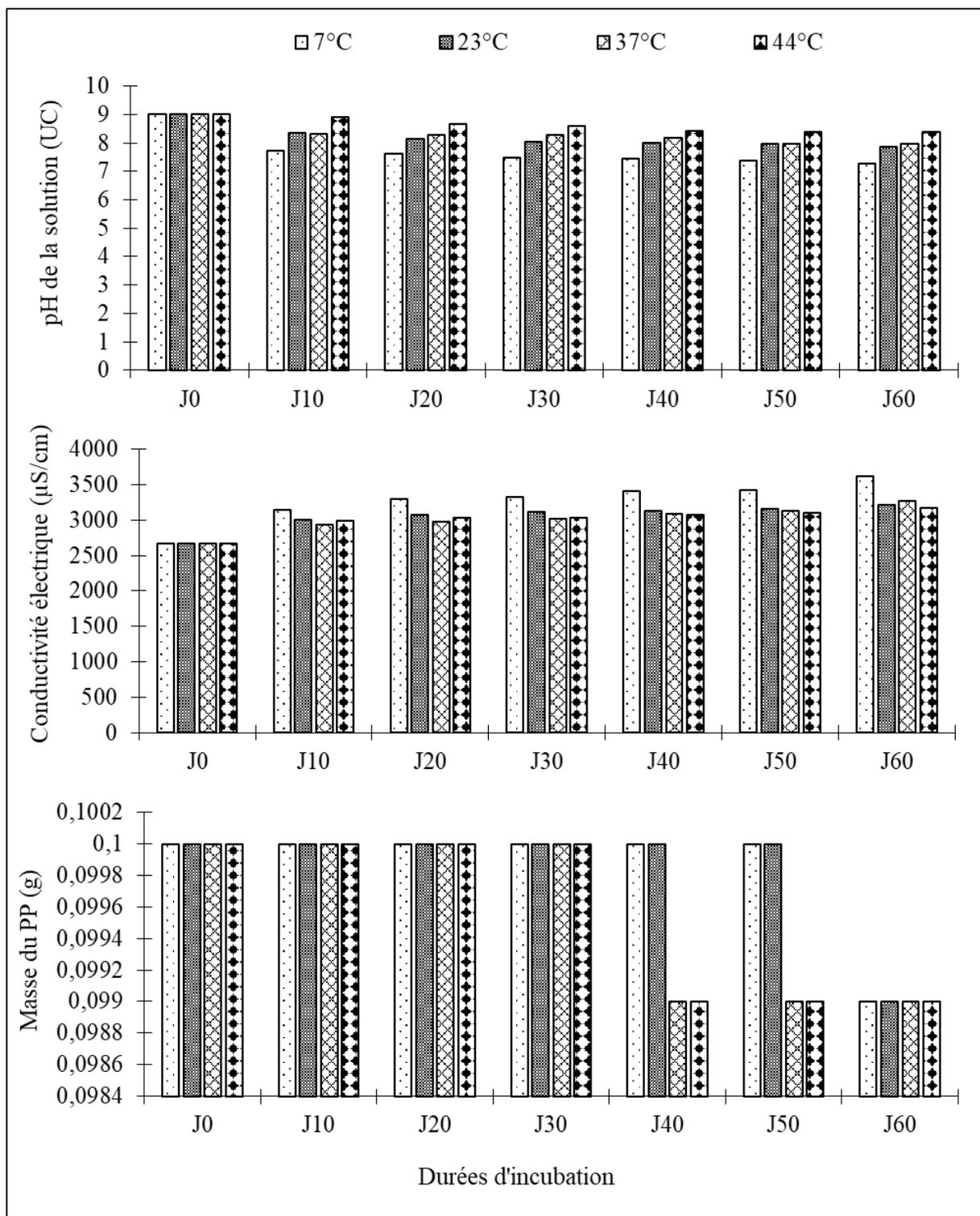


Figure 33: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés dans les flacons témoins à pH initial 9 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

III.1.2.2- Variations temporelles des valeurs des paramètres de biodégradation du PP mesurés en présence de la bactérie *S. aureus*

III.1.2.2.1- En présence de 2 mL de la suspension de *S. aureus*

Les figures 34, 35 et 36 présentent les variations temporelles des valeurs moyennes de pH et de conductivité électrique de la solution, de la masse des films de PP et de l'abondance cellulaire en fonction des durées d'incubation et des différentes températures d'incubation successivement aux valeurs de pH initiales 5, 7 et 9.

➤ Variations de pH

A la valeur de pH initiale 5 (figure 32), les valeurs moyennes des paramètres analysés ont varié d'une température d'incubation à l'autre et d'une durée d'incubation à l'autre. Les valeurs moyennes de pH de la solution, ont légèrement baissé avec la durée d'incubation. Elles étaient de 4,13, 4,15, 4,14 et 4,21 UC après 10 jours, de 4,13, 4,14, 4,09 et 4,15 UC après 40 jours d'incubation et de 3,91, 4,02, 3,96 et 3,98 UC après 60 jours d'incubation respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C (figure 34).

Initialement à 7, les valeurs moyennes de pH de la solution ont légèrement diminué après 10 jours et 20 jours d'incubation. Elles étaient de 6,92, 7,03, 6,97 et 6,96 UC après 10 jours et de 6,9, 6,85, 6,83 et 6,94 UC après 20 jours d'incubation respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C. A partir de 30 jours d'incubation, on a observé une diminution plus considérable des valeurs moyennes jusqu'à 6,2, 6,35, 6,3 et 6,7 UC après 60 jours d'incubation successivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C. Toutefois, la valeur la plus faible (6,15 UC) a été enregistrée sous 37°C après 20 et 30 jours d'incubation (figure 35).

A la valeur de pH initiale 9 (figure 34), les valeurs moyennes de pH de la solution, ont baissé au cours de la période d'incubation. Aux températures d'incubation 7 et 23°C, elles étaient de 8,6 et 8,49 UC après 10 jours, de 8,31 et 8,32 UC après 20 jours, de 8,24 et 8,07 UC après 30 jours, de 8,19 et 7,99 UC après 40 jours, de 8,25 et 7,78 UC après 50 jours d'incubation et de 7,95 et 8,17 UC après 60 jours d'incubation. La même observation a été faite aux températures d'incubation 37 et 44°C (figure 36).

➤ Variations de la conductivité électrique

De façon générale, les valeurs moyennes de la conductivité électrique ont augmenté avec l'augmentation de la durée d'incubation et suivant les températures d'incubation. Partant

de 3186 $\mu\text{S}/\text{cm}$ à pH initial 5, elles étaient de 3345, 3320, 3550 et 3500 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 10 jours, de 3830, 3935, 4060 et 4020 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 20 jours, de 3905, 4075, 4215 et 4235 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 30 jours, de 3970, 4150, 4270 et 4260 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 40 jours, de 3990, 4150, 4270 et 4260 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 50 jours et de 4225, 4340, 4405 et 4370 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 60 jours d'incubation, respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C. La valeur la plus élevée (4405 $\mu\text{S}/\text{cm}$) a été enregistrée sous 23°C après 60 jours d'incubation (figure 34).

Les valeurs moyennes de la conductivité électrique enregistrées au cours des essais de biodégradation du PP par *S. aureus* ont augmenté progressivement avec la durée d'incubation à pH initial 7. Nous avons observé d'une part sous 7, 23 et 37°C une augmentation progressive des valeurs moyennes jusqu'à 50 jours d'incubation (4685, 4730 et 4865 $\mu\text{S}/\text{cm}$ respectivement), suivi d'une légère baisse après 60 jours d'incubation (4015, 4015 et 4160 $\mu\text{S}/\text{cm}$ successivement). D'autres parts sous 44°C, on a observé une hausse progressive des valeurs moyennes de conductivité électrique. Initialement de 3216 $\mu\text{S}/\text{cm}$, elles étaient de 3700, 3845, 4065, 4085, 4220 et 4825 $\mu\text{S}/\text{cm}$ respectivement après 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours d'incubation (figure 35).

Pour ce qui est des valeurs moyennes de conductivité électrique de la solution à pH initial 9, elles ont haussé avec l'augmentation de la durée d'incubation. Partant d'une valeur moyenne initiale de 2934 $\mu\text{S}/\text{cm}$, elles ont fluctué à 3290, 3405, 3510 et 3395 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 10 jours, à 3485, 3535, 3685 et 3520 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 40 jours d'incubation et à 3530, 3630, 3940 et 3685 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 60 jours d'incubation, respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C (figure 36).

➤ Variations de la masse des films de PP

A pH initial 5, les valeurs moyennes initialement à 0,1g ont progressivement baissé au cours de la période d'incubation et en fonction de la température d'incubation. Elles étaient de 0,099, 0,099, 0,098 et 0,099 g après 10 jours, de 0,098, 0,097, 0,098 et 0,098 g après 30 jours et de 0,094, 0,096, 0,096 et 0,095 g après 60 jours d'incubation successivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C. La valeur la plus basse 0,094 g a été observée sous 7°C après 60 jours d'incubation (figure 34).

A pH initial 7, les valeurs moyennes de masse des films de PP, initialement de 0,1 g ont diminué en fonction des températures et des durées d'incubation. Elles étaient de 0,1, 0,1, 0,099 et 0,1 g après 10 jours, de 0,098, 0,098, 0,099 et 0,098 g après 30 jours et de 0,095, 0,096, 0,097 et 0,095 g après 60 jours d'incubation respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C. La plus petite

valeur de masse (0,095 g) a été enregistrée après 60 jours d'incubation aux températures d'incubation 7°C et 44°C (figure 35).

De même, à pH initial 9, les valeurs moyennes de masse des films de PP enregistrées en présence de 2 mL de la suspension de *S. aureus*, ont diminué progressivement avec l'augmentation de la durée d'incubation. Elles étaient de 0,098, 0,099, 0,098 et 0,098 g après 10 jours, de 0,098, 0,097, 0,097 et 0,098 g après 30 jours et de 0,097, 0,096, 0,095 et 0,096 g après 60 jours d'incubation, successivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C. La valeur la plus basse (0,095 g) a été observée après 60 jours d'incubation et à la température d'incubation 37°C (figure 36).

➤ Variations des abondances cellulaires

Les valeurs moyennes d'abondance cellulaire à pH initial 5 ont d'abord diminué après 10 jours d'incubation de 19×10^5 UFC/mL à 8, 8, 20 et 3×10^5 UFC/mL, respectivement à 7, 23, 37 et 44°C. A partir de 20 jours d'incubation, on a observé une hausse des abondances moyennes jusqu'à 50 jours d'incubation où on a noté les valeurs moyennes de 21, 40, 75 et 30×10^5 UFC/mL à 7, 23, 37 et 44°C successivement. Après 60 jours d'incubation, les masses moyennes ont à nouveau baissé à toutes les températures d'incubation. La valeur la plus élevée (75×10^5 UFC/mL) a été observée après 50 jours d'incubation sous 37°C (figure 34).

A pH initial 7, Les valeurs moyennes d'abondance cellulaire ont varié tout au long de la période d'incubation et d'une température d'incubation à l'autre. A 23°C, on a observé une augmentation graduelle des valeurs moyennes d'abondance cellulaire. Elles ont haussé de 41×10^5 UFC/mL à 509×10^5 UFC/mL après 60 jours d'incubation. Aux températures 7, 37 et 44 °C, on a observé une augmentation des abondances moyennes de 41 à 129, 209 et 40, enregistrées après 40 jours d'incubation. Après 50 jours et 60 jours d'incubation, les valeurs moyennes d'abondance ont relativement baissé sous 7 et 44°C. L'abondance moyenne la plus élevée a été enregistré sous 23°C apr-s 60 jours d'incubation (figure 35).

A pH initial 9, les valeurs moyennes d'abondance cellulaire ont considérablement fluctué d'une température d'incubation à l'autre et tout au long de la période d'incubation. Elles ont augmenté de 14×10^5 UFC/mL à 33×10^5 UFC/mL sous 44°C après 40 jours d'incubation, tandis que sous 7, 23 et 37°C, elles ont augmenté progressivement jusqu'à atteindre les valeurs de 80, 154 et 175×10^5 UFC/mL respectivement, enregistré après 50 jours d'incubation.

Cependant, après 60 jours d'incubation, les masses moyennes ont baissé à toutes les températures d'incubation. De plus, à une même durée d'incubation, on a observé une hausse des masses moyennes de 7°C à 37°C. L'abondance cellulaire la plus élevée (175×10^5 UFC/mL) a été observée après 50 jours d'incubation sous 37°C (figure 36).

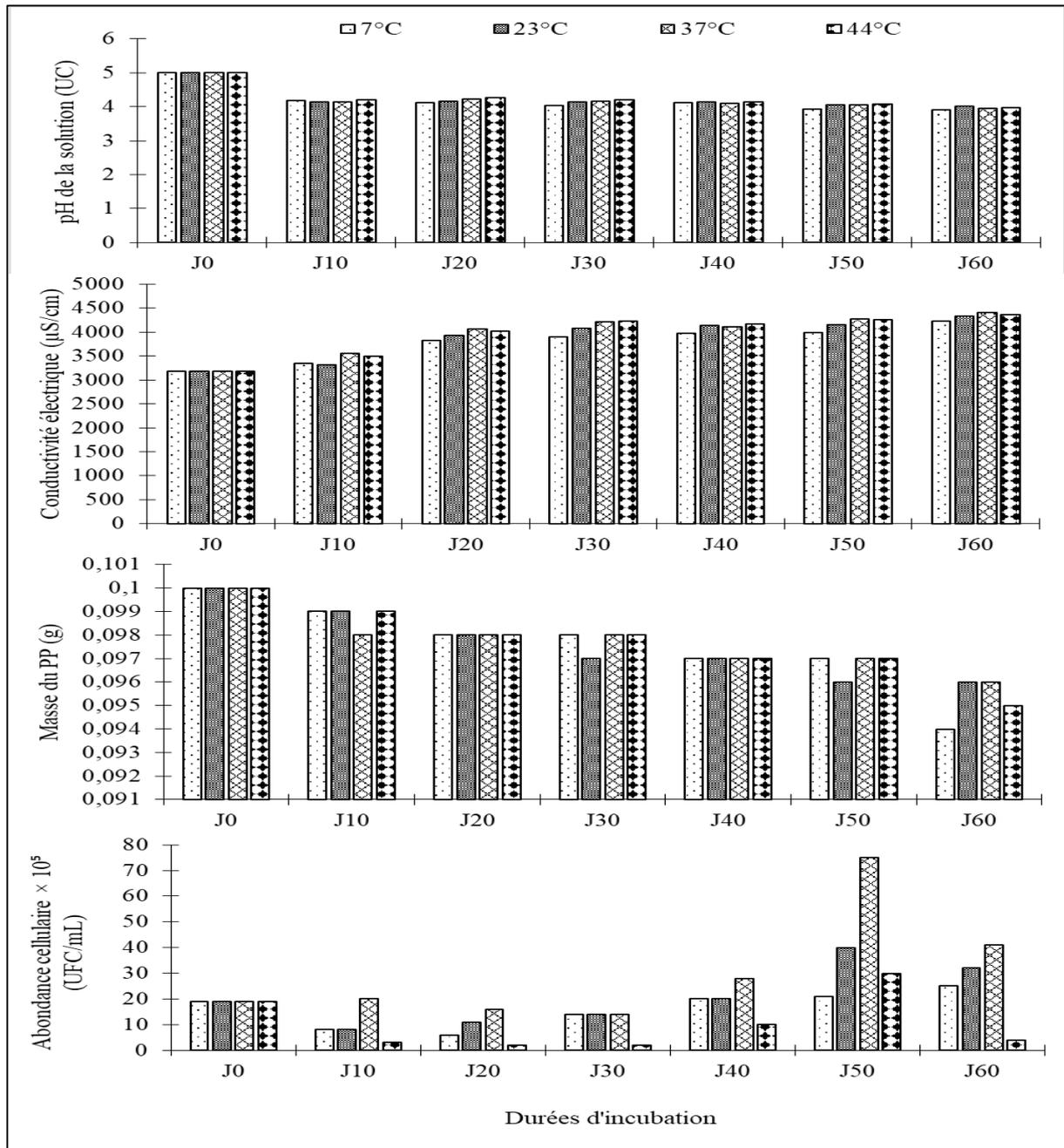


Figure 34: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par 2 mL de la suspension cellulaire de *S. aureus*, au pH initial 5 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

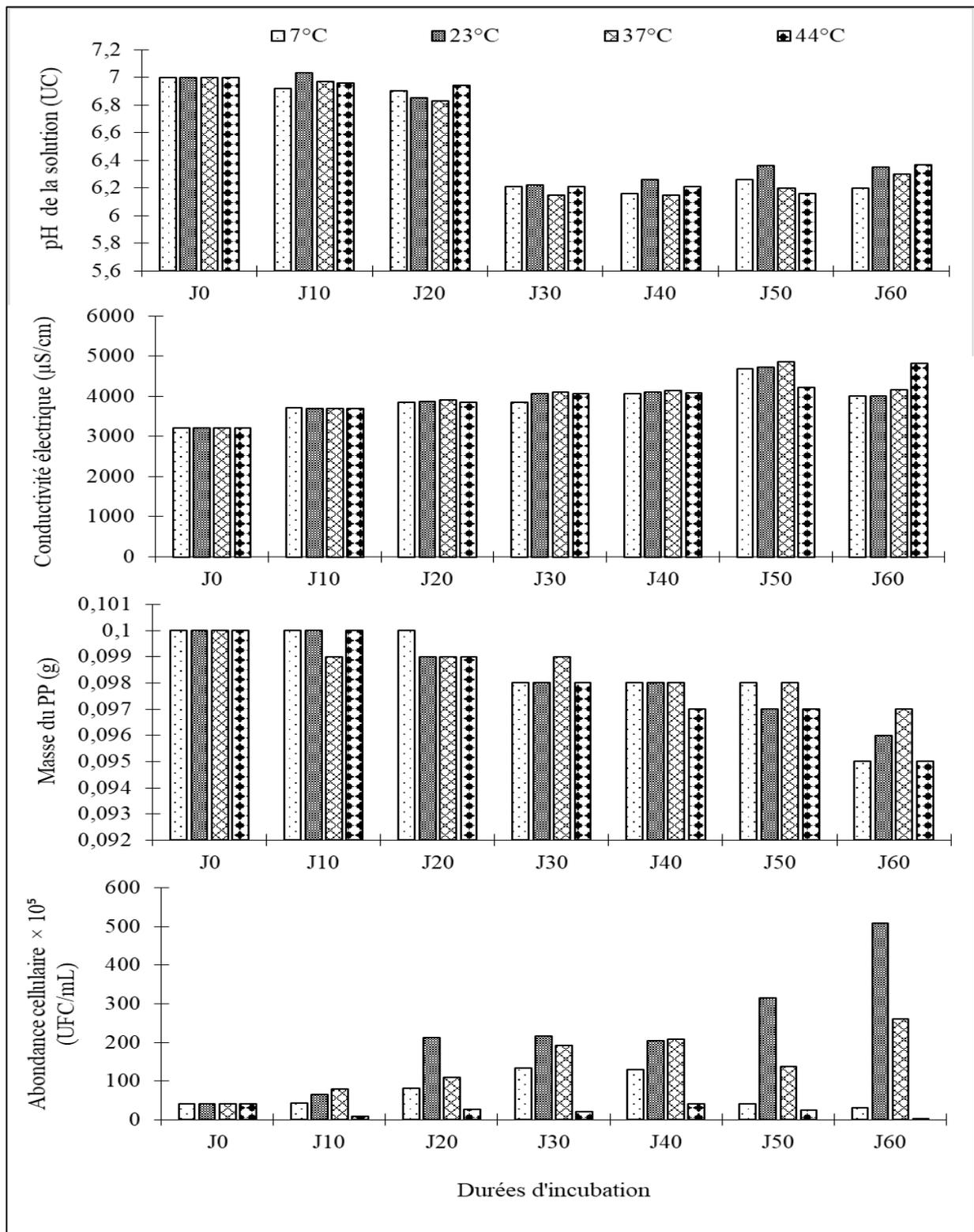


Figure 35: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par 2 mL de la suspension cellulaire de *S. aureus*, au pH initial 7 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

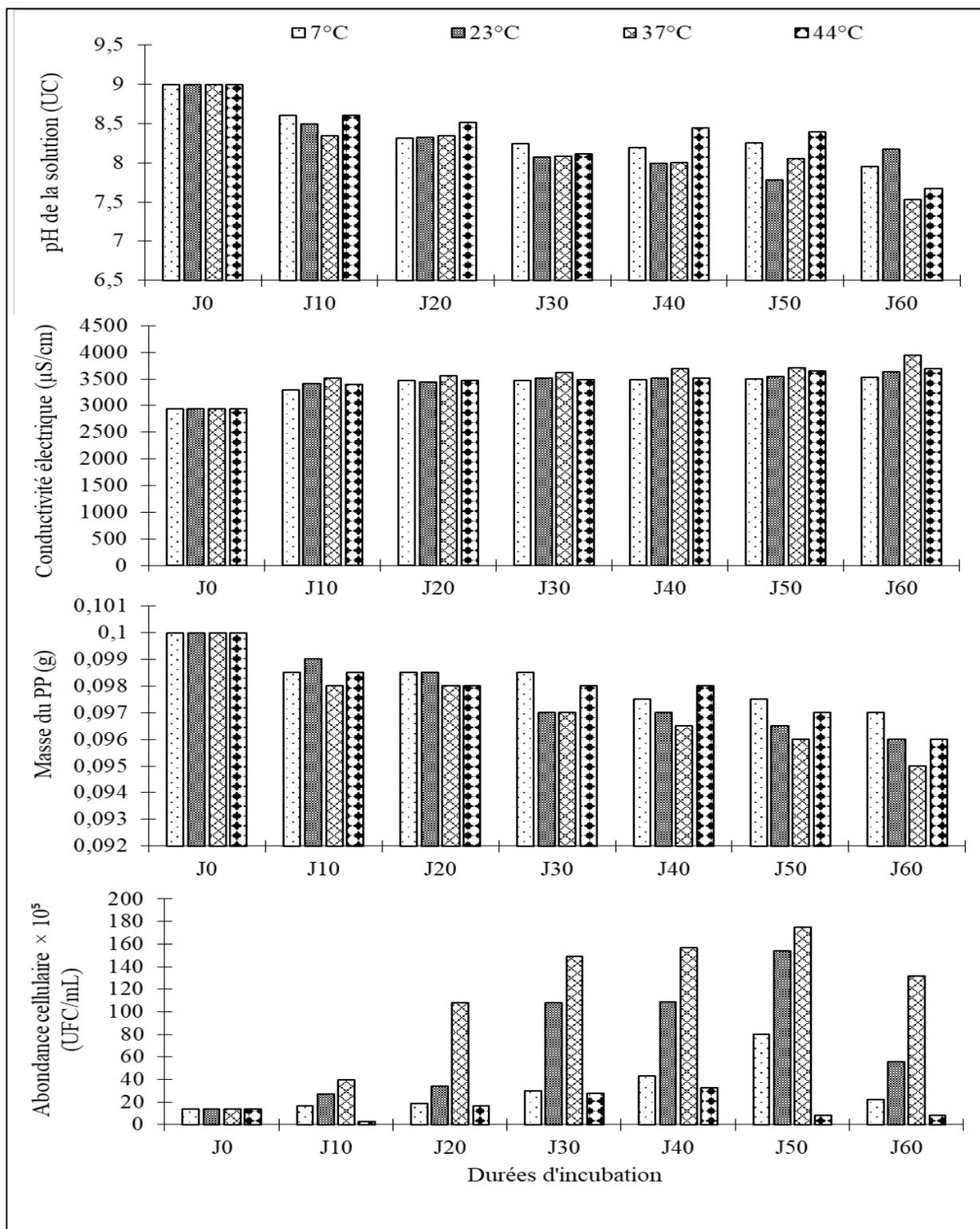


Figure 36: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par 2 mL de la suspension cellulaire de *S. aureus*, au pH initial 9 en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

III.1.2.2.2- En présence de 5 mL de la suspension de *S. aureus*

Les figures 37, 38 et 39 ci-contre, présentent les variations temporelles des valeurs moyennes de pH et de conductivité électrique de la solution, de la masse des films de PP et de l'abondance cellulaire en fonction des différentes durées d'incubation et d'une température d'incubation à l'autre respectivement aux valeurs de pH initiales 5, 7 et 9.

➤ Variations de pH

A la valeur de pH initiale 5 (figure 37), les valeurs moyennes de pH de la solution ont diminué de façon générale au cours de la période d'incubation. Sous 7°C, elles étaient de 5,05, 4,9, 4,04, 4,3, 3,8 et 3,98 UC successivement après 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours d'incubation. A la température d'incubation 23°C, les valeurs moyennes étaient de 4,66, 4,67, 4,04, 4,31, 4,21 et 4,36 UC après 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours d'incubation respectivement. Il en a été de même des valeurs moyennes enregistrées sous 37 et 44°C tout au long de la période d'incubation.

A la valeur de pH initiale 7 (figure 38), les valeurs moyennes de pH de la solution ont considérablement varié avec la durée d'incubation et ceci à toutes les températures d'incubation. Après les durées d'incubation 10 jours, 20 jours et 30 jours, les valeurs de pH ont légèrement baissé et augmenté de 7 UC à 6,99, 7, 6,97 et 6,93 UC après 20 jours d'incubation et à 6,97, 6,85, 7,14 et 7,28 UC après 30 jours d'incubation, respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C. Après 40 jours, 50 jours et 60 jours d'incubation, on a observé une diminution marquée des valeurs de pH à toutes les températures d'incubation. Elles étaient de 6,5, 6,26, 6,24 et 6,26 UC après 40 jours et de 6,36, 6,39, 6,31 et 6,32 UC après 60 jours d'incubation, successivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C (figure 38).

A pH initial 9 (figure 39), les valeurs moyennes de pH de la solution ont diminué dans l'ensemble tout au long de la période d'incubation. Elles étaient de 8,66, 8,4, 8,09 et 8,34 UC après 10 jours d'incubation, de 8,29, 8,06, 7,99 et 8,15 UC après 30 jours d'incubation, de 7, 6,5, 8, 7,97 et 7,86 UC après 50 jours d'incubation et de 7,65, 7,64, 7,85 et 7,62 UC après 60 jours d'incubation, successivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C.

➤ Variations de la conductivité électrique

Pour ce qui est de la conductivité électrique des solutions de biodégradation, les valeurs moyennes enregistrées ont augmenté au cours de l'étude avec l'augmentation de la durée d'incubation et de la température d'incubation à pH initial 5. Elles étaient de 3470 $\mu\text{S}/\text{cm}$ à

l'instant de départ et ont augmenté à 4005, 4290, 4490 et 4385 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 20 jours d'incubation, à 4365, 4395, 4480, 4515 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 40 jours et de 4645, 4840, 4840 et 4880 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 60 jours d'incubation, respectivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C (figure 37).

Dans les solutions de pH initial 7, les valeurs moyennes de la conductivité électrique des solutions de biodégradation ont haussé avec l'augmentation de la durée d'incubation et ceci à toutes les températures d'incubation. Sous 7°C et 44°C, les valeurs moyennes ont fluctué de 3470 $\mu\text{S}/\text{cm}$ à 4205 et 4345 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 10 jours, à 4410 et 4485 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 20 jours, à 4570 et 4795 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 30 jours, à 4605 et 4900 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 40 jours, à 4780 et 5000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 50 jours et à 6430 et 5785 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 60 jours d'incubation. Il en a été de même des valeurs moyennes de conductivité électrique enregistrées sous 23 et 37°C (figure 38).

De façon générale, les valeurs moyennes de conductivité électrique des solutions de biodégradation de pH initial 9 ont augmenté avec l'augmentation de la durée d'incubation. Aux températures d'incubation 7 et 23°C, les valeurs moyennes enregistrées ont fluctué de 3262 $\mu\text{S}/\text{cm}$ à 3720 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 10 jours, à 3780 et 3855 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 20 jours, à 3820 et 3895 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 30 jours, à 3845 et 3925 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 40 jours, à 3920 et 3990 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 50 jours et à 3925 et 4040 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 60 jours d'incubation. Des observations similaires ont été faites aux températures d'incubation 37 et 44°C (figure 39).

➤ Variations de la masse des films de PP

A pH initial 5, on a observé une diminution progressive de la masse des films de PP. Sous 7°C, les valeurs moyennes de masse étaient de 0,099, 0,098, 0,098, 0,098, 0,098 et 0,096 g successivement après 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours d'incubation. A la température 23°C, les valeurs moyennes de masse étaient de 0,098 g après 10 jours, puis de 0,097 g après 20 jours, 30 jours, 40 jours et 50 jours d'incubation et de 0,096 g après 60 jours d'incubation. Des variations semblables ont été faites aux températures d'incubation 37 et 44°C. La valeur moyenne de masse la plus basse (0,096 g) a été enregistrée à toutes les températures d'incubation et après 60 jours d'incubation (figure 37).

A pH initial 7, les valeurs moyennes de masse ont diminué dans l'ensemble tout au long de la période d'incubation et d'une température d'incubation à l'autre. Elles étaient de 0,1, 0,099, 0,099 et 0,099 g après 10 jours d'incubation, de 0,099, 0,098, 0,098 et 0,099 g après 30 jours d'incubation et de 0,097, 0,097, 0,096 et 0,098 g après 60 jours d'incubation sous 7, 23,

37 et 44°C. La valeur moyenne la plus basse (0,096 g) a été observée sous 37°C après 60 jours d'incubation (figure 38).

Dans l'ensemble, les valeurs moyennes des films de PP ont baissé tout au long de la période d'incubation à pH initial 9. Initialement de 0,1 g, elles étaient de 0,098, 0,0985, 0,0985 et 0,0985 g après 10 jours d'incubation, de 0,097, 0,098, 0,098 et 0,098 g après 20 jours d'incubation et de 0,095, 0,094, 0,094 et 0,093 g après 60 jours d'incubation successivement aux températures 7, 23, 37 et 44°C. La masse moyenne la plus basse (0,093 g) a été observée après 60 jours d'incubation et sous 44°C (figure 39).

➤ Variations des abondances cellulaires

Les abondances cellulaires quant à elles, ont considérablement fluctué au cours de la durée d'incubation et d'une température d'incubation à l'autre. A pH initial 5 et à 7, 23 et 37°C, les valeurs moyennes d'abondance cellulaire ont d'abord augmenté graduellement après 10 jours et 20 jours d'incubation où les valeurs moyennes étaient de 35, 72 et 91 $\times 10^5$ UFC/mL, respectivement. Après 30 jours et 40 jours d'incubation, elles ont ensuite baissé, puis augmenté après 50 jours à 34, 68 et 70 $\times 10^5$ UFC/mL sous 7, 23 et 37°C. Après 60 jours, les abondances moyennes ont baissé à ces 3 températures d'incubation. A 44°C, les abondances cellulaires ont baissé tout au long de la durée d'incubation (figure 37).

A pH initial 7, les abondances cellulaires observées ont varié avec la durée et la température d'incubation. Sous 7, 23 et 37°C d'une part, on a observé tout d'abord une diminution des valeurs moyennes d'abondance cellulaire de 200 $\times 10^5$ UFC/mL à 40, 40 et 80 $\times 10^5$ UFC/mL après 10 jours respectivement. A partir de 20 jours d'incubation, on a noté une augmentation progressive des abondances jusqu'à 50 jours d'incubation où les valeurs moyennes enregistrées étaient de 390, 620 et 730 $\times 10^5$ UFC/mL à 7, 23 et 37°C successivement. Après 60 jours d'incubation, les abondances moyennes ont baissé à ces 3 températures. Cependant à 44°C, les valeurs moyennes d'abondance étaient faibles tout au long de l'étude (figure 38).

De même, les valeurs moyennes d'abondance cellulaire à pH initial 9, ont varié d'une durée d'incubation à l'autre et à toutes les températures d'incubation. On a observé une augmentation des abondances cellulaires de 24 $\times 10^5$ UFC/mL à 43, 585, 694 et 184 $\times 10^5$ UFC/mL, enregistrées respectivement à 7, 23, 37 et 44°C après 30 jours d'incubation. A partir de 40 jours d'incubation, on a noté une diminution relative des valeurs moyennes. Après 60

jours d'incubation, elles étaient de 51, 56, 75 et 19×10^5 UFC/mL respectivement aux températures 7, 23, 37 et 44°C (figure 39).

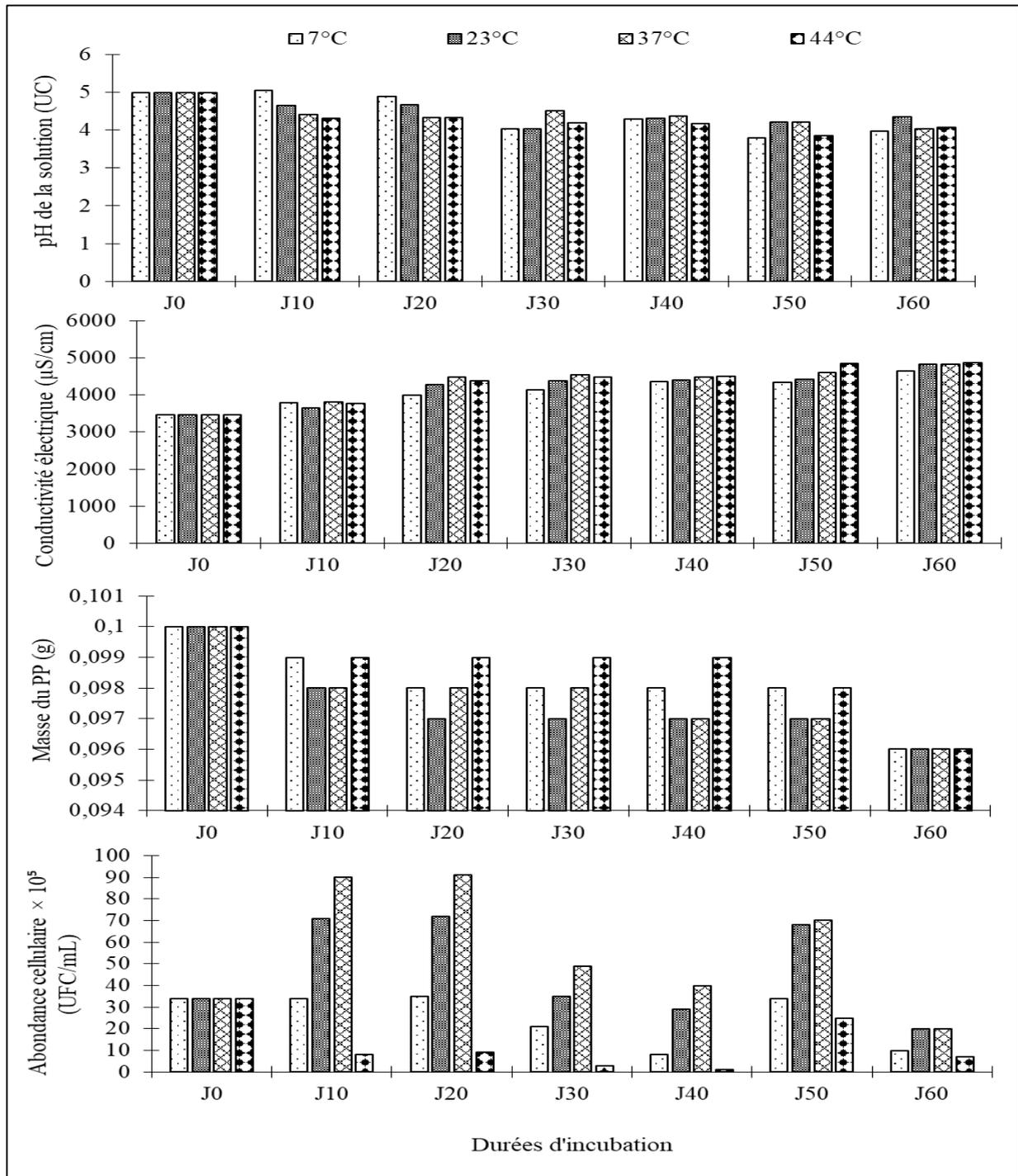


Figure 37: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par 5 mL de la suspension cellulaire de *S. aureus*, au pH initial 5 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

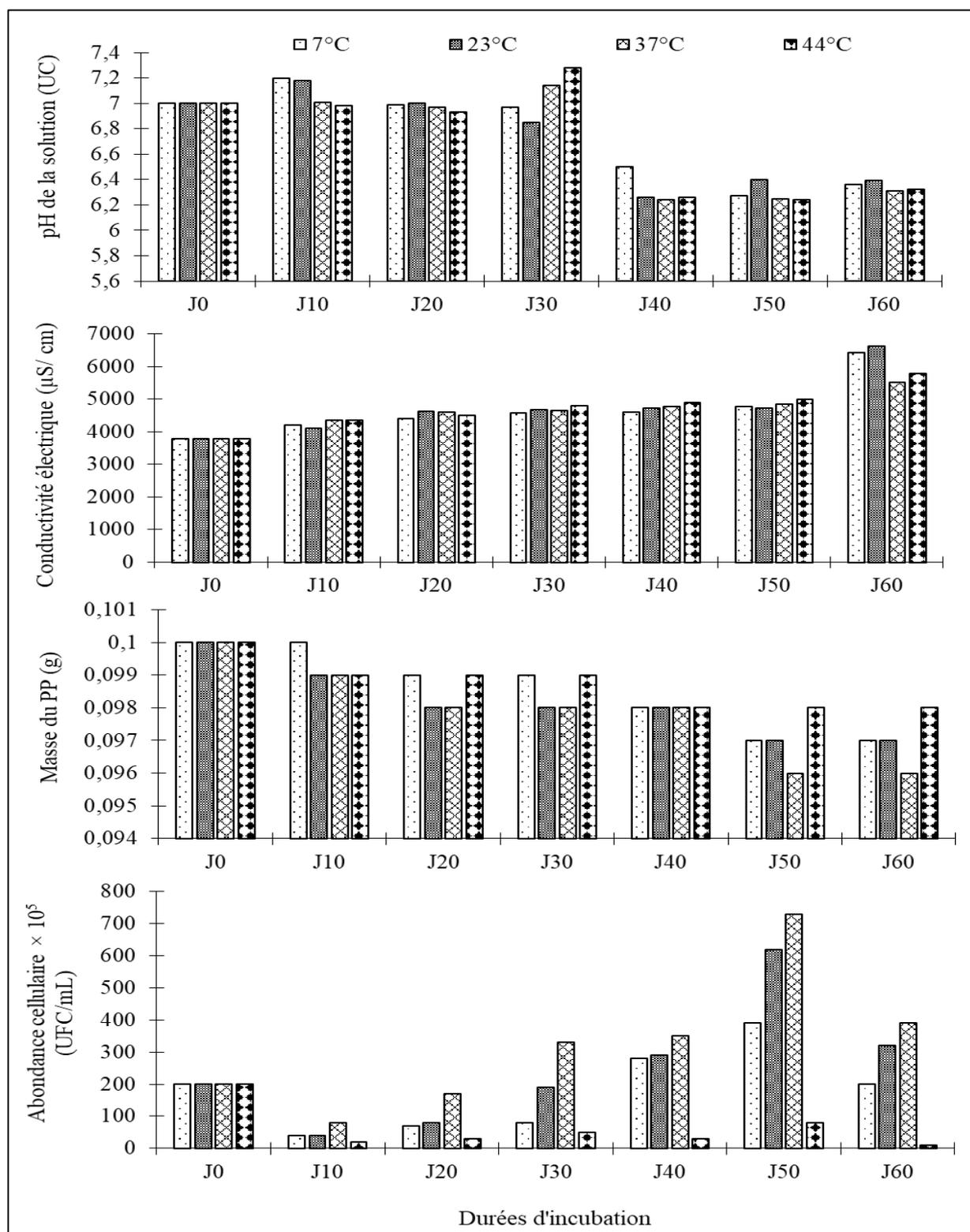


Figure 38: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par 5 mL de la suspension cellulaire de *S. aureus*, au pH initial 7 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

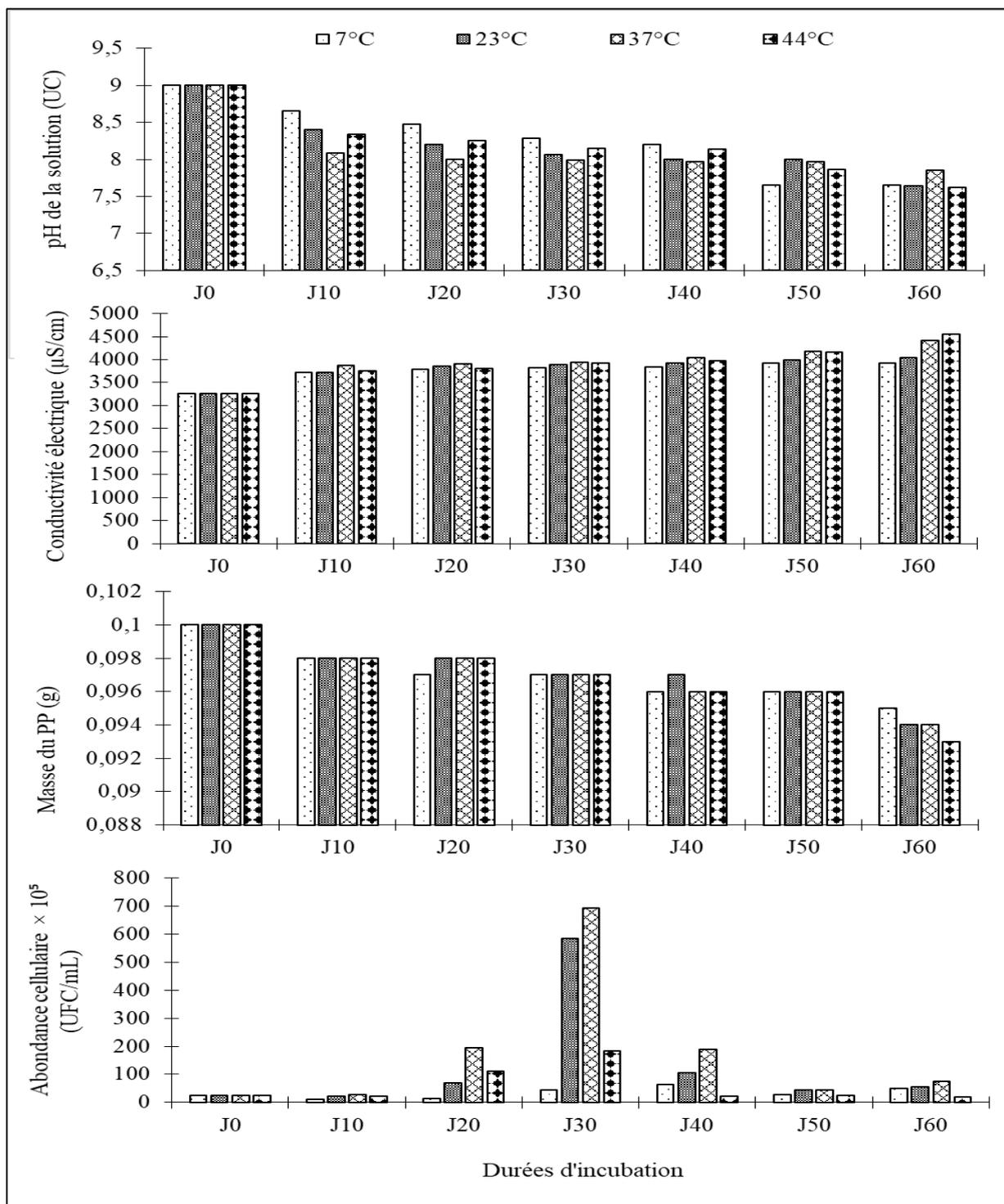


Figure 39: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par 5 mL de la suspension cellulaire de *S. aureus*, au pH initial 9 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

III.1.2.3-Variations temporelles des valeurs des paramètres de biodégradation du PP mesurés en présence de la bactérie *P. aeruginosa*

III.1.2.3.1- En présence de 2 mL de la suspension de *P. aeruginosa*

Les figures 40, 41 et 42 ci-après présentent les valeurs moyennes du pH et de la conductivité électrique de la solution, de la masse des films de PP et de l'abondance cellulaire en fonction des durées d'incubation et des températures d'incubation aux valeurs initiales de pH 5, 7 et 9 successivement.

➤ Variations de pH

A la valeur initiale de pH 5 (figure 40), Les valeurs moyennes de pH de la solution, ont d'abord augmenté de 5 à 6,07, 6, 5,97 et 6 UC après 10 jours d'incubation respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C. Par la suite, on a observé une légère diminution des valeurs moyennes de pH des solutions le reste de jours d'incubation. Elles étaient de 5,81, 5,84, 5,78 et 5,85 UC après 20 jours d'incubation, de 5,81, 5,79, 5,78 et 5,78 UC après 40 jours d'incubation et de 5,73, 5,6, 5,71 et 6,65 UC après 60 jours d'incubation, successivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C.

A la valeur initiale de pH 7 (figure 41), les valeurs moyennes de pH des solutions de biodégradation ont diminué tout au long de la durée d'incubation. Elles étaient de 6,99, 6,87, 6,94 et 6,99 UC après 10 jours, de 6,72, 6,71, 6,75 et 6,79 UC après 40 jours d'incubation et de 6,56, 6,43, 6,57 et 6,56 UC après 60 jours d'incubation respectivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C.

A pH initial 9 (figure 42), les valeurs moyennes de pH des solutions de biodégradation enregistrées ont graduellement baissé avec l'augmentation de la durée d'incubation. Partant de la valeur moyenne de 9 UC à l'instant initial, elles ont baissé à 8,17, 8,25, 8,45 et 8,38 UC après 10 jours d'incubation, à 7,94, 8,16, 8,16 et 8,18 UC après 40 jours d'incubation et à 7,55, 7,63, 7,63 et 7,95 UC après 60 jours d'incubation respectivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C.

➤ Variations de la conductivité électrique

Dans l'ensemble, les valeurs moyennes de la conductivité électrique des solutions de dégradation ont augmenté tout au long de la durée d'incubation. A pH initial 5, Partant d'une valeur moyenne initiale de 2944 $\mu\text{S/cm}$, sous 7 et 23°C, elles ont fluctué à 3125 et 3240 $\mu\text{S/cm}$

après 10 jours d'incubation, à 3195 et 3250 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 20 jours d'incubation, à 3235 et 3290 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 30 jours d'incubation, à 3425 et 3785 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 40 jours d'incubation, à 3555 et 3510 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 50 jours d'incubation et à 3705 et 3560 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 60 jours d'incubation. Il en a été de même des valeurs moyennes de pH enregistrées aux températures d'incubation 23 et 37°C (figure 40).

Pareillement, les valeurs moyennes de la conductivité électrique ont augmenté tout au long de la période d'étude, ceci à toutes les températures d'incubation. A la température d'incubation 7°C, les valeurs moyennes ont varié de 3149 $\mu\text{S}/\text{cm}$ à 3260, 3420, 3455, 3650, 3665 et 3830 $\mu\text{S}/\text{cm}$ successivement après 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours d'incubation. Sous 37°C, les valeurs moyennes étaient de 3535, 3640, 3675, 3780, 3885 et 4035 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours d'incubation respectivement. Les observations similaires ont été faites aux températures d'incubation 23 et 44°C (figure 41).

A pH initial 9, les valeurs moyennes de la conductivité électrique sous 7 et 23°C, ont augmenté de 2786 $\mu\text{S}/\text{cm}$ à 3109 et 3160 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 10 jours d'incubation, à 3205 et 3160 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 20 jours d'incubation, à 3305 et 3300 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 30 jours d'incubation, à 3385 et 3310 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 40 jours d'incubation, à 3425 et 3355 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 50 jours d'incubation et à 3435 et 3610 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 60 jours d'incubation. Des fluctuations semblables ont été enregistrées aux températures d'incubation 37 et 44°C (figure 42).

➤ Variations de la masse des films de PP

Pour ce qui est des masses des films de PP, on a observé de façon générale une baisse de la masse de PP d'une température d'incubation à l'autre au cours de la période d'incubation. A pH initiale 5, les masses des films de PP ont diminué de 0,1 g à 0,099, 0,099, 0,098 et 0,099 g après 10 jours d'incubation, de 0,098, 0,098, 0,098 et de 0,098 g après 30 jours d'incubation et de 0,098, 0,094, 0,094 et 0,096 g après 60 jours d'incubation, sous 7, 23, 37 et 44°C respectivement. La valeur moyenne la plus basse (0,094 g) a été enregistrée sous 23 et 37 °C après 60 jours d'incubation (figure 40).

A pH initial 7, on note également une baisse progressive des valeurs moyennes de masse des films de polymère tout au long de la période d'incubation et suivant les différentes températures d'incubation. Elles ont fluctué de 0,1 g à 0,098, 0,1, 0,099 et 0,098 g après 10 jours d'incubation, à 0,097, 0,097, 0,098 et 0,098 g après 30 jours d'incubation et à 0,096,

0,096, 0,097 et 0,095 g après 60 jours d'incubation, respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C. La valeur de masse la plus basse (0,095 g) a été enregistrée sous 44°C, après 60 jours d'incubation (figure 41).

Après 10 jours d'incubation, les valeurs moyennes de masse à pH initial 9 n'ont pas changé sous 7, 23 et 44°C, tandis que sous 37°C, elles ont baissé de 0,1 g à 0,099 g. Après 20 jours et 30 jours d'incubation, les valeurs moyennes n'ont pas également changé sous 7 et 23 °C, alors que sous 37 et 44°C, elles étaient de 0,099 g. Des valeurs moyennes de 0,099, 0,099, 0,099 et 0,099 g après 40 jours d'incubation, de 0,099, 0,099, 0,098 et de 0,098, 0,098, 0,098 et 0,098 g après 60 jours d'incubation ont été enregistrées respectivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C (figure 42).

➤ Variations des abondances cellulaires

Dans les solutions de pH initial 5, on a observé dans l'ensemble, une augmentation des abondances moyennes tout au long de l'étude et suivant les différentes températures d'incubation. Les valeurs moyennes ont haussé de 370×10^5 UFC/mL à 700, 1065, 3450 et 700×10^5 UFC/mL après 60 jours d'incubation respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C. La valeur la plus élevée de 5750×10^5 UFC/mL a été observée sous 37°C après 50 jours d'incubation (figure 40).

A la valeur de pH initiale 7, les valeurs moyennes de l'abondance cellulaire initialement de 116×10^5 UFC/mL, ont considérablement fluctué d'une température d'incubation à l'autre et tout au long de la durée d'incubation. On a observé une augmentation des abondances jusqu'à 40 jours d'incubation sous 7 et 44°C où les valeurs moyennes enregistrées étaient de 141 et 178×10^5 UFC/mL respectivement. Après 50 jours et 60 jours d'incubation, on a noté une baisse relative des abondances moyennes à ces 2 températures. Cependant, à 23 et 37°C, les abondances moyennes ont augmenté tout au long de l'étude. Elles étaient de 155 et 519×10^5 UFC/mL successivement sous 23 et 37°C après 60 jours d'incubation. La valeur la plus élevée de 567×10^5 UFC/mL a été enregistrée sous 23°C après 50 jours d'incubation (figure 41).

A pH initial 9, on a observé premièrement une diminution de l'abondance cellulaire après 10 jours d'incubation de 230×10^5 UFC/mL à 40, 40, 60 et 20×10^5 UFC/mL successivement sous 7, 23, 37 et 44°C. A partir de 20 jours d'incubation, on a observé une augmentation progressive de l'abondance cellulaire jusqu'à 40 jours d'incubation pour la

température 44 °C (600×10^5 UFC/mL) et jusqu'à 50 jours d'incubation sous 7, 23 et 37 °C où les valeurs moyennes enregistrées étaient de 520, 920 et 1060×10^5 UFC/mL successivement. Après 50 et 60 jours d'incubation sous 44 °C et après 60 jours d'incubation sous 7, 23 et 37°C, les valeurs moyennes d'abondance cellulaire ont encore baissé. La valeur la plus élevée (1060×10^5 UFC/mL) a été observée sous 37 °C après 50 jours d'incubation (figure 42).

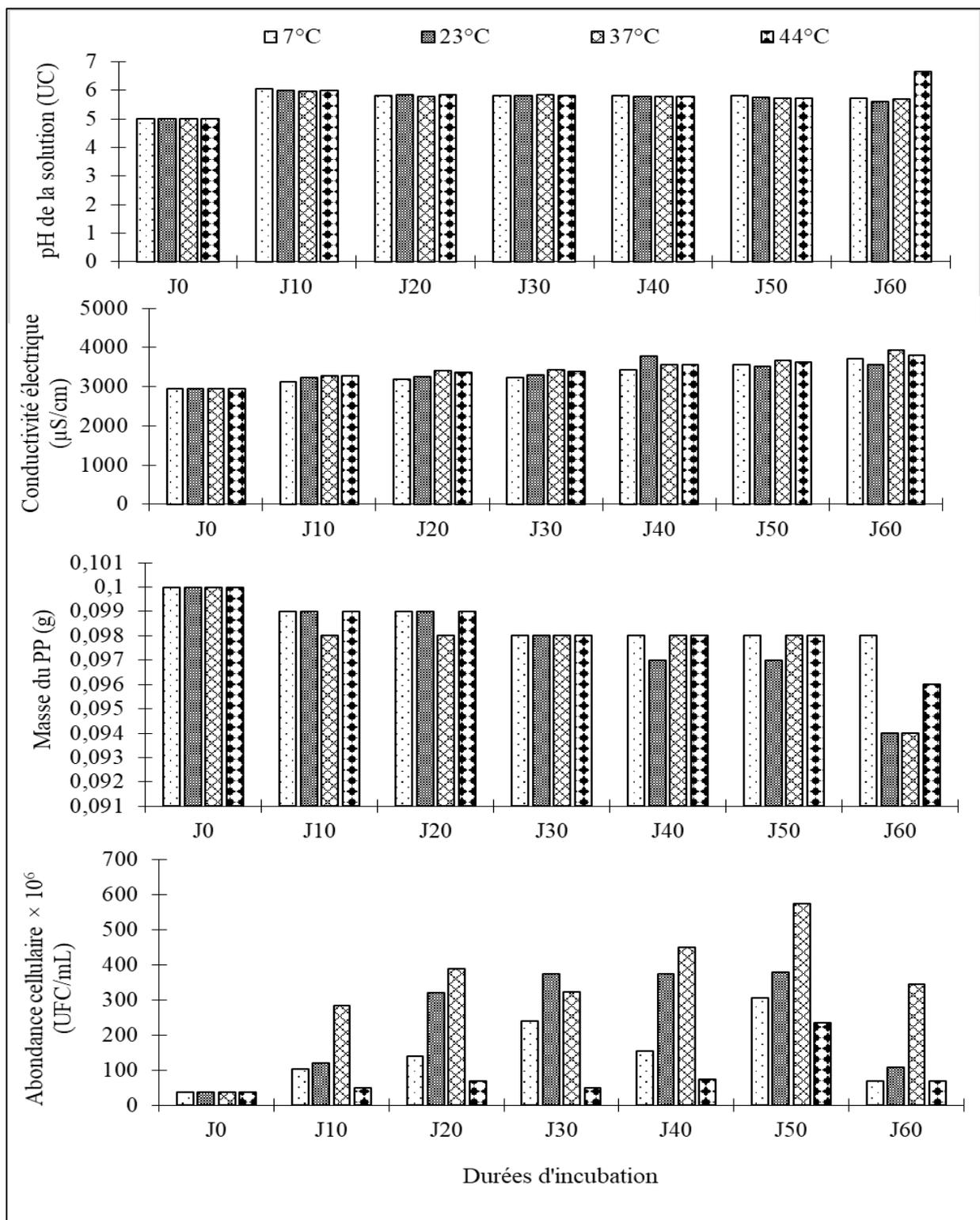


Figure 40: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par 2 mL de la suspension cellulaire de *P. aeruginosa*, au pH initial 5 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

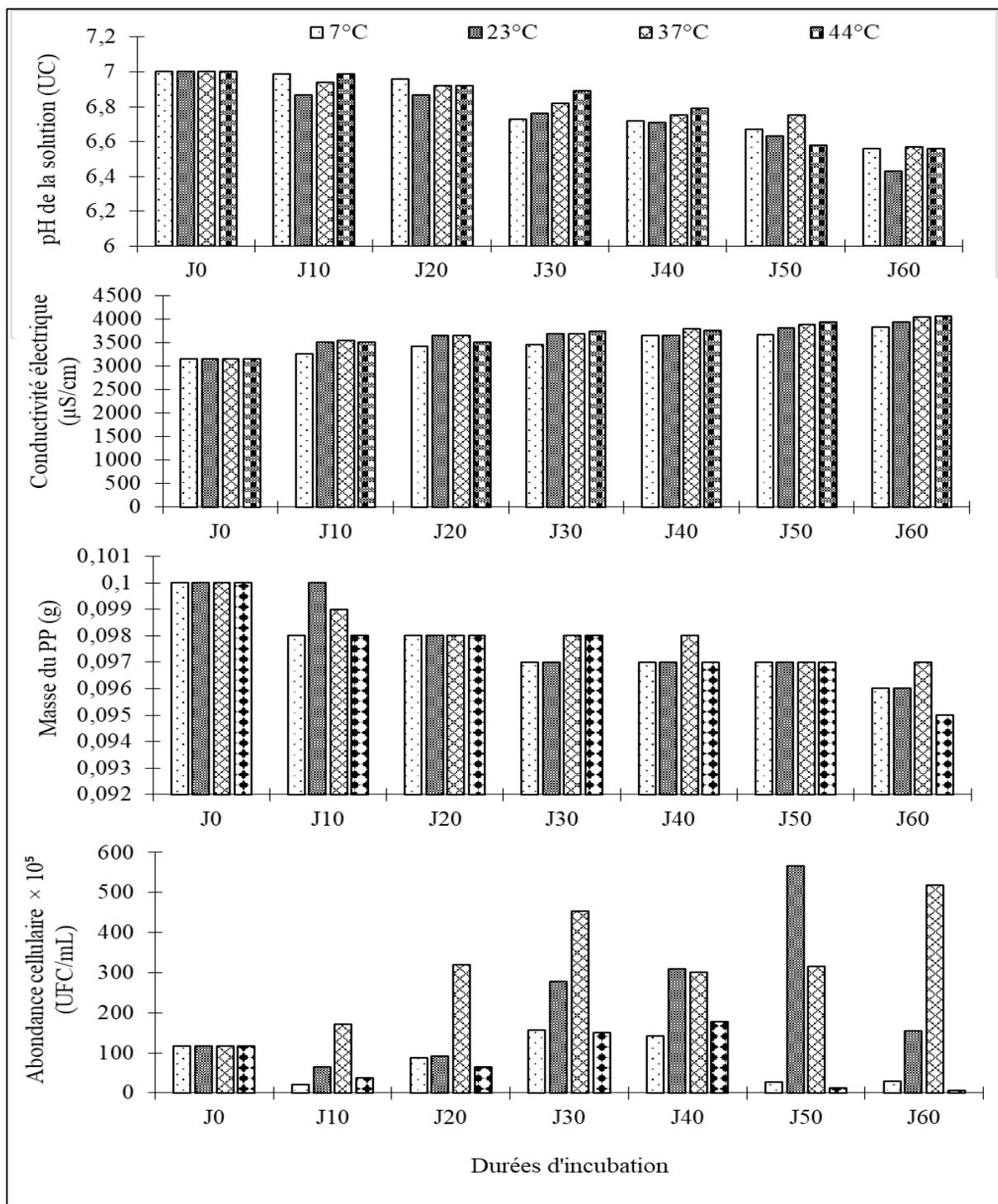


Figure 41: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par 2 mL de la suspension cellulaire de *P. aeruginosa*, au pH initial 7 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

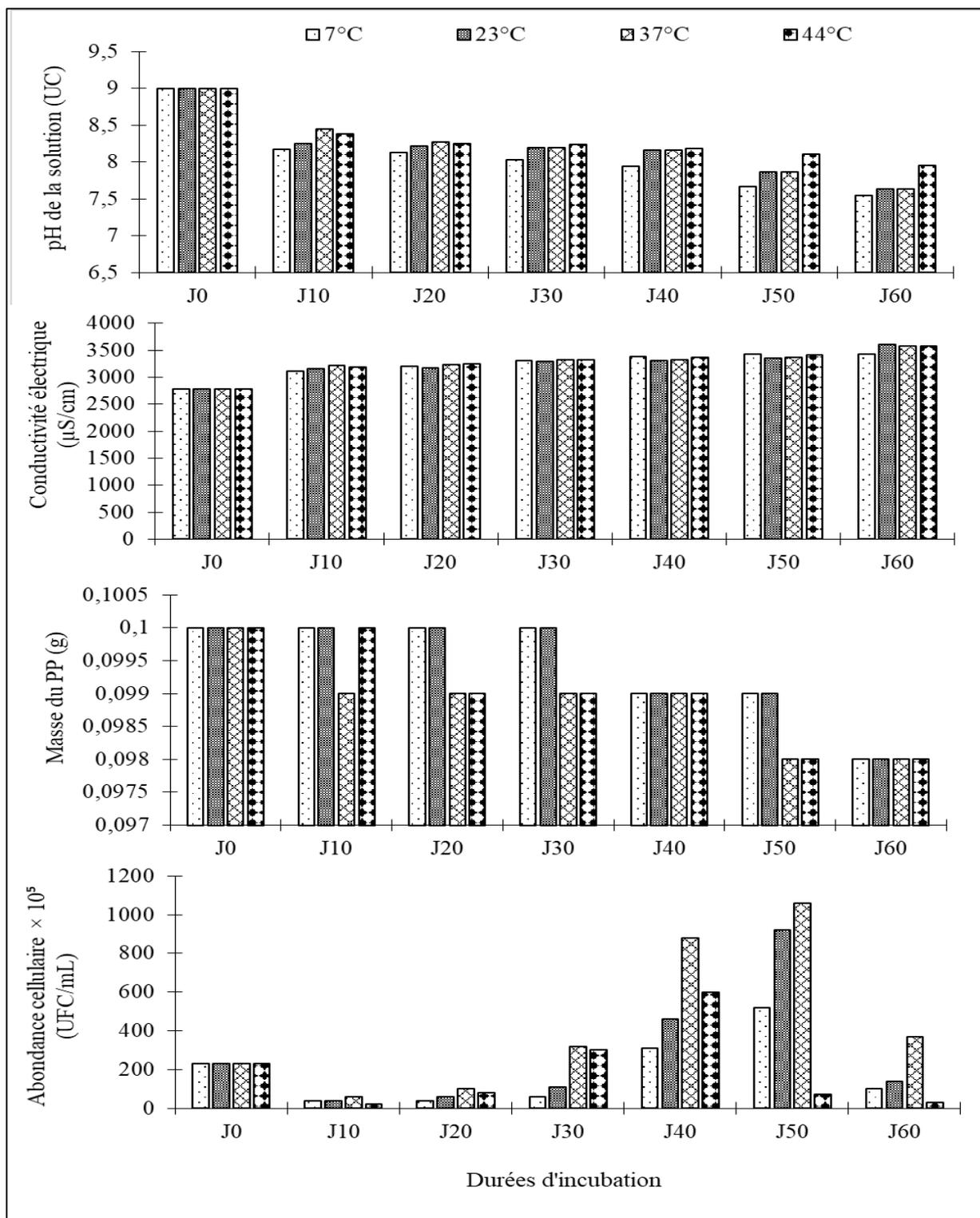


Figure 42: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par 2 mL de la suspension de *P. aeruginosa*, au pH initial 9 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

III.1.2.3.2- En présence de 5 mL de la suspension de *P. aeruginosa*

Les figures 43, 44 et 45 ci-après présentent les variations temporelles des valeurs moyennes du pH et de la conductivité électrique de la solution, de la masse des films de PP et de l'abondance cellulaire en fonction de la durée et de la température d'incubation aux valeurs initiales de pH 5, 7 et 9.

➤ Variations de pH

A la valeur de pH initiale 5 (figure 43), les valeurs moyennes de pH de la solution ont légèrement augmenté après 10 jours d'incubation, puis elles ont relativement diminué le reste de jours d'incubation et suivant les différentes températures d'incubation. Elles étaient de 6,06, 6,04, 6,01 et 5,86 UC après 10 jours, de 5,83, 5,89, 5,87 et 5,85 UC après 20 jours d'incubation, de 5,82, 5,84, 5,85 et de 5,79 UC après 40 jours d'incubation et de 5,75, 5,8, 5,76 et 5,67 UC après 60 jours d'incubation, respectivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C.

A la valeur de pH initiale 7 (figure 44), les valeurs de pH ont baissé dans l'ensemble avec l'augmentation de la durée d'incubation et suivant chaque température d'incubation. Elles étaient de 6,94, 6,94, 6,99 et 6,92 UC après 10 jours d'incubation, de 6,81, 6,84, 6,89 et 6,86 UC après 30 jours d'incubation et de 6,62, 6,45, 6,55 et 6,55 UC après 60 jours d'incubation, respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C.

De même, à pH initial 9 (figure 45), les valeurs moyennes de pH de la solution ont relativement baissé au cours de la période d'incubation. Elles étaient de 8,12, 7,94, 8,26 et 8,43 UC après 10 jours d'incubation, de 7,8, 7,83, 7,97 et 7,98 UC après 30 jours d'incubation et de 7,5, 7,33, 7,49 et 7,61 UC après 60 jours d'incubation, respectivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44 °C.

➤ Variations de la conductivité électrique

Dans l'ensemble, les valeurs moyennes de conductivité électrique des solutions de biodégradation ont augmenté avec l'augmentation de la durée d'incubation. A pH initial 5 et aux températures d'incubation 7 et 44°C, les valeurs moyennes de conductivité électrique ont fluctué de 3195 $\mu\text{S}/\text{cm}$ à 3390 et 3580 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 10 jours d'incubation, à 3555 et 3700 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 20 jours d'incubation, à 3635 et 3875 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 30 jours d'incubation, à 3850 et 3930 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 40 jours d'incubation, à 3990 et 4000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 50 jours d'incubation et à 4065 et 4307 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 60 jours d'incubation, respectivement. Les observations semblables ont été faites sous 23 et 37°C (figure 43).

Dans les solutions de pH initial 7, les valeurs moyennes de la conductivité électrique ont également haussé avec l'augmentation de la durée d'incubation et d'une température d'incubation à l'autre. Elles ont varié de 3345 $\mu\text{S}/\text{cm}$ à 3535, 3700, 3705 et 3885 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 10 jours d'incubation, à 3775, 3830, 3785 et 3855 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 20 jours d'incubation, à 3820, 3905, 3865 et 3760 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 30 jours d'incubation, à 3930, 4045, 3995 et 3910 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 40 jours d'incubation, à 4070, 4235, 4185 et 4230 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 50 jours d'incubation et à 4225, 4275, 4215 et 4280 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 60 jours d'incubation respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C (figure 44).

Les valeurs moyennes de la conductivité électrique des solutions de biodégradation, initialement à 3216 $\mu\text{S}/\text{cm}$ ont haussé graduellement avec l'augmentation de la durée d'incubation à pH 9. Sous 7 et 23°C, elles étaient de 3270 et 3515 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 10 jours d'incubation, de 3370 et 3520 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 20 jours d'incubation, de 3615 et 3700 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 30 jours d'incubation, de 3705 et 3770 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 40 jours d'incubation, de 3740 et 3785 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 50 jours d'incubation et de 845 et 4085 $\mu\text{S}/\text{cm}$ après 60 jours d'incubation successivement. La même variation a été enregistrée sous 37 et 44°C (figure 45).

➤ Variations de la masse des films de PP

Les valeurs moyennes de masse des films de PP ont baissé de façon générale tout au long de la période d'incubation et en fonction des températures d'incubation. A pH initial 5, elles étaient de 0,1, 0,099, 0,1 et 0,099 g après 10 jours d'incubation, de 0,098, 0,098, 0,098 et 0,098 g après 30 jours d'incubation et de 0,095, 0,097, 0,096 et 0,097 g après 60 jours d'incubation successivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C. La valeur moyenne la plus basse (0,095 g) a été enregistrée sous 7°C après 60 jours d'incubation (figure 43).

A la valeur de pH initiale 7, les masses ont fluctué de 0,1 g à 0,099, 0,1, 0,099 et 0,099 g après 10 jours d'incubation, à 0,098, 0,098, 0,098 et 0,098 g après 30 jours d'incubation, à et à 0,097, 0,097, 0,095 et 0,097 g après 60 jours d'incubation successivement sous 7, 23, 37 et 44°C. La valeur moyenne d'abondance cellulaire la plus basse (0,095 g) a été notée sous 37°C, après 60 jours d'incubation (figure 44).

A pH initial 9, les valeurs de masse n'ont pas changé après 10 jours, 20 jours et 30 jours d'incubation et ceci à toutes les températures d'incubation. Après 40 jours d'incubation, elles étaient de 0,1, 0,099, 0,099 et 0,099 g, de 0,099, 0,099, 0,099 et 0,099 g après 50 jours

d'incubation et de 0,098, 0,099, 0,098 et 0,099 g après 60 jours d'incubation respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C (figure 45).

➤ Variations des abondances cellulaires

Pour ce qui est de l'abondance cellulaire, les valeurs moyennes enregistrées ont considérablement varié d'une température à l'autre tout au long de la période d'incubation. Sous 7, 23 et 37°C, les valeurs moyennes initiales de 760×10^5 UFC/mL à pH initial 5, ont augmenté jusqu'à 50 jours d'incubation à 7 et 23°C et jusqu'à 60 jours d'incubation sous 37°C ; avec des pics en deca après 10 jours et 20 jours d'incubation. Elles étaient de 1300 et 1900×10^5 UFC/mL après 50 jours d'incubation sous 7 et 23°C et de 5000×10^5 UFC/mL à 37°C après 60 jours d'incubation (figure 43).

A pH initial 7, les valeurs de masse ont fluctué tout au long de la période d'incubation et d'une température d'incubation à l'autre. Elles ont augmenté tout au long de l'étude aux températures 7, 23 et 37°C, tandis que les valeurs moyennes sous 44 °C ont baissé à toutes les durées d'incubation. Elles ont haussé de 490 à 1330, 1400 et 2250, respectivement sous 7, 23 et 37°C après 60 jours d'incubation. La valeur d'abondance la plus élevée de 5100 a été observée sous 23°C après 40 jours d'incubation (figure 44).

De même, à pH initial 9, les abondances cellulaires ont varié suivant les différentes températures d'incubation. Sous 44°C, les abondances cellulaires étaient relativement basses tout au long de la durée d'incubation, toutefois une légère augmentation a été observée après 20 jours d'incubation où nous avons noté une valeur moyenne de 1120×10^5 UFC/mL. Sous 7, 23 et 37 °C, nous avons observé une diminution de l'abondance cellulaire de 840 à 40, 70 et 550×10^5 UFC/mL respectivement après 10 jours d'incubation. Ensuite, on a observé une augmentation graduelle de l'abondance cellulaire à partir de 20 jours d'incubation jusqu'à 60 jours d'incubation où nous avons enregistré les valeurs moyennes de 3000, 3990 et 5520×10^5 UFC/mL successivement sous 7, 23 et 37°C (figure 45).

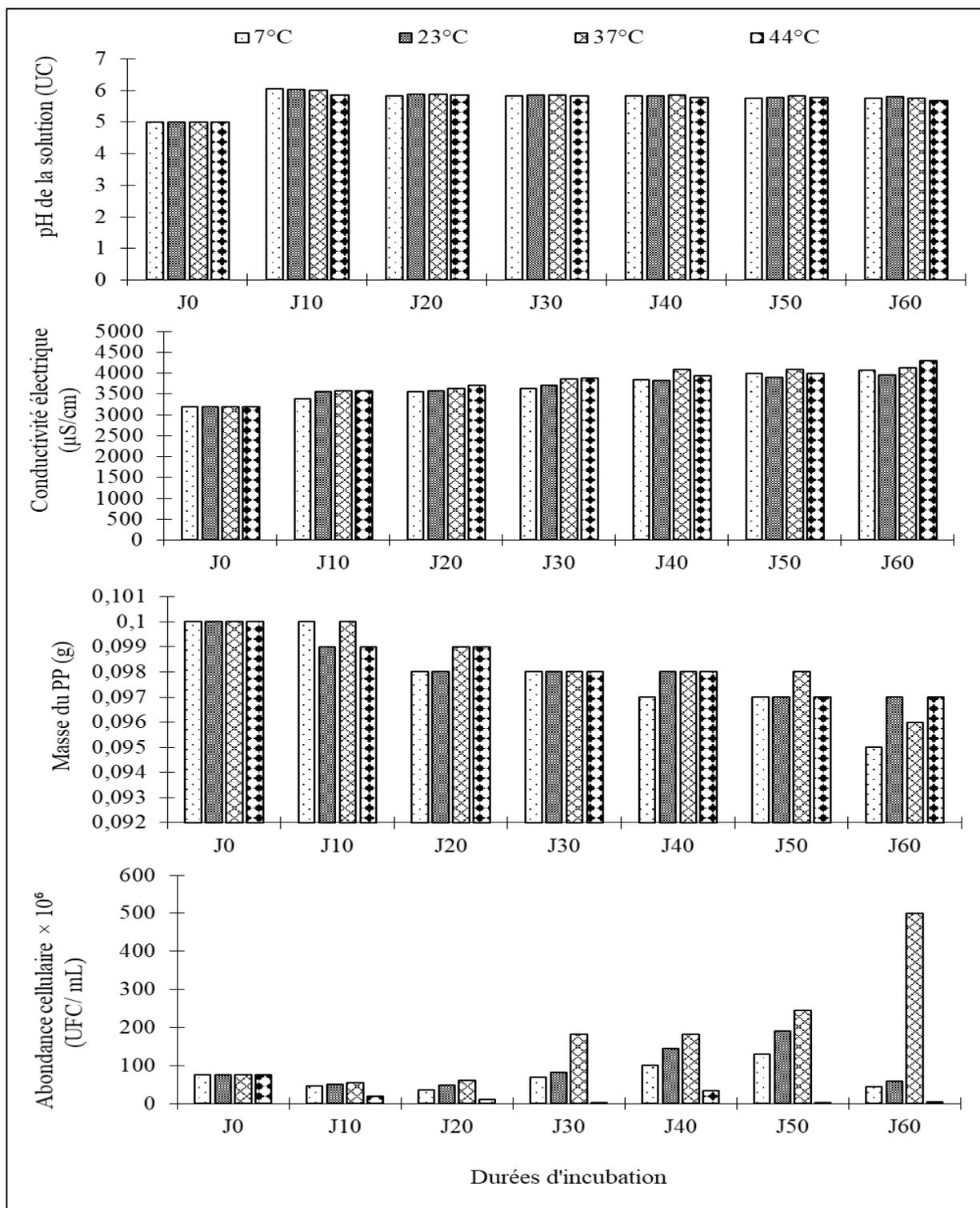


Figure 43: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par 5 mL de la suspension cellulaire de *P. aeruginosa*, au pH initial 5 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

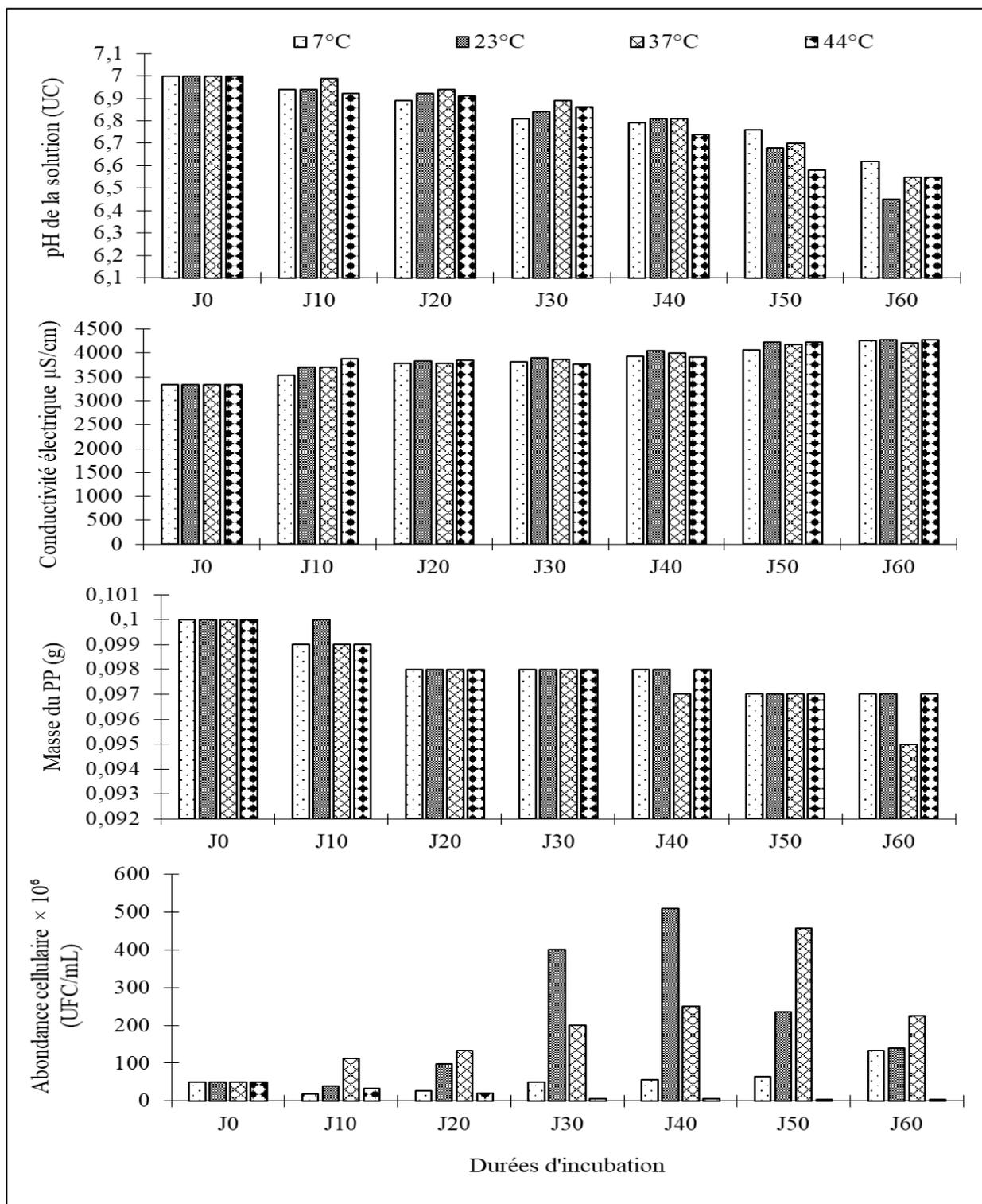


Figure 44: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par 5 mL de la suspension cellulaire de *P. aeruginosa*, au pH initial 7 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

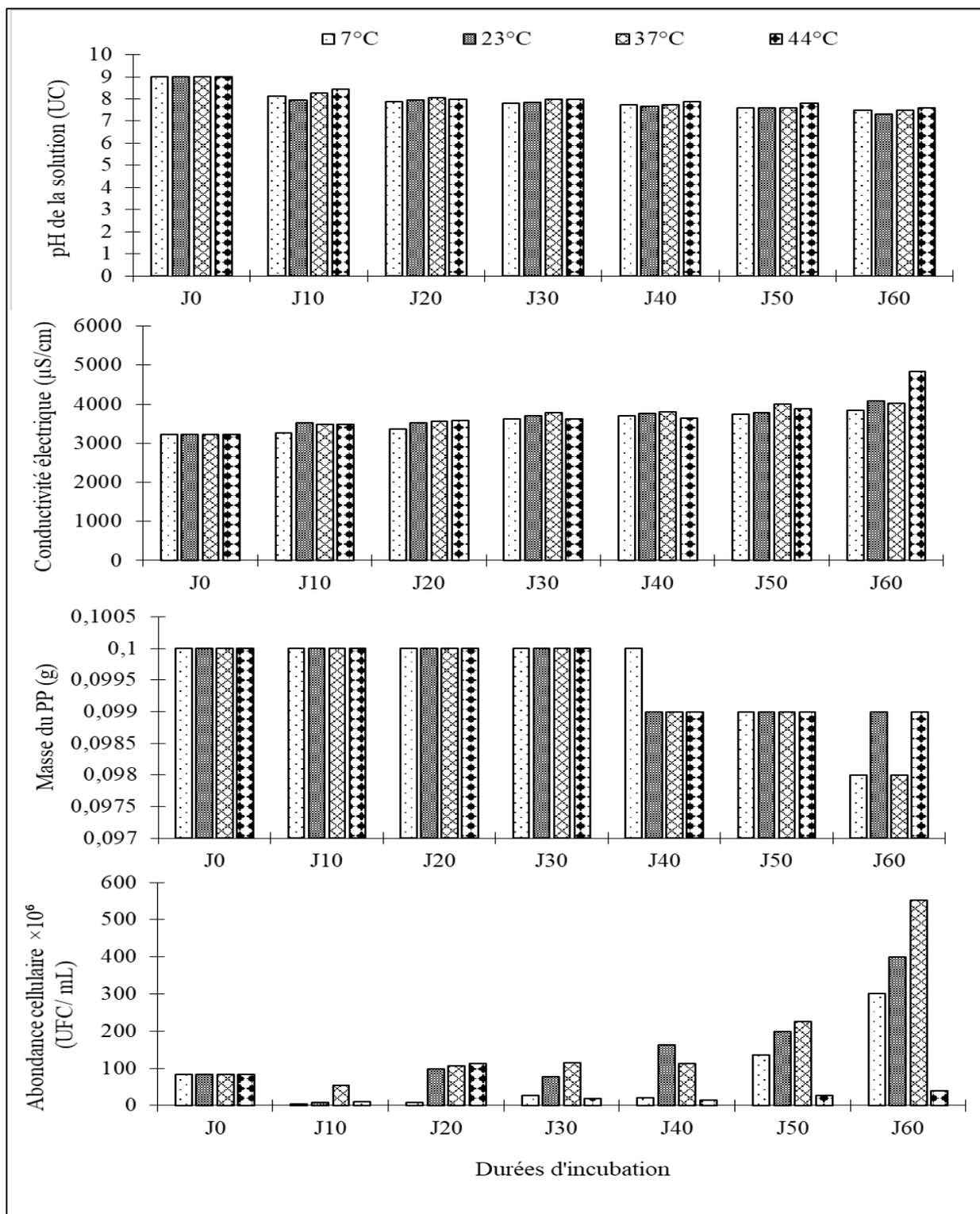


Figure 45: Variations temporelles des valeurs moyennes des paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par 5 mL de la suspension de *P. aeruginosa*, au pH initial 9 et en fonction de la température d'incubation

J0 : Jour initial d'incubation

J10 à J60 : représentent les durées d'incubation 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours

III.1.2.4- Pourcentages de perte de poids des films de PP en fonction des différentes durées et températures d'incubation, et de chaque valeur de pH initial de la solution

III.1.2.4.1- En présence de la bactérie *P. aeruginosa*

Les tableaux XXVIII et XXIX ci-dessous présentent la variation des pourcentages de perte de masse des films de PP, en présence de 2 mL et de 5 mL successivement de la suspension cellulaire de *P. aeruginosa*, aux valeurs de pH initiales 5, 7 et 9 et suivant les différentes températures d'incubation.

Au volume bactérien 2 mL, les pertes de masse enregistrées ont très peu varié d'une durée d'incubation à l'autre, ceci à toutes les valeurs initiales de pH. A la valeur de pH 5, les pertes de masses étaient de 0,5%, 1%, 1,5% et 0,5% après 10 jours, de 1,5%, 2% et 1,5% après 30 jours d'incubation, de 2%, 2,5%, 2% et 2% après 50 jours d'incubation et de 2%, 5,5 %, 5,5% et 3,5% après 60 jours d'incubation respectivement sous 7, 23, 37 et 44°C (tableau XXVIII).

A la valeur de pH initiale 7, les pertes de masse ont également très peu fluctué tout au long de la période d'incubation et d'une température d'incubation à l'autre. Elles étaient de 1,5 %, 0 %, 1 % et 1,5 % après 10 jours d'incubation, de 2,5%, 2,5%, 2% et 2% après 30 jours d'incubation, de 2,5%, 2,5%, 2,5% et 2,5% après 50 jours d'incubation et de 3,5%, 3,5%, 3% et de 4,5% après 60 jours d'incubation (tableau XXVIII).

De même, à pH initial 9, sous 7 et 23°C, les pertes de masse étaient de 0% après 10 jours, 20 jours et 30 jours d'incubation, de 0,5% après 40 jours et 50 jours d'incubation et de 2% après 60 jours d'incubation. Aux températures d'incubation 37 et 44°C, les pertes de masse étaient de 0,5% et 0% après 10 jours d'incubation, de 0,5% après 20 jours et 30 jours d'incubation, de 1% et 0,5% après 40 jours d'incubation et de 1,5% et 2% après 50 jours et 60 jours d'incubation successivement (tableau XXVIII). La perte de masse la plus élevée (5,5%) a été observée à pH 5 sous 23 et 37°C et après 60 jours d'incubation.

En présence de 5 mL de la suspension de *P. aeruginosa*, les pertes de masse ont également peu varié pendant toute la période d'incubation. A la valeur de pH 5, les pertes de masse sous 7 °C étaient de 0% après 10 jours, de 2% après 20 jours et 30 jours, de 2,5 % après 40 jours, de 3% après 50 jours et de 5 % après 60 jours d'incubation. Aux températures d'incubation 23, 37 et 44°C, les pertes de masse étaient de 1%, 0% et 1% successivement après 10 jours d'incubation. Après 20 jours et 30 jours d'incubation, elles étaient de 1,5% et de 2%

après 40 jours d'incubation. Après 50 jours et 60 jours d'incubation, les pertes de masse étaient de 2,5%, 2% et 2,5% et de 2,5%, 4% et 3% respectivement sous 23, 37 et 44°C (tableau XXIX).

A pH initial 7, les pertes de masse étaient de 1%, 1,5%, 1,5%, 2%, 2,5% et 2,5% sous 7°C, de 0 %, 1,5 %, 1,5%, 2%, 2,5% et 3 % sous 23°C, de 0,5%, 1,5%, 2%, 2,5%, 3% et 4,5% sous 37°C et de 0,5%, 1,5%, 2%, 2%, 2,5% et 2,5% sous 44°C, respectivement après 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours d'incubation (tableau XXIX).

A l'intérieur des solutions minérales de pH initial 9, les pertes de masse enregistrées étaient de 0% après 10 jours, 20 jours et 30 jours d'incubation et à toutes les températures d'incubation. Elles étaient de 0%, 0,5%, 1% et 0,5% après 40 jours d'incubation, de 1%, 1%, 1% et 0,5% après 50 jours d'incubation et de 1,5%, 1%, 1,5% et de 1% après 60 jours d'incubation successivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C (tableau XXIX). La valeur de perte de la plus élevée (5%) a été observée au pH initial 5, sous 7°C et après 60 jours d'incubation.

Tableau XXVIII: Variations des pourcentages de perte de poids des films de PP en fonction de la température et des durées d'incubation et en présence de 2 mL de la suspension bactérienne de *P. aeruginosa*

| Conditions expérimentales | | Durées d'incubation | | | | | |
|---------------------------|---------------------------|---------------------|----------|----------|----------|----------|----------|
| pH initial | Températures d'incubation | 10 jours | 20 jours | 30 jours | 40 jours | 50 jours | 60 jours |
| 5 | 7°C | 0,5 | 1 | 1,5 | 2 | 2 | 2 |
| | 23°C | 1 | 1 | 2 | 2,5 | 2,5 | 5,5 |
| | 37°C | 1,5 | 1,5 | 1,5 | 1,5 | 2 | 5,5 |
| | 44°C | 0,5 | 1 | 1,5 | 1,5 | 2 | 3,5 |
| 7 | 7°C | 1,5 | 2 | 2,5 | 2,5 | 2,5 | 3,5 |
| | 23°C | 0 | 2 | 2,5 | 2,5 | 2,5 | 3,5 |
| | 37°C | 1 | 2 | 2 | 2 | 2,5 | 3 |
| | 44°C | 1,5 | 1,5 | 2 | 2,5 | 2,5 | 4,5 |
| 9 | 7°C | 0 | 0 | 0 | 0,5 | 0,5 | 2 |
| | 23°C | 0 | 0 | 0 | 0,5 | 0,5 | 2 |
| | 37°C | 0,5 | 0,5 | 0,5 | 1 | 1,5 | 2 |
| | 44°C | 0 | 0,5 | 0,5 | 0,5 | 1,5 | 2 |

Tableau XXIX: Variations des pourcentages de perte de poids des films de PP en fonction de la température et des durées d'incubation et en présence de 5 mL de la suspension bactérienne de *P. aeruginosa*

| Conditions expérimentales | | Durées d'incubation | | | | | |
|---------------------------|---------------------------|---------------------|----------|----------|----------|----------|----------|
| pH initial | Températures d'incubation | 10 jours | 20 jours | 30 jours | 40 jours | 50 jours | 60 jours |
| 5 | 7°C | 0 | 2 | 2 | 2,5 | 3 | 5 |
| | 23°C | 1 | 1,5 | 1,5 | 2 | 2,5 | 2,5 |
| | 37°C | 0 | 1,5 | 1,5 | 2 | 2 | 4 |
| | 44°C | 1 | 1,5 | 1,5 | 2 | 2,5 | 3 |
| 7 | 7°C | 1 | 1,5 | 1,5 | 2 | 2,5 | 2,5 |
| | 23°C | 0 | 1,5 | 1,5 | 2 | 2,5 | 3 |
| | 37°C | 0,5 | 1,5 | 2 | 2,5 | 3 | 4,5 |
| | 44°C | 1 | 1,5 | 2 | 2 | 2,5 | 2,5 |
| 9 | 7°C | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1,5 |
| | 23°C | 0 | 0 | 0 | 0,5 | 1 | 1 |
| | 37°C | 0 | 0 | 0 | 1 | 1 | 1,5 |
| | 44°C | 0 | 0 | 0 | 0,5 | 0,5 | 1 |

III.1.2.4.2- En présence de la bactérie *S. aureus*

Les tableaux XXX et XXXI ci-dessous présentent la variation des pourcentages de perte de masse des films de PP en présence de 2 mL et 5 mL de la suspension bactérienne de *S. aureus* en fonction des différentes températures d'incubation et aux valeurs initiales de pH 5, 7 et 9 respectivement.

Au volume bactérien 2 mL, les pertes de masse ont fluctué d'une durée d'incubation à l'autre, d'une valeur de pH initiale à l'autre et suivant les différentes températures d'incubation (tableau XXX). A pH initial 5, les pertes de masse étaient de 0,5 %, 2 %, 2%, 2,5 %, 3 % et 6 % à la température d'incubation 7°C et de 1 %, 2 %, 3 %, 3 %, 3,5 % et 3,5% sous 23°C, successivement après 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours d'incubation. Des variations similaires ont été enregistrées aux températures d'incubation 37 et 44 °C.

A pH initial 7, les pertes de masse étaient de 0 %, 0 %, 0,5 % et 0 % après 10 jours d'incubation, de 1,5 %, 1,5 %, 1 % et 1,5 % après 30 jours d'incubation, de 2 %, 2,5 %, 2 % et

3% après 50 jours d'incubation et de 4,5 %, 3,5 %, 2,5 % et 4,5 % après 60 jours d'incubation, respectivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C (tableau XXX).

A pH initial 9, les pertes de masse sous 7°C étaient de 1,5% après 10 jours, 20 jours et 30 jours d'incubation, puis elles ont augmenté à 2,5% après 40 jours et 50 jours d'incubation et à 3 % après 60 jours d'incubation. A la température d'incubation 23°C, les pertes de masse ont fluctué de 1% après 10 jours d'incubation, à 1,5% après 20 jours d'incubation, à 3% après 30 jours et 40 jours d'incubation, à 3,5% après 50 jours d'incubation et à 4 % après 60 jours d'incubation. Des variations similaires ont été observées sous 37 et 44°C (tableau XXX).

Tableau XXX: Variations des pourcentages de perte de poids des films de PP en fonction de la température et des durées d'incubation et en présence de 2 mL de la suspension bactérienne de *S. aureus*

| Conditions expérimentales | | Durées d'incubation | | | | | |
|---------------------------|---------------------------|---------------------|----------|----------|----------|----------|----------|
| pH initial | Températures d'incubation | 10 jours | 20 jours | 30 jours | 40 jours | 50 jours | 60 jours |
| 5 | 7°C | 0,5 | 2 | 2 | 2,5 | 3 | 6 |
| | 23°C | 1 | 2 | 3 | 3 | 3,5 | 3,5 |
| | 37°C | 2 | 2 | 2 | 2,5 | 2,5 | 3,5 |
| | 44°C | 0,5 | 2 | 2 | 2,5 | 3 | 5 |
| 7 | 7°C | 0 | 0 | 1,5 | 1,5 | 2 | 4,5 |
| | 23°C | 0 | 1 | 1,5 | 1,5 | 2,5 | 3,5 |
| | 37°C | 0,5 | 1 | 1 | 2 | 2 | 2,5 |
| | 44°C | 0 | 0,5 | 1,5 | 3 | 3 | 4,5 |
| 9 | 7°C | 1,5 | 1,5 | 1,5 | 2,5 | 2,5 | 3 |
| | 23°C | 1 | 1,5 | 3 | 3 | 3,5 | 4 |
| | 37°C | 2 | 2 | 3 | 3,5 | 4 | 5 |
| | 44°C | 1,5 | 2 | 2 | 2 | 3 | 4 |

Au volume bactérien de 5 mL, les pourcentages de perte de masse ont également fluctué tout au long de la période d'incubation en fonction de la température d'incubation et de la valeur de pH initiale de la solution de biodégradation (tableau XXXI). A la valeur de pH 5, les pertes de masse étaient de 0,5 %, 2,5 %, 1,5 % et 1 % après 10 jours d'incubation, de 2 %, 2,5 %, 2 % et 1 % après 30 jours d'incubation, de 2 %, 3 %, 3% et 1,5 % après 50 jours d'incubation et de

,5 %, 3,5 %, 3, 5 % et 4 % après 60 jours d'incubation, respectivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44 °C (tableau XXXI).

De même, à la valeur de pH initiale 7, les pertes de masse étaient de 0 %, 1 %, 1 %, 2 %, 2,5 % et 3 % à la température d'incubation 7 °C et de 0,5 %, 1,5 %, 1,5 %, 2 %, 3 % et 3 % sous 23°C, successivement après 10 jours, 20 jours, 30 jours, 40 jours, 50 jours et 60 jours d'incubation. Aux températures d'incubation 37 et 44 °C, des variations semblables ont été observées (tableau XXXI).

Pareillement, à la valeur de pH initiale 9, les pertes de masse étaient de 2 %, 1,5 %, 1,5 % et 1,5 % après 10 jours d'incubation, de 2,5 %, 2,5 %, 2,5 % et 3 % après 30 jours d'incubation et de 4,5 %, 6 %, 5,5 % et 7 % après 60 jours d'incubation successivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44 °C (tableau XXXI). Dans l'ensemble, la perte de masse la plus élevée (7%) a été observée à la valeur de pH initiale 9 UC, sous 44 °C et après 60 jours d'incubation.

Tableau XXXI: Variations des pourcentages de perte de poids des films de PP en fonction de la température et de la durée d'incubation et en présence de 5 mL de la suspension bactérienne de *S. aureus*

| Conditions expérimentales | | Durées d'incubation | | | | | |
|---------------------------|---------------------------|---------------------|----------|----------|----------|----------|----------|
| pH initial | Températures d'incubation | 10 jours | 20 jours | 30 jours | 40 jours | 50 jours | 60 jours |
| 5 | 7°C | 0,5 | 1,5 | 2 | 2 | 2 | 3,5 |
| | 23°C | 2,5 | 2,5 | 2,5 | 3 | 3 | 3,5 |
| | 37°C | 1,5 | 2 | 2 | 2,5 | 3 | 3,5 |
| | 44°C | 1 | 1 | 1 | 1 | 1,5 | 4 |
| 7 | 7°C | 0 | 1 | 1 | 2 | 2,5 | 3 |
| | 23°C | 0,5 | 1,5 | 1,5 | 2 | 3 | 3 |
| | 37°C | 0,5 | 1,5 | 2 | 2 | 3,5 | 4 |
| | 44°C | 0,5 | 1 | 1 | 1,5 | 2 | 2 |
| 9 | 7°C | 2 | 2,5 | 2,5 | 3,5 | 4 | 4,5 |
| | 23°C | 1,5 | 2 | 2,5 | 3 | 4 | 6 |
| | 37°C | 1,5 | 2 | 2,5 | 3,5 | 4 | 5,5 |
| | 44°C | 1,5 | 2 | 3 | 4 | 4 | 7 |

III.1.2.5- Taux de dégradation apparents des films de PP et taux de variation apparents d'abondance des cellules de *P. aeruginosa* et *S. aureus* en fonction de la température d'incubation et du pH initial

III.1.2.5.1- En présence de 2 mL et de 5 mL de la suspension de *P. aeruginosa*

Les tableaux XXXII et XXXIII ci-après présentent les taux de dégradation apparents des films de PP et les taux de variation des abondances cellulaires de *P. aeruginosa* en présence de 2 mL et de 5 mL de la suspension bactérienne et suivant chaque valeur initiale de pH.

A l'intérieur des flacons où nous avons introduit 2 mL de la suspension bactérienne, les taux de dégradation apparents des films de PP étaient de -5.10^{-3} g/10 jours à toutes les températures d'incubation et à la valeur de pH initiale 9, alors qu'à pH initial 5 et à pH initial 7, les taux de dégradation apparents ont augmenté à partir de la température d'incubation 23 °C où nous avons enregistré les valeurs de -5.10^{-7} g/10 jours (à pH initial 5) et -5.10^{-6} g/10 jours (à pH initial 7) ; jusqu'à la température d'incubation 44°C où les valeurs de taux enregistrées étaient de -5.10^{-5} g/10 jours et de -5.10^{-4} g/10 jours respectivement aux valeurs de pH 5 et 7 (tableau XXXII).

Les taux de variation apparents de l'abondance des cellules de *P. aeruginosa* ont fluctué d'une valeur de pH initiale à l'autre et en fonction de la température d'incubation. A la valeur de pH initiale 7, les valeurs de taux ont diminué progressivement avec l'augmentation de la température d'incubation. Elles étaient de 48,30 UFC/10 jours sous 7°C et de -5,16 UFC/10 jours, enregistré sous 44°C. A la valeur de pH initiale 5, les valeurs de taux ont plutôt augmenté de -33,26 UFC/10 jours à la température d'incubation 7°C à 41,21 UFC/10 jours à la température d'incubation 37°C. Des variations similaires ont été enregistrées à la valeur de pH initiale 9 UC (tableau XXXII). Le taux de variation apparents le plus élevé (90,6 UFC/10 jours) a été enregistré sous 37°C et à pH initial 9.

Tableau XVII : Taux de dégradation apparents des films de PP et taux de variation apparents des valeurs d'abondance des cellules (avec coefficient de régression) pour chaque température d'incubation et chaque valeur de pH initiale de la solution en présence du 2 mL de la suspension de *P. aeruginosa*

| | | Températures d'incubation | | | |
|-------------------|---|----------------------------------|--------------------------------|--------------------------------|--------------------------------|
| pH initial | Paramètres mesurés | 7°C | 23 °C | 37 °C | 44° C |
| 5 | Taux de dégradation apparents des films de PP (g/10 jours) | -5.10 ⁻⁴ (0,909) | -5.10 ⁻⁷ (0,841) | -5.10 ⁻⁶ (0,635) | -5.10 ⁻⁵ (0,907) |
| | Taux de variation apparents de l'abondance des cellules de <i>P. aeruginosa</i> (UFC/ 10 jours) | -33,26 (0,341) | -11,44 (0,041) | 41,21 (0,290) | -18,48 (0,105) |
| 7 | Taux de dégradation apparents des films de PP (g/10 jours) | -05.10 ⁻⁵ (0,836) | -5.10 ⁻⁶ (842) | -5.10 ⁻⁴ (867) | -5.10 ⁻⁴ (867) |
| | Taux de variation apparents de l'abondance des cellules de <i>P. aeruginosa</i> (UFC/ 10 jours) | 48,30 (0,603) | 47,98 (0,342) | 10,72 (0,022) | -5,16 (0,011) |
| 9 | Taux de dégradation apparents des films de PP (g/10 jours) | -5.10 ⁻³ (0,625) | -5.10 ⁻³ (0,625) | -5.10 ⁻³ (0,903) | -5.10 ⁻³ (0,843) |
| | Taux de variation apparents de l'abondance des cellules de <i>P. aeruginosa</i> (UFC/ 10 jours) | 85,36 (0,372) | 35,11 (0,138) | 90,69 (0,234) | 0,36 (1.10 ⁻⁵) |

En présence de 5 mL de suspension bactérienne, les taux de dégradation apparents des films de PP étaient de -5.10⁻² g/10 jours sous 7, 23 et 44°C et de -5.10⁻³g/10 jours sous 37°C et à la valeur de pH initiale 9. A pH 5 et 7, les taux de dégradation apparents ont fluctué d'une température d'incubation à l'autre. La valeur de taux la plus élevée était de -5.10⁻⁴ g/10 jours et enregistrée sous 23°C à pH initial 5 et sous 7 et 44°C à pH initial 7. Les valeurs de taux les plus bas étaient de -5.10⁻⁸ g/10 jours, enregistré à la température d'incubation 7°C et de -5.10⁻⁷ g/10 jours, enregistré à la température d'incubation 37 °C, respectivement aux pH initiaux 5 et 7 UC (tableau XXXIII).

Les valeurs de taux de variation de l'abondance cellulaire ont oscillé d'une température d'incubation à l'autre et suivant chaque valeur de pH initiale. A pH initial 5, elles étaient de

157,88, 117,14, 619,11 et de -81,25 UFC/10 jours successivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C. Des fluctuations similaires des valeurs de taux ont été observées à pH initial 7 et à pH initial 9. Toutefois, les valeurs de taux les plus élevées de 662,93 et de 384,07 UFC/10 jours ont été enregistrées à la température d'incubation 23°C et respectivement à pH initial 9 et à pH initial 7 ; et de 619,11 UFC/10 jours sous 37°C et à pH initial 5 (tableau XXXIII).

Tableau XVIII : Taux de dégradation apparents des films de PP et taux de variation apparents des valeurs d'abondance des cellules (avec coefficient de régression) pour chaque température d'incubation et chaque valeur de pH initiale de la solution en présence du 5 mL de la suspension de *P. aeruginosa*

| | | Températures d'incubation | | | |
|------------|---|--------------------------------|--------------------------------|---------------------------------|--------------------------------|
| pH initial | Paramètres mesurés | 7°C | 23 °C | 37 °C | 44° C |
| 5 | Taux de dégradation apparents des films de PP (g/10 jours) | -5.10 ⁻⁸ (0,906) | -5.10 ⁻⁴ (0,916) | -5.10 ⁻⁶ (0, 897) | -5.10 ⁻⁵ (0,971) |
| | Taux de variation apparents de l'abondance des cellules de <i>P. aeruginosa</i> (UFC/ 10 jours) | 157,88 (0,181) | 117,14 (0,158) | 619,11 (0,471) | -81,25 (0,435) |
| 7 | Taux de dégradation apparents des films de PP (g/10 jours) | -5.10 ⁻⁴ (0,916) | -5.10 ⁻⁵ (0,938) | -5.10 ⁻⁷ (0,97) | -5.10 ⁻⁴ (0,889) |
| | Taux de variation apparents de l'abondance des cellules de <i>P. aeruginosa</i> (UFC/ 10 jours) | 377,82 (0,370) | 384,07 (0,206) | 230,91 (0,506) | -75,98 (0,824) |
| 9 | Taux de dégradation apparents des films de PP (g/10 jours) | -5.10 ⁻² (0,640) | -5.10 ⁻² (0,797) | -5.10 ⁻³ (0,803) | -5.10 ⁻² (0,778) |
| | Taux de variation apparents de l'abondance des cellules de <i>P. aeruginosa</i> (UFC/ 10 jours) | 397 (0,550) | 662,93 (0,629) | 102,91 (0,08) | -70,14 (0,150) |

III.1.2.5.2- En présence de 2 mL et de 5 mL de la suspension de *S. aureus*

Les taux de dégradation apparents des films de PP et les taux de variation apparents de l'abondance des cellules de *S. aureus* en présence de 2 mL et de 5 mL de la suspension bactérienne et suivant chaque valeur de pH initiale sont présentés dans les tableaux XXXIV et XXXV ci-dessous.

Il est à noter qu'en présence de 2 mL de la suspension bactérienne, les taux de dégradation apparents ont augmenté de -5.10^{-8} g/10 jours sous 7°C à -5.10^{-4} g/10 jours sous 37°C, à pH initial 9, de -5.10^{-7} g/10 jours sous 7°C à -5.10^{-4} g/10 jours sous 37°C à pH initial 7 ; alors qu'à la valeur de pH 9, les taux ont plutôt diminué de -5.10^{-4} g/10 jours sous 7°C à -5.10^{-7} g/10 jours à la température d'incubation 37°C (tableau XXXIV).

De même les taux de variation apparents de l'abondance des cellules ont augmenté progressivement de 2,81 UFC/10 jours, enregistré à la température d'incubation 7°C à 6,88 UFC/10 jours, enregistré sous 37 °C à la valeur de pH initiale 5 UC. Cependant à pH initial 7 et 9, les valeurs des taux de variation apparents ont beaucoup oscillé d'une température d'incubation à l'autre. Les valeurs de taux les plus élevées étaient de 67,64 UFC/10 jours à pH initial 7 et enregistrée sous 23°C et de 21,06 UFC/10 jours à pH initial 9 et enregistrée sous 7°C. De même, les valeurs de taux les plus faibles de -2,42 et 0,19 UFC/10 jours ont été enregistrées à la température d'incubation 44°C et respectivement à pH initial 7 et 9 (tableau XXXIV).

En présence de 5 mL de la suspension de *S. aureus*, les taux de dégradation apparents des films de PP étaient de -5.10^{-5} g/10 jours sous 7, 37 et 44 °C et de -5.10^{-4} g/10 jours sous 23°C à la valeur de pH initiale 5 ; de -5.10^{-5} g/10 jours sous 7 et 23 °C, de -5.10^{-7} g/10 jours sous 37°C et de -5.10^{-3} g/10 jours sous 44 °C à pH initial 7 et de -5.10^{-9} g/10 jours sous 23 et 44°C, de -5.10^{-8} g/10 jours sous 37°C et de -5.10^{-7} g/10 jours sous 7°C et à la valeur de pH initial 9 UC (tableau XXXV).

Pour ce qui est des taux apparents de variation de l'abondance des cellules de *S. aureus*, on a noté à pH initial 9, une diminution progressive de la valeur de taux de 7,12 UFC/10 jours, enregistrée sous 7°C à -3,48 UFC/10 jours, enregistré sous 44°C. Des variations similaires des valeurs de taux ont été enregistrées à pH initial 7 UC. Par contre, à pH initial 5, les valeurs de taux toutes négatives ont varié de -0,37 UFC/10 jours, enregistrée sous 23°C à -6,42 enregistrée sous 37°C (tableau XXXV).

Tableau XXXIV : Taux de dégradation apparents des films de PP et taux de variation apparents des valeurs d'abondance des cellules (avec coefficient de régression) pour chaque température d'incubation et chaque valeur de pH initiale de la solution en présence de 2 mL de la suspension de *S. aureus*

| | | Températures d'incubation | | | |
|-------------------|---|----------------------------------|--------------------------------|--------------------------------|--------------------------------|
| pH initial | Paramètres mesurés | 7°C | 23 °C | 37 °C | 44° C |
| 5 | Taux de dégradation apparents des films de PP (g/10 jours) | -5.10 ⁻⁸ (0,860) | -5.10 ⁻⁶ (0,889) | -5.10 ⁻⁴ (0,766) | -5.10 ⁻⁷ (0,917) |
| | Taux de variation apparents de l'abondance des cellules de <i>S. aureus</i> (UFC/ 10 jours) | 2,81 (0,472) | 3,06 (0,424) | 6,88 (0,439) | 0,64 (0,016) |
| 7 | Taux de dégradation apparents des films de PP (g/10 jours) | -5.10 ⁻⁷ (0,813) | -5.10 ⁻⁶ (0,941) | -5.10 ⁻⁴ (0,948) | -5.10 ⁻⁸ (0,938) |
| | Taux de variation apparents de l'abondance des cellules de <i>S. aureus</i> (UFC/ 10 jours) | 30,92 (0,724) | 67,64 (0,826) | 0,78 (0,0007) | -2,42 (0,129) |
| 9 | Taux de dégradation apparents des films de PP (g/10 jours) | -5.10 ⁻⁴ (0,867) | -5.10 ⁻⁷ (0,945) | -5.10 ⁻⁷ (0,942) | -5.10 ⁻⁵ (0,972) |
| | Taux de variation apparents de l'abondance des cellules de <i>S. aureus</i> (UFC/ 10 jours) | 21,06 (0,679) | 10,03 (0,148) | 15,30 (0,270) | 0,19 (0,0015) |

Tableau XXXV: Taux de dégradation apparents des films de PP et taux de variation apparents des valeurs d'abondance des cellules (avec coefficient de régression) pour chaque température d'incubation et chaque valeur de pH initiale de la solution en présence de 5 mL de la suspension de *S. aureus*

| | | Températures d'incubation | | | |
|-------------------|---|----------------------------------|--------------------------------|--------------------------------|--------------------------------|
| pH initial | Paramètres mesurés | 7°C | 23 °C | 37 °C | 44° C |
| 5 | Taux de dégradation apparents des films de PP (g/10 jours) | -5.10 ⁻⁵ (0,890) | -5.10 ⁻⁴ (0,666) | -5.10 ⁻⁵ (0,907) | -5.10 ⁻⁵ (0,645) |
| | Taux de variation apparents de l'abondance des cellules de <i>S. aureus</i> (UFC/ 10 jours) | -4,75 (0,135) | -0,37 (0,002) | -6,42 (0,333) | -1,67 (0,099) |
| 7 | Taux de dégradation apparents des films de PP (g/10 jours) | -5.10 ⁻⁵ (0,961) | -5.10 ⁻⁵ (0,955) | -5.10 ⁻⁷ (0,961) | -5.10 ⁻³ (0,960) |
| | Taux de variation apparents de l'abondance des cellules de <i>S. aureus</i> (UFC/ 10 jours) | 48,80 (0,321) | 73,60 (0,500) | 45,62 (0,514) | -15,04 (0,256) |
| 9 | Taux de dégradation apparents des films de PP (g/10 jours) | -5.10 ⁻⁷ (0,910) | -5.10 ⁻⁹ (0,938) | -5.10 ⁻⁸ (0,972) | -4.10 ⁻⁹ (0,926) |
| | Taux de variation apparents de l'abondance des cellules de <i>S. aureus</i> (UFC/ 10 jours) | 7,12 (0,588) | 5,96 (0,0028) | 5,57 (0,0035) | -3,48 (0,013) |

III.1.2.6- Coefficients de corrélation entre les paramètres analysés au cours de la biodégradation du PP par *P. aeruginosa* et *S. aureus*

III.1.2.6.1- En présence de la bactérie *P. aeruginosa*

Les coefficients de corrélation "*r*" de Spearman ont été calculés entre les paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP sous chaque température d'incubation, aux trois valeurs de pH initiales et en présence de 2 mL et de 5 mL de la suspension de *P. aeruginosa*. Les tableaux XXXVI et XXXVII ci-contre présentent les coefficients de corrélations.

➤ **Température 7°C et 2 mL de suspension cellulaire**

En présence de 2 mL de la suspension de *P. aeruginosa* (tableau XXXVI), la variation de la masse des films de PP est très significativement et négativement ($P < 0,01$) corrélée à celle de la conductivité électrique à pH initial 5 et sous 7°C. A cette même température d'incubation, le profil de variation de la conductivité électrique est très significativement opposé ($P < 0,01$) aux profils de variation du pH de la solution et de la masse des films de PP immergés, tandis que la variation de la masse des films de polymères est positivement et très significativement ($P < 0,01$) corrélée à la variation du pH de la solution à pH initial 7. Des corrélations similaires ont été observées entre les paramètres analysés à pH initial 9. De plus, les profils de variation de la masse et de l'abondance bactérienne sont significativement opposés (tableau XXXVI).

➤ **Températures 23 et 37 °C et 2 mL de suspension cellulaire**

Aux températures d'incubation 23 et 37 °C, la variation de la masse des films de polymère est très significativement opposée ($P < 0,01$) à celle de la conductivité électrique de la solution à pH initial 5. Cependant, aux pH initiaux 7 et 9, des corrélations très significatives et négatives ($P < 0,01$) ont été observées entre la variation du pH de la solution et celles de la conductivité électrique et la masse des films de PP immergés. Une corrélation très significative et positive ($P < 0,01$) a été observée entre les profils de variation de la masse des films de polymère et le pH de la solution (tableau XXXVI).

➤ **Température 44°C et 2 mL de suspension cellulaire**

Sous 44°C, la variation de la masse des films de polymère est très significativement opposée ($P < 0,01$) à celle de la conductivité électrique et la variation du pH de la solution est significativement et négativement ($P < 0,05$) corrélée à l'abondance de *P. aeruginosa* à pH initial 5. Aux pH initiaux 7 et 9, le profil de variation de la conductivité électrique est très significativement opposé ($P < 0,01$) aux profils de variation de la masse des films de polymère et du pH de la solution. Des corrélations très significatives et positives ($P < 0,01$) ont été observées entre les variations de la masse des polymères et le pH de la solution (tableau XXXVI).

Tableau XVIII: Coefficients de corrélation entre les paramètres mesurés pour chaque température d'incubation au cours de la biodégradation du PP par 2 mL de la suspension de *P. aeruginosa*

| Température d'incubation | pH initial de la solution | | Paramètres mesurés | | | |
|--------------------------|---------------------------|--------------|--------------------|-----------------|-----------------|-----------------------|
| | | | pH | conductivité | Masse | Abondance bactérienne |
| 7°C | 5 | pH | - | 0,867 | 0,965 | 0,900 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,383 |
| | | Masse | - | - | - | 0,413 |
| | 7 | pH | - | -0,001** | 0,001** | 0,052 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,052 |
| | | Masse | - | - | - | 0,057 |
| | 9 | pH | - | -0,001** | 0,006** | 0,052 |
| | | Conductivité | - | - | -0,006** | 0,052 |
| | | Masse | - | - | - | -0,019* |
| 23°C | 5 | pH | - | 0,760 | 0,638 | 0,702 |
| | | Conductivité | - | - | -0,003** | 0,589 |
| | | Masse | - | - | - | 0,908 |
| | 7 | pH | - | -0,001** | 0,002** | 0,102 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,119 |
| | | Masse | - | - | - | 0,097 |
| | 9 | pH | - | -0,001** | 0,006** | 0,294 |
| | | Conductivité | - | - | -0,006** | 0,294 |
| | | Masse | - | - | - | 0,156 |

Tableau XXXVI (suite)

| | | | | | | |
|-------------|----------|---------------------|---|-----------------|-----------------|----------------|
| 37°C | 5 | pH | - | 0,699 | 0,865 | 0,144 |
| | | Conductivité | - | - | -0,005** | 0,294 |
| | | Masse | - | - | - | 0,672 |
| | 7 | pH | - | -0,001** | 0,002** | 0,585 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,535 |
| | | Masse | - | - | - | 0,574 |
| | 9 | pH | - | -0,001** | 0,001** | 0,294 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,294 |
| | | Masse | - | - | - | 0,465 |
| 44°C | 5 | pH | - | 0,535 | 0,504 | -0,046* |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 1,000 |
| | | Masse | - | - | - | 0,891 |
| | 7 | pH | - | -0,001** | 0,001** | 0,383 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,355 |
| | | Masse | - | - | - | 0,474 |
| | 9 | pH | - | -0,001** | 0,001** | 0,879 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,879 |
| | | Masse | - | - | - | 0,811 |

* :P < 0,05 ** : P < 0,01

➤ **Température 7°C et 5 mL de suspension cellulaire**

En présence de 5 mL de la suspension de *P. aeruginosa* (tableau XXXVII), sous 7°C et à pH initial 5, les profils de variation de la masse des films de PP et de la conductivité électrique sont très significativement opposés ($P < 0,01$). A pH initial 7, la variation de la masse est très significativement et positivement ($P < 0,01$) corrélée à celle du pH de la solution. L'évolution de la conductivité électrique est très significativement opposée à celles de la masse des films de PP et de la conductivité électrique ($P < 0,01$). Des corrélations similaires ont été observées entre ces 3 paramètres à pH initial 9. De plus, à pH initial 9, la variation de l'abondance bactérienne est négativement et très significativement ($P < 0,01$) corrélée au pH de la solution, négativement et significativement ($P < 0,05$) corrélée à la masse des films de PP et très significativement et positivement corrélée ($P < 0,01$) à la conductivité électrique de la solution.

➤ **Température 23°C et 5 mL de suspension cellulaire**

A la température d'incubation 23°C et à pH initial 5, les profils de variation de la masse des films de PP et de la conductivité électrique sont très significativement opposés ($P < 0,01$). A pH initial 7, la variation de la conductivité électrique est négativement et très significativement ($P < 0,01$) corrélée à celles de la masse des films de polymère et du pH de la solution, alors que la variation de la masse est positivement et très significativement ($P < 0,01$) corrélée à la variation du pH de la solution. Des corrélations semblables ont été notées entre ces 3 paramètres à pH initial 9. En plus, on a observé que la variation de l'abondance de *P. aeruginosa* est négativement et très significativement ($P < 0,01$) corrélée à celle de la masse des films de PP, négativement et significativement corrélée ($P < 0,05$) à celle du pH de la solution et positivement et significativement ($P < 0,05$) corrélée à la variation de la conductivité électrique de la solution (tableau XXXVII).

➤ **Température 37°C et 5 mL de suspension cellulaire**

Sous 37°C, l'évolution de l'abondance bactérienne à pH initial 5 est négativement et significativement corrélée ($P < 0,05$) à celle de la masse des films de PP immergés et à celle du pH de la solution et positivement et significativement ($P < 0,05$) corrélée à l'évolution de la conductivité électrique au cours de l'étude. Les profils de variation de la masse et de la conductivité électrique sont très significativement opposés ($P < 0,01$) (tableau XXXVII).

A pH initial 7, la variation de la masse des films de PP immergés est d'une part négativement et très significativement ($P < 0,01$) corrélée à celles de l'abondance cellulaire et

de la conductivité électrique et d'autres parts, positivement et très significativement ($P < 0,01$) corrélée à la variation du pH de la solution. De même, l'évolution du pH de la solution est très significativement opposée ($P < 0,01$) à celles de la conductivité électrique et de l'abondance cellulaire. Une corrélation très significative et positive ($P < 0,01$) a été observée entre les variations de l'abondance cellulaire et de la conductivité électrique. Cependant, à pH initial 9, le profil de variation de la conductivité électrique est très significativement opposé ($P < 0,01$) à celui de la conductivité électrique et à celui de la masse des films de PP et la variation de la masse est positivement et très significativement ($P < 0,01$) corrélée à la variation du pH de la solution (tableau XXXVII).

➤ **Température 44°C et 5 mL de suspension cellulaire**

Sous 44 °C et à pH initial 5, les profils de variation de la masse des films de PP et de la conductivité électrique sont très significativement opposés ($P < 0,01$). Aux valeurs de pH initiales 7 et 9, la variation de la masse des films de PP est positivement et très significativement ($P < 0,01$) corrélée à celle du pH et l'évolution de la conductivité électrique est très significativement opposée ($P < 0,01$) à pH initial 9 et significativement opposé ($P < 0,05$) à pH initial 7 à l'évolution de la masse des films de polymères et au pH de la solution. De plus, dans les solutions de pH initial 7, des corrélations très significatives et positives ($P < 0,01$) ont été observées entre la variation de l'abondance cellulaire et celles du pH et de la masse des films de PP (tableau XXXVII).

Tableau XVIII: Coefficients de corrélation entre les paramètres mesurés pour chaque température d'incubation au cours de la biodégradation du PP par 5 mL de la suspension de *P. aeruginosa*

| Température d'incubation | pH initial de la solution | | Paramètres mesurés | | | |
|--------------------------|---------------------------|--------------|--------------------|-----------------|-----------------|-----------------------|
| | | | Ph | conductivité | Masse | Abondance bactérienne |
| 7°C | 5 | pH | - | 0,613 | 0,443 | 0,699 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,589 |
| | | Masse | - | - | - | 0,667 |
| | 7 | pH | - | -0,001** | 0,001** | 0,119 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,119 |
| | | Masse | - | - | - | 0,074 |
| | 9 | pH | - | -0,001** | 0,030* | -0,003** |
| | | Conductivité | - | - | -0,030* | 0,003** |
| | | Masse | - | - | - | -0,030* |
| 23°C | 5 | pH | - | 0,645 | 0,638 | 0,180 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,337 |
| | | Masse | - | - | - | 0,328 |
| | 7 | pH | - | -0,001** | 0,001** | 0,119 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,119 |
| | | Masse | - | - | - | 0,139 |
| | 9 | pH | - | -0,001** | 0,006** | -0,023* |
| | | Conductivité | - | - | -0,006** | 0,023* |
| | | Masse | - | - | - | -0,006** |

Tableau XXXVII (suite)

| | | | | | | |
|------|---|--------------|---|-----------------|-----------------|-----------------|
| 37°C | 5 | pH | - | 0,613 | 0,448 | -0,036* |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,041* |
| | | Masse | - | - | - | -0,019* |
| | 7 | pH | - | -0,001** | -0,001** | -0,007** |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,007** |
| | | Masse | - | - | - | -0,007** |
| | 9 | pH | - | -0,001** | 0,006** | 0,432 |
| | | Conductivité | - | - | -0,006** | 0,432 |
| | | Masse | - | - | - | 0,350 |
| 44°C | 5 | pH | - | 0,589 | 0,613 | 0,758 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,144 |
| | | Masse | - | - | - | 0,154 |
| | 7 | pH | - | -0,014* | 0,001** | 0,001** |
| | | Conductivité | - | - | -0,031* | 0,052 |
| | | Masse | - | - | - | 0,001** |
| | 9 | pH | - | -0,001** | 0,006** | 0,879 |
| | | Conductivité | - | - | -0,006** | 0,879 |
| | | Masse | - | - | - | 0,899 |

* :P < 0,05 ** : P < 0,0

III.1.2.6.2- En présence de la bactérie *S. aureus*

Les coefficients de corrélation " r " de Spearman ont été calculés entre les paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP sous chaque température d'incubation, aux trois valeurs de pH initiales et en présence de 2 mL et de 5 mL de la suspension de *S. aureus*. Les coefficients de corrélations sont présentés dans les tableaux XXXVIII et XXXIX ci-après.

➤ **Température 7°C et 2 mL de suspension cellulaire**

En présence de 2 mL de la suspension de *S. aureus*, le profil de variation de la conductivité électrique sous 7°C et aux pH initiaux 5 et 9 est très significativement opposé ($P < 0,01$) à celui de la masse des films de PP et à celui du pH de la solution. Des corrélations positives et très significatives ($P < 0,01$) à pH initial 9 et significatives ($P < 0,05$) à pH initial 7 ont été observées entre les variations de la masse des films de polymère et le pH de la solution. De plus à pH initial 9, la variation de l'abondance cellulaire est très significativement opposée ($P < 0,01$) à celle de la masse des polymères et significativement et positivement ($P < 0,05$) corrélée à la conductivité électrique de la solution. Pourtant, à pH initial 7, le profil de variation de la conductivité électrique est significativement opposé ($P < 0,05$) à ceux du pH de la solution et de la masse des films de polymère. De même, la variation de l'abondance cellulaire est très significativement opposée ($P < 0,01$) à la variation de la masse et significativement opposé à la variation du pH de la solution (tableau XXXVIII).

➤ **Température 23°C et 2 mL de la suspension cellulaire**

Sous 23°C, des corrélations très significatives et négatives ($P < 0,01$) ont été observées entre la variation de la conductivité électrique de la solution et celles du pH et de la masse des films de polymère et des corrélations très significatives et positives ($P < 0,01$) existent entre les variations du pH de la solution et la masse des films de polymère, à la valeur de pH initial 5. La variation de la masse des films de PP est négativement et significativement opposée ($P < 0,01$) à celle de la conductivité électrique et négativement et très significativement opposé ($P < 0,01$) à la variation de l'abondance cellulaire à pH initial 7. Le profil de variation de la masse des films de PP est positivement et significativement corrélé ($P < 0,05$) à celui du pH de la solution et très significativement opposé ($P < 0,01$) au profil de variation de la conductivité électrique à pH initial 9 (tableau XXXVIII).

➤ **Température 37°C et 2 mL de suspension cellulaire**

A la température d'incubation 37°C et à pH initial 5, le profil de variation de la conductivité électrique est significativement opposé ($P < 0,05$) à celui de la masse des films de polymère et à celui du pH de la solution. La variation du pH de la solution est également positivement et très significativement corrélée ($P < 0,01$) à la variation de la masse des films de PP et positivement et significativement corrélée ($P < 0,05$) à la variation de l'abondance cellulaire. A pH initial 7, les variations de la conductivité électrique et de la masse sont très significativement et négativement corrélées ($P < 0,01$). De même, à pH initial 9 UC, des corrélations très significatives et négatives ($P < 0,01$) ont été observées entre la variation de la conductivité électrique et celles du pH de la solution et de la masse des films de PP immergés. La variation de l'abondance cellulaire est positivement et significativement corrélée ($P < 0,05$) à celle de la conductivité électrique et significativement et négativement corrélée ($P < 0,01$) à la variation de la masse des films de polymère. De plus, une corrélation très significative et positive ($P < 0,01$) a été observée entre les variations de la masse des films de PP et le pH de la solution (tableau XXXVIII).

➤ **Température 44°C et 2 mL de la suspension cellulaire**

A 44°C et aux valeurs de pH initiales 5 et 9, le profil de variation de la conductivité électrique est très significativement opposé ($P < 0,01$) à celui de la masse des films de PP et à celui du pH de la solution. Des corrélations très significatives et positives ($P < 0,01$) ont été notées entre les variations de la masse des films de PP et le pH de la solution. Cependant, à pH initial 7, des corrélations très significatives et négatives ($P < 0,01$) entre la masse et la conductivité électrique et significatives et négatives ($P < 0,05$) entre la conductivité électrique et le pH de la solution ont été observées (tableau XXXVIII).

Tableau XIXII : Coefficients de corrélation entre les paramètres mesurés pour chaque température d'incubation au cours de la biodégradation du PP par 2 mL de la suspension de *S. aureus*

| Températures d'incubation | pH initial de la solution | | Paramètres mesurés | | | |
|---------------------------|---------------------------|--------------|--------------------|-----------------|-----------------|-----------------------|
| | | | pH | conductivité | Masse | Abondance bactérienne |
| 7°C | 5 | pH | - | -0,002** | 0,004** | 0,144 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,052 |
| | | Masse | - | - | - | 0,068 |
| | 7 | pH | - | -0,036* | 0,053 | -0,036* |
| | | Conductivité | - | - | -0,023* | 0,071 |
| | | Masse | - | - | - | -0,006** |
| | 9 | pH | - | -0,007** | 0,013* | 0,180 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,023* |
| | | Masse | - | - | - | -0,006** |
| 23°C | 5 | pH | - | -0,002** | 0,005** | 0,129 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,071 |
| | | Masse | - | - | - | 0,086 |
| | 7 | pH | - | 0,071 | 0,086 | 0,180 |
| | | Conductivité | - | - | -0,046* | 0,119 |
| | | Masse | - | - | - | -0,003** |
| | 9 | pH | - | 0,052 | 0,041* | 0,071 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,383 |
| | | Masse | - | - | - | 0,355 |

Tableau XXXVIII (suite)

| | | | | | | |
|-------------|----------|---------------------|---|-----------------|-----------------|----------------|
| 37°C | 5 | pH | - | -0,023* | 0,001** | -0,014* |
| | | Conductivité | - | - | -0,013* | 0,180 |
| | | Masse | - | - | - | 0,053 |
| | 7 | pH | - | 0,078 | 0,120 | 0,159 |
| | | Conductivité | - | - | -0,003** | 0,939 |
| | | Masse | - | - | - | 0,908 |
| | 9 | pH | - | -0,001** | 0,001** | 0,058 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,036* |
| | | Masse | - | - | - | -0,041* |
| 44°C | 5 | pH | - | -0,008** | 0,004** | 0,540 |
| | | Conductivité | - | - | -0,002** | 0,878 |
| | | Masse | - | - | - | 0,667 |
| | 7 | pH | - | -0,041* | 0,056 | 0,728 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,294 |
| | | Masse | - | - | - | 0,448 |
| | 9 | Ph | - | -0,007** | 0,007** | 0,818 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,969 |
| | | Masse | - | - | - | 0,905 |

* :P < 0,05 ** : P < 0,01

➤ **Température 7°C et 5 mL de la suspension cellulaire**

En présence de 5 mL de la suspension de *S. aureus* (tableau XXXIX), à la température d'incubation 7°C et à pH initial 5, les profils de variation de la masse des films de PP immergés et la conductivité électrique de la solution sont très significativement opposés ($P < 0,01$). La variation du pH de la solution est significativement et négativement corrélée ($P < 0,01$) à celle de la conductivité électrique de la solution et significativement et positivement corrélé ($P < 0,05$) à la variation de la masse des films de polymère. Aux valeurs de pH initiales 7 et 9 UC, la variation de la conductivité électrique est très significativement opposée ($P < 0,01$) à celles du pH de la solution et la masse des films de PP. Des corrélations très significatives et positives ($P < 0,01$) entre les variations de la masse des films de PP et le pH de la solution et significatives et négatives ($P < 0,05$) entre les variations de l'abondance cellulaire et le pH de la solution ont été observées. De plus, le profil de variation de l'abondance cellulaire est significativement opposé ($P < 0,05$) à celui de la masse des films de PP et significativement et positivement corrélé ($P < 0,05$) au profil de variation de la conductivité électrique (tableau XXXIX).

➤ **Température 23°C et 5 mL de la suspension cellulaire**

A 23°C, les profils de variation de la masse des films de PP et de la conductivité électrique sont très significativement opposés ($P < 0,01$) aux valeurs de pH initiales 5, 7 et 9. Des corrélations négatives très significatives ($P < 0,01$) à pH initial 9 et négatives significatives ($P < 0,05$) à pH initial 7 entre les variations du pH et la conductivité électrique ont été observées et des corrélations positives significatives (pH initial 7) et très significatives (pH initial 9) ont été observées entre la variation de la masse des films de PP et celle du pH de la solution. De plus, à pH initial 7, le profil de variation de l'abondance cellulaire est significativement opposé ($P < 0,05$) à celui de la masse des films de PP et à celui du pH de la solution (tableau XXXIX).

➤ **Température 37°C et 5 mL de la suspension cellulaire**

A la température d'incubation 37°C, la variation de la masse des films de PP est très significativement opposée ($P < 0,01$) à la variation de la conductivité électrique de la solution à pH initial 7. Dans les solutions de pH initiaux 5 et 9, l'évolution de la conductivité électrique est très significativement opposée ($P < 0,01$) à l'évolution de la masse des films de PP et l'évolution du pH de la solution au cours de la période d'étude. De plus, des corrélations très significatives et positives ($P < 0,01$) ont été observées entre les variations de la masse des films de PP et le pH de la solution (tableau XXXIX).

➤ **Température 44°C et 5 mL de la suspension cellulaire**

Sous 44°C, la variation de la masse des films de PP est très significativement et négativement corrélée ($P < 0,01$) à la variation de la conductivité électrique et significativement et positivement ($P < 0,05$) corrélée à la variation du pH de la solution à pH initial 5, 7 et 9. De plus, à pH initial 5 et 9, des corrélations très significatives et négatives ($P < 0,01$) ont été observées entre les variations de la masse des films de PP et du pH de la solution (tableau XXXIX).

Tableau XXXIX: Coefficients de corrélation entre les paramètres mesurés pour chaque température d'incubation au cours de la biodégradation du PP par 5 mL de la suspension de *S. aureus*

| Températures d'incubation | pH initial de la solution | | Paramètres mesurés | | | |
|---------------------------|---------------------------|--------------|--------------------|-----------------|-----------------|-----------------------|
| | | | pH | Conductivité | Masse | Abondance bactérienne |
| 7°C | 5 | pH | - | -0,036* | 0,015* | 0,535 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,383 |
| | | Masse | - | - | - | 0,413 |
| | 7 | pH | - | -0,003** | 0,001** | -0,014* |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,094 |
| | | Masse | - | - | - | 0,098 |
| | 9 | pH | - | -0,001** | 0,001** | -0,041* |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,036* |
| | | Masse | - | - | - | -0,049* |
| 23°C | 5 | pH | - | 0,119 | 0,247 | 0,535 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,482 |
| | | Masse | - | - | - | 0,460 |
| | 7 | pH | - | -0,021* | 0,031* | -0,033* |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,052 |
| | | Masse | - | - | - | -0,046* |
| | 9 | pH | - | -0,001** | 0,001** | 0,268 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,337 |
| | | Masse | - | - | - | 0,337 |

Tableau XXXIX (suite)

| | | | | | | |
|-------------|----------|---------------------|---|-----------------|-----------------|-------|
| 37°C | 5 | pH | - | -0,036* | 0,008** | 0,482 |
| | | Conductivité | - | - | -0,008** | 0,535 |
| | | Masse | - | - | - | 0,144 |
| | 7 | pH | - | 0,148 | 0,248 | 0,071 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,052 |
| | | Masse | - | - | - | 0,068 |
| | 9 | pH | - | -0,001** | 0,001** | 0,427 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,482 |
| | | Masse | - | - | - | 0,482 |
| 44°C | 5 | pH | - | -0,003** | 0,012* | 0,702 |
| | | Conductivité | - | - | -0,005** | 0,535 |
| | | Masse | - | - | - | 0,408 |
| | 7 | pH | - | 0,094 | 0,038* | 0,645 |
| | | Conductivité | - | - | 0,001** | 0,383 |
| | | Masse | - | - | - | 0,474 |
| | 9 | pH | - | -0,001** | 0,001** | 0,383 |
| | | Conductivité | - | - | -0,001** | 0,383 |
| | | Masse | - | - | - | 0,355 |

* :P < 0,05 ** : P < 0,01

III.1.2.7- Comparaison des paramètres de biodégradation du PP sous diverses conditions expérimentales et en présence de chaque espèce bactérienne considérée

III.1.2.7.1- En présence de *P. aeruginosa*

➤ Sous diverses valeurs initiales de pH

Les comparaisons des valeurs moyennes de tous les paramètres analysés au cours de la biodégradation du PP par la bactérie *P. aeruginosa*, entre les différentes valeurs initiales de pH et à chaque volume bactérien ont été réalisées à l'aide de test H de Kruskal-Wallis et les valeurs de P sont présentées dans le tableau XL. De ce tableau, il ressort que les variations du pH, de la conductivité électrique et de la masse des films de PP sont très significatives d'une valeur de pH initiale à l'autre au volume bactérien 2 mL. En présence de 5 mL de la suspension de *P. aeruginosa*, on observe des différences très significatives d'une part dans les variations du pH de la solution et de la masse des films de PP et significatives d'autres parts dans les variations de la conductivité électrique enregistrées entre les différentes valeurs initiales de pH (tableau XL).

Tableau XL: Valeurs de P du test H de Kruskal-Wallis relatif aux tests de comparaison des valeurs moyennes de tous les paramètres analysés entre les différentes valeurs initiales de pH au cours de la biodégradation du PP par la bactérie *P. aeruginosa*

| Conditions expérimentales | Paramètres mesurés | | | |
|---------------------------|--------------------|-------------------------|-------------|-----------------------|
| | pH | Conductivité électrique | Masse du PP | Abondance bactérienne |
| Volume microbien 2 mL | 0,001** | 0,001** | 0,001** | 0,086 |
| Volume microbien 5 mL | 0,001** | 0,017* | 0,001** | 0,931 |

* : P < 0,05 ** : P < 0,01

➤ Sous diverses durées d'incubation

Les comparaisons des valeurs moyennes de tous les paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par la bactérie *P. aeruginosa*, entre les durées, les températures d'incubation et les différents volumes bactériens considérés (2 mL et 5 mL), à chaque valeur de pH initiale, ont été effectuées à l'aide du test H de Kruskal-Wallis. Les valeurs "P" sont présentées dans le tableau XLI. Il ressort de ce tableau qu'il existe d'une part, une différence très significative (P < 0,01) entre le pH, la conductivité électrique et la masse du PP d'une durée

d'incubation à l'autre aux valeurs de pH initiales 5 et 7 et d'autres parts à pH initial 9, l'abondance cellulaire a significativement ($P < 0,05$) fluctué et le pH, la conductivité électrique et la masse du PP ont très significativement ($P < 0,01$) varié d'une durée d'incubation à l'autre (tableau XLI).

➤ **Sous diverses températures d'incubation**

En effet, aux valeurs de pH initiales 5 et 7, l'abondance cellulaire varie très significativement ($P < 0,01$) en fonction de la température d'incubation (tableau XLI).

➤ **Sous diverses abondances cellulaires**

Quant au volume bactérien, il ressort également de ce tableau qu'il existe une différence très significative ($P < 0,01$) entre la conductivité électrique et l'abondance cellulaire d'un volume bactérien à l'autre et aux valeurs de pH initiales 5 et 7 ; et à la valeur de pH initiale 9, le pH a varié significativement ($P < 0,05$), la conductivité électrique et l'abondance cellulaire ont varié très significativement ($P < 0,01$) en fonction du volume bactérien (tableau XLI).

Tableau XLI : Valeurs de P du test H de Kruskal-Wallis relatif aux tests de comparaison des valeurs moyennes de tous les paramètres analysés entre la durée, la température d’incubation et le volume microbien à chaque valeur de pH initiale au cours de la biodégradation du PP par la bactérie *P. aeruginosa*

| | | Paramètres mesurés | | | |
|------------|---------------------------|--------------------|-------------------------|-------------|----------------------|
| pH initial | Conditions expérimentales | pH de la solution | Conductivité électrique | Masse du PP | Abondance Cellulaire |
| 5 | Durée d’incubation | 0,001** | 0,001** | 0,001** | 0,383 |
| | Température d’incubation | 0,980 | 0,649 | 0,917 | 0,001** |
| | Volume bactérien | 0,384 | 0,001** | 0,690 | 0,001** |
| 7 | Durée d’incubation | 0,001** | 0,001** | 0,001** | 0,932 |
| | Température d’incubation | 0,921 | 0,666 | 0,994 | 0,001** |
| | Volume bactérien | 0,718 | 0,001** | 0,278 | 0,001** |
| 9 | Durée d’incubation | 0,001** | 0,001** | 0,001** | 0,011* |
| | Température d’incubation | 0,392 | 0,889 | 0,453 | 0,227 |
| | Volume bactérien | 0,014* | 0,001** | 0,182 | 0,001** |

* : significativement différent à $P < 0,05$; ** : $P < 0,01$ ddl = 55

III.1.2.7.2- En présence de *S. aureus*

➤ Sous diverses valeurs initiales de pH

Les comparaisons des valeurs moyennes des paramètres analysés au cours de la biodégradation du PP par la bactérie *S. aureus*, entre les différentes valeurs initiales de pH et à chaque volume bactérien ont été réalisées à l’aide de test H de Kruskal-Wallis. Les valeurs de P indiquant le seuil de significativité sont présentées dans le tableau XLII. On note qu’en

présence de 2 mL de suspension bactérienne, il existe des différences très significatives ($P < 0,01$) dans les variations du pH, de la conductivité électrique de la solution et de l'abondance cellulaire et des différences significatives ($P < 0,05$) dans les variations de la masse des films de PP enregistrées entre les différentes valeurs de pH initiales testées. Les variations du pH et de la conductivité électrique de la solution, de la masse des films de PP et de l'abondance cellulaire sont très significatives ($P < 0,01$) entre les valeurs initiales de pH 5,7 et 9 testées et en présence de 5 mL de la suspension de *S. aureus* (tableau XLII).

➤ **Sous diverses durées d'incubation**

Les comparaisons des valeurs moyennes de tous les paramètres mesurés au cours de la biodégradation du PP par la bactérie *S. aureus*, entre les durées d'incubation, les températures d'incubation et les différents volumes bactériens considérés (2 mL et 5 mL), à chaque valeur initiale de pH, ont été effectuées à l'aide du test H de Kruskal-Wallis. Les valeurs "P" sont présentées dans le tableau XLIII. On constate que le pH, la conductivité électrique et la masse du PP varient très significativement d'une durée d'incubation à l'autre ($P < 0,01$) aux valeurs initiales de pH 5 et 7, tandis qu'à la valeur de pH initiale 9, le pH, la conductivité électrique, la masse du PP et l'abondance cellulaire varient très significativement d'une durée d'incubation à l'autre (tableau XLIII).

Tableau XXII : Valeurs de P du test H de Kruskal-Wallis relatif aux tests de comparaison des valeurs moyennes de tous les paramètres analysés entre les différentes valeurs pH initiales au cours de la biodégradation du PP par la bactérie *S. aureus*

| Conditions expérimentales | Paramètres mesurés | | | |
|------------------------------|--------------------|-------------------------|-------------|-----------------------|
| | pH | Conductivité électrique | Masse du PP | Abondance bactérienne |
| Volume microbien 2 mL | 0,001** | 0,001** | 0,047* | 0,001** |
| Volume microbien 5 mL | 0,001** | 0,001** | 0,008** | 0,001** |

* : $P < 0,05$ ** : $P < 0,01$

➤ **Sous diverses températures d'incubation**

De même, les abondances cellulaires ont très significativement ($P < 0,01$) varié d'une température d'incubation à l'autre et à toutes les valeurs de pH initiales (tableau XLIII).

➤ **Sous diverses abondances cellulaires**

D'un volume bactérien à l'autre, les variations du pH de la solution et de la conductivité électrique sont très significatives à toutes les valeurs initiales de pH pour la conductivité électrique et aux valeurs de pH initiales 5 et 7 pour le pH de la solution. De même, la variation de l'abondance cellulaire est très significative d'un volume bactérien à l'autre, mais uniquement à pH initial 5. Aucune différence significative n'a été enregistrée dans la variation de la masse des films de PP entre des différents volumes bactériens (tableau XLIII).

Tableau XXIII: Valeurs de P du test H de Kruskal-Wallis relatif aux tests de comparaison des valeurs moyennes des paramètres analysés entre la durée, la température d'incubation et le volume microbien à chaque valeur de pH initiale au cours de la biodégradation du PP par la bactérie *S. aureus*

| | | Paramètres mesurés | | | |
|------------|---------------------------|--------------------|-------------------------|-------------|----------------------|
| pH initial | Conditions expérimentales | pH de la solution | Conductivité électrique | Masse du PP | Abondance cellulaire |
| 5 | Durée d'incubation | 0,001** | 0,001** | 0,001** | 0,220 |
| | Température d'incubation | 0,716 | 0,389 | 0,308 | 0,003** |
| | Volume bactérien | 0,025* | 0,002** | 0,441 | 0,006** |
| 7 | Durée d'incubation | 0,001** | 0,001** | 0,001** | 0,153 |
| | Température d'incubation | 0,849 | 0,887 | 0,896 | 0,001** |
| | Volume bactérien | 0,012* | 0,001** | 0,672 | 0,071 |
| 9 | Durée d'incubation | 0,001** | 0,001** | 0,001** | 0,003** |
| | Température d'incubation | 0,415 | 0,416 | 0,865 | 0,030* |
| | Volume bactérien | 0,181 | 0,001** | 0,209 | 0,290 |

* : significativement différent à $P < 0,05$; ** : $P < 0,01$ ddl = 55

III.1.3- Evaluation de la dégradation des plastiques due uniquement à l'action des bactéries

III.1.3.1- Variations de la masse des films de PEBD et de PP propre à l'action des bactéries après 60 jours d'incubation

Les différences de masse (g) obtenues en présence et en l'absence des bactéries en valeurs absolues et sous chaque condition expérimentale sont présentées dans les tableaux XLIV et XLV ci après, respectivement en présence de 2 mL et de 5 mL de chaque suspension bactérienne.

En présence de 2 mL des suspensions bactériennes, les masses de films de PEBD et de PP dégradées uniquement par l'action des bactéries varie d'un polymère à l'autre et en fonction des bactéries. Dans l'ensemble, les masses enregistrées en présence de cellulaires bactériennes étaient plus petites que celles enregistrées en absence de bactérie. Toute fois, la valeur de masse de PEBD biodégradée la plus élevée (0,004 g) a été enregistrée en présence de la bactérie *S. aureus* à la température d'incubation 37°C et à pH initial 9. De même, la valeur de masse de PP biodégradée la plus élevée (0,005 g) a été notée en présence de la bactérie *S. aureus* sous 37°C, à pH initial 9 et sous 7°C, à pH initial 5 (tableau XLIV).

Tableau XLIV : Variations de masse des films de PEBD et de PP propres à l'action des 2 espèces bactériennes (2 mL de suspension cellulaire) après 60 jours d'incubation et sous diverses conditions expérimentales

| PEBD | | <i>P. aeruginosa</i> | | | | <i>S. aureus</i> | | | |
|----------------------------|-------|----------------------|-------|-------|-------|------------------|-------|-------|-------|
| Températures pH initial | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | |
| | 5 | 0,002 | 0,003 | 0,002 | 0,001 | 0,002 | 0,002 | 0,002 | 0,002 |
| 7 | 0,001 | 0,002 | 0,001 | 0,001 | 0,002 | 0,003 | 0,002 | 0,003 | |
| 9 | 0 | 0,001 | 0,001 | 0,001 | 0,003 | 0,003 | 0,004 | 0,003 | |
| PP | | <i>P. aeruginosa</i> | | | | <i>S. aureus</i> | | | |
| Températures pH initial | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | |
| | 5 | 0,001 | 0,004 | 0,004 | 0,002 | 0,005 | 0,002 | 0,002 | 0,004 |
| 7 | 0,003 | 0,002 | 0,002 | 0,003 | 0,004 | 0,002 | 0,001 | 0,003 | |
| 9 | 0,002 | 0,002 | 0,002 | 0,001 | 0,003 | 0,004 | 0,005 | 0,003 | |

En présence de 5 mL des suspensions cellulaires, les masses obtenues en présence des cellules bactériennes sont également plus petites par rapport à celles enregistrées en l'absence

de cellules bactériennes (flacon témoin). De plus les masses des films de PEBD et de PP biodégradée varient d'une espèce bactérienne à l'autre et en fonction du pH initial et de la température d'incubation. La valeur de masse des films de PEBD biodégradée la plus élevée (0,005 g) a été observée en présence de la bactérie *S. aureus* sous 44°C et à pH initial 9. La masse des films de PP biodégradée la plus élevée (0,006 g) a également été enregistrée à pH initial 9 et aux températures d'incubation 23 et 44°C (tableau XLV).

Tableau XLV: Variations de masse des films de PEBD et de PP propres à l'action des 2 espèces bactériennes (5 mL de suspension cellulaire) après 60 jours d'incubation et sous diverses conditions expérimentales

| PEBD | | <i>P. aeruginosa</i> | | | | <i>S. aureus</i> | | | |
|----------------------------|-------|----------------------|-------|-------|-------|------------------|-------|-------|-------|
| Températures pH initial | | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C |
| | 5 | 0,002 | 0,004 | 0,001 | 0,002 | 0,002 | 0,004 | 0,002 | 0,002 |
| 7 | 0,001 | 0,002 | 0,001 | 0,001 | 0,001 | 0,001 | 0,002 | 0,002 | |
| 9 | 0,001 | 0,001 | 0,002 | 0,002 | 0,004 | 0,003 | 0,004 | 0,005 | |
| PP | | <i>P. aeruginosa</i> | | | | <i>S. aureus</i> | | | |
| Températures pH initial | | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C |
| | 5 | 0,001 | 0,001 | 0,003 | 0,001 | 0,002 | 0,002 | 0,002 | 0,003 |
| 7 | 0,004 | 0,001 | 0,002 | 0,001 | 0,002 | 0,001 | 0,002 | 0,001 | |
| 9 | 0,001 | 0,001 | 0,001 | 0,001 | 0,004 | 0,006 | 0,005 | 0,006 | |

III.1.3.2- Comparaison des paramètres de dégradation des plastiques en l'absence de microorganisme et sous l'action des bactéries

Les comparaisons des paramètres de dégradation des lots témoin, test 1 et test 2 ont été réalisées à l'aide du test H de Kruskal-Wallis et les valeurs de P sont présentées dans le tableau XLVI ci-dessous. Les paramètres de dégradation pour lesquels des différences significatives ont été observées entre les 3 lots, ont été comparés 2 à 2 à l'aide du test U de Mann Whitney et les valeurs de P sont présentées dans les tableaux XLVII et XLVIII, respectivement pour la dégradation des films de PEBD et de PP.

Des résultats du test H de kruskal-Wallis, il ressort que des différences très significatives ($P < 0,01$) ont été observées dans les variations de la conductivité électrique et de la masse des polymères au cours de la dégradation des films de PEBD et de PP entre les lots témoin, test 1 et test 2 et en présence des 2 espèces bactériennes (tableau XLVI). Le test de comparaison 2 à 2 de Mann Whitney révèle également que des différences très significatives ($P < 0,01$) existent dans les variations de la conductivité électrique et de la masse des films de PEBD et de PP entre le lot témoin et le lot test 1 et entre le lot témoin et le lot test 2, ceci pour les 2 bactéries testées (tableau XLVII pour le PEBD et tableau XLVIII pour le PP). De plus, des différences significatives ($P < 0,05$) ont été enregistrées dans la variation du pH au cours de la dégradation du PEBD, entre les lots témoin, test 1 et test 2 et en présence de la bactérie *P. aeruginosa* (tableau XLVI). Le test de comparaison 2 à 2 montre que cette différence significative ($P < 0,05$) se situe entre le lot témoin et le lot test 2 (tableau XLVII).

Tableau XXIII: Valeurs de P relatives au test de comparaison H de kruskal-Wallis des paramètres de dégradation du PEBD et du PP des lots témoins et des lots test 1 et test 2

| Espèces bactériennes (PEBD) | Paramètres de dégradation des polymères | | |
|--------------------------------|---|--------------|---------|
| | pH | Conductivité | Masse |
| <i>Pseudomonas aeruginosa</i> | 0,016* | 0,001** | 0,002** |
| <i>Staphylococcus aureus</i> | 0,057 | 0,001** | 0,001** |
| Espèces bactériennes (PP) | Paramètres de dégradation des polymères | | |
| | pH | Conductivité | Masse |
| <i>Pseudomonas aeruginosa</i> | 0,930 | 0,001** | 0,001** |
| <i>Staphylococcus aureus</i> | 0,283 | 0,001** | 0,001** |

* : significativement différent à $P < 0,05$; ** : $P < 0,01$

Tableau XXIII: Valeurs de P relatif au test de comparaison 2 à 2 U de Mann Whitney des paramètres de biodégradation du PEBD entre le lot témoin et chaque lot test

| Différents lots d'essai considère (<i>P. aeruginosa</i>) | Paramètres de dégradation des polymères | | |
|---|---|--------------|---------|
| | pH | Conductivité | Masse |
| Lot témoin et lot test 1 | 0,078 | 0,001** | 0,006** |
| Lot témoin et lot test 2 | 0,008* | 0,001** | 0,001** |

| Différents lots d'essai considère (<i>S. aureus</i>) | Paramètres de dégradation des polymères | | |
|--|---|--------------|---------|
| | pH | Conductivité | Masse |
| Lot témoin et lot test 1 | - | 0,001** | 0,001** |
| Lot témoin et lot test 2 | - | 0,001** | 0,001** |

* : significativement différent à $P < 0,05$; ** : $P < 0,01$

Tableau XXIX: Valeurs de P relatif au test de comparaison 2 à 2 U de Mann Whitney des paramètres de biodégradation du PP entre le lot témoin et chaque lot test

| Différents lots d'essai considère (<i>P. aeruginosa</i>) | Paramètres de dégradation des polymères | | |
|--|---|--------------|---------|
| | pH | Conductivité | Masse |
| Lot témoin et lot test 1 | - | 0,001** | 0,001** |
| Lot témoin et lot test 2 | - | 0,001** | 0,001** |

| Différents lots d'essai considère (<i>S. aureus</i>) | Paramètres de dégradation des polymères | | |
|--|---|--------------|---------|
| | pH | Conductivité | Masse |
| Lot témoin et lot test 1 | - | 0,001** | 0,001** |
| Lot témoin et lot test 2 | - | 0,001** | 0,001** |

* : significativement différent à $P < 0,05$; ** : $P < 0,01$

III.1.4- comparaison des paramètres de biodégradation suivant le type de polymère et l'espèce bactérienne

III.1.4.1-Variations des paramètres de biodégradation des films de PEBD et de PP après 60 jours d'incubation

III.1.4.1.1- Variations des pertes de masse des films de PEBD et de PP après 60 jours d'incubation en présence de 2mL et de 5mL des suspensions bactériennes

Les tableaux XLIX et L présentent les pourcentages de perte de masse des films de PEBD et de PP enregistrés après 60 jours d'incubation en présence de 2 mL et de 5 mL respectivement des suspensions bactériennes. Il ressort du tableau XLIX que les pertes de masse des films de PEBD les plus élevées ont été enregistrées à pH initial 5 en présence de la bactérie *P. aeruginosa* (4,6% à 23°C) et à pH 9 en présence de *S. aureus* (6,1% à 23°C). Cependant, les pertes de masse des films de PP les plus élevées ont été observées à pH initial 5 pour les 2 bactéries (5,5 % à 23 et 37°C en présence de *P. aeruginosa* et 6% à 7°C, en présence de *S. aureus*).

En présence de 5 mL de suspensions bactériennes (tableau L), les pertes de masse des films de PEBD et de PP les plus élevées ont également été observées à pH initial 5 en présence de *P. aeruginosa* (6,1% à 23°C pour le PEBD et 5% à 7°C pour le PP) et à pH initial 9 en présence de *S. aureus* (7% à 44°C pour le PEBD). Toute fois, la valeur la plus élevée en présence de *S. aureus* a été notée à pH initial 5 pour le PEBD et à 23°C (7,6%).

Dans l'ensemble, les pertes de masse des films de PEBD et de PP sont plus élevées en présence de *S. aureus* qu'en présence de *P. aeruginosa*.

Tableau XLIX: Pourcentages de perte de masse des films de PEBD et de PP obtenues en présence de 2 mL de chaque suspension de *P. aeruginosa* et *S. aureus* après 60 jours d'incubation

| PEBD | | <i>P. aeruginosa</i> | | | | <i>S. aureus</i> | | | |
|----------------------------|-----|----------------------|------|------|------|------------------|------|------|------|
| Températures pH initial | | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C |
| | 5 | 3,8 | 4,6 | 3 | 2,3 | 3,8 | 3,8 | 3,8 | 3 |
| 7 | 2,3 | 3 | 1,5 | 1,5 | 3 | 4,5 | 3,8 | 4,5 | |
| 9 | 1,5 | 1,5 | 1,5 | 1,5 | 5,3 | 6,1 | 5,3 | 4,6 | |
| PP | | <i>P. aeruginosa</i> | | | | <i>S. aureus</i> | | | |
| Températures pH initial | | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C |
| | 5 | 2 | 5,5 | 5,5 | 3,5 | 6 | 3,5 | 3,5 | 5 |
| 7 | 3,5 | 3,5 | 3 | 4,5 | 4,5 | 3,5 | 2,5 | 4,5 | |
| 9 | 2 | 2 | 2 | 2 | 3 | 4 | 5 | 4 | |

Tableau L: Pourcentages de perte de masse des films de PEBD et de PP obtenues en présence de 5 mL de chaque suspension de *P. aeruginosa* et *S. aureus* après 60 jours d'incubation

| PEBD | | <i>P. aeruginosa</i> | | | | <i>S. aureus</i> | | | |
|----------------------------|-----|----------------------|------|------|------|------------------|------|------|------|
| Températures pH initial | | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C |
| | 5 | 3,8 | 6,1 | 2,3 | 3 | 3 | 7,6 | 4,5 | 3,8 |
| 7 | 1,5 | 3 | 1,5 | 1,5 | 2,3 | 1,5 | 3 | 2,3 | |
| 9 | 1,5 | 3 | 3 | 2,3 | 6,1 | 5,3 | 5,3 | 6,9 | |

| PP | <i>P. aeruginosa</i> | | | | <i>S. aureus</i> | | | |
|----------------------------|----------------------|------|------|------|------------------|------|------|------|
| Températures pH initial | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C |
| 5 | 5 | 2,5 | 4 | 3 | 3,5 | 3,5 | 3,5 | 4 |
| 7 | 2,5 | 3 | 4,5 | 2,5 | 3 | 3 | 4 | 2 |
| 9 | 1,5 | 1 | 1,5 | 1 | 4,5 | 6 | 5,5 | 7 |

III.1.4.1.2- Variations du pH de la solution lors de la biodégradation des films de PEBD et de PP après 60 jours d'incubation en présence de 2mL et de 5mL des suspensions bactériennes

Les valeurs moyennes du pH des solutions de biodégradation enregistrées après 60 jours d'incubation en fonction du type de polymère dégradé, de chaque espèce bactérienne testée et sous diverses conditions expérimentales sont présentées dans les tableaux LI et LII, respectivement en présence de 2 et de 5 des suspensions bactériennes.

En présence de 2 mL et 5 mL des suspensions bactériennes respectives, on observe qu'au cours de la dégradation des films de PEBD et de PP, les valeurs de pH enregistrées sont plus basses en présence de *S. aureus* à pH initial 5 et 7, tandis qu'à pH initial 9, elles sont plus basses en présence de *P. aeruginosa* (tableaux LI et LII).

Tableau LI: pH des solutions de biodégradation des films de PEBD et de PP obtenues en présence de 2 mL de chaque suspension de *P. aeruginosa* et *S. aureus* après 60 jours d'incubation

| PEBD | <i>P. aeruginosa</i> | | | | <i>S. aureus</i> | | | |
|----------------------------|----------------------|------|------|------|------------------|------|------|------|
| Températures pH initial | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C |
| 5 | 5,05 | 5,12 | 5,08 | 5,17 | 3,76 | 4,06 | 4,29 | 4,19 |
| 7 | 6,87 | 6,88 | 6,85 | 6,84 | 6,17 | 6,14 | 6,04 | 6,05 |
| 9 | 6,97 | 6,73 | 7,08 | 6,97 | 8,01 | 8,04 | 7,84 | 7,82 |
| PP | <i>P. aeruginosa</i> | | | | <i>S. aureus</i> | | | |
| Températures pH initial | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C |
| 5 | 5,73 | 5,6 | 5,71 | 6,65 | 3,91 | 4,02 | 3,96 | 3,98 |
| 7 | 6,56 | 6,43 | 6,57 | 6,56 | 6,2 | 6,35 | 6,3 | 6,37 |
| 9 | 7,55 | 7,63 | 7,63 | 7,95 | 7,95 | 8,17 | 7,53 | 7,67 |

Tableau LII: pH des solutions de biodégradation des films de PEBD et de PP obtenues en présence de 5 mL de chaque suspension de *P. aeruginosa* et *S. aureus* après 60 jours d'incubation

| PEBD | | <i>P. aeruginosa</i> | | | | <i>S. aureus</i> | | | |
|----------------------------|------|----------------------|------|------|------|------------------|------|------|------|
| Températures pH initial | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | |
| | 5 | 5,13 | 5,13 | 5,02 | 5,19 | 3,12 | 3,15 | 3,15 | 3,49 |
| 7 | 6,78 | 6,85 | 6,7 | 6,89 | 6,23 | 6,15 | 6,07 | 6,01 | |
| 9 | 6,79 | 6,8 | 6,74 | 6,89 | 7,9 | 7,45 | 7,59 | 7,8 | |
| PP | | <i>P. aeruginosa</i> | | | | <i>S. aureus</i> | | | |
| Températures pH initial | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | |
| | 5 | 5,75 | 5,8 | 5,76 | 5,67 | 3,98 | 4,36 | 4,03 | 4,07 |
| 7 | 6,62 | 6,45 | 6,55 | 6,55 | 6,36 | 6,39 | 6,31 | 6,32 | |
| 9 | 7,5 | 7,33 | 7,49 | 7,61 | 7,65 | 7,64 | 7,85 | 7,62 | |

III.1.4.1.3- Variations de la conductivité électrique de la solution lors de la biodégradation des films de PEBD et de PP après 60 jours d'incubation en présence de 2mL et de 5mL des suspensions bactériennes

Les valeurs moyennes de la conductivité électrique des solutions de biodégradation enregistrées après 60 jours d'incubation en fonction des types de polymères, de chaque bactérie testée et sous diverses conditions expérimentales sont résumées dans les tableaux LIII et LIV, successivement en présence de 2 mL et de 5 mL de chaque suspension bactérienne.

En présence de 2 mL des suspensions bactériennes, les valeurs moyennes de conductivité varient en fonction du pH initial, des températures et d'une bactérie à l'autre. Dans l'ensemble, on observe que les valeurs de conductivité électrique sont plus élevées à pH initial 7 pour les 2 bactéries et les 2 types de polymère qu'à pH initial 5 et 9 (tableau LIII). De plus, les valeurs de conductivité électrique les plus élevées au cours de la dégradation des 2 types de polymères ont été observées en présence de la bactérie *S. aureus* (4565 $\mu\text{S}/\text{cm}$ sous 44°C à pH 7 pour le PEBD et 4825 $\mu\text{S}/\text{cm}$ à pH 7 sous 37°C pour le PP) (tableau LIII).

Tableau LIII: Conductivité électrique des solutions de biodégradation des films de PEBD et de PP obtenues en présence de 2 mL de chaque suspension de *P. aeruginosa* et *S. aureus* après 60 jours d'incubation

| PEBD | | <i>P. aeruginosa</i> | | | | <i>S. aureus</i> | | | |
|----------------------------|------|----------------------|------|------|------|------------------|------|------|------|
| Températures pH initial | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | |
| | 5 | 4015 | 4035 | 4145 | 3965 | 3960 | 4150 | 4165 | 4285 |
| 7 | 4475 | 3785 | 3825 | 3925 | 3940 | 4290 | 4055 | 4565 | |
| 9 | 3375 | 3460 | 3645 | 3550 | 3725 | 3510 | 3650 | 3725 | |
| PP | | <i>P. aeruginosa</i> | | | | <i>S. aureus</i> | | | |
| Températures pH initial | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | |
| | 5 | 3705 | 3560 | 3940 | 3805 | 4225 | 4340 | 4405 | 4370 |
| 7 | 3830 | 3930 | 4035 | 4060 | 4015 | 4015 | 4160 | 4825 | |
| 9 | 3435 | 3610 | 3575 | 3580 | 3530 | 3630 | 3940 | 3685 | |

En présence de 5 mL des suspensions bactériennes, les valeurs moyennes de conductivité varient également en fonction du pH initial, des températures et d'une bactérie à l'autre. De façon générale, on observe que les valeurs de conductivité électrique sont plus élevées au cours de la biodégradation du PEBD à pH initial 5 et 9 en présence de *S. aureus*, qu'en présence de la bactérie *P. aeruginosa*, tandis qu'à pH initial 7, c'est plutôt le contraire (tableau LIV). Cependant, au cours de la dégradation du PP, les valeurs de conductivité électrique sont plus élevées à toutes les valeurs initiales de pH en présence de la bactérie *S. aureus* qu'en présence de la bactérie *P. aeruginosa* (tableau LIV).

Tableau XXIVV: Conductivité électrique des solutions de biodégradation des films de PEBD et de PP obtenues en présence de 5 mL de chaque suspension de *P. aeruginosa* et *S. aureus* après 60 jours d'incubation

| PEBD | | <i>P. aeruginosa</i> | | | | <i>S. aureus</i> | | | |
|----------------------------|------|----------------------|------|------|------|------------------|------|------|------|
| Températures pH initial | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | |
| | 5 | 4455 | 4310 | 4335 | 3845 | 4950 | 5280 | 5330 | 4740 |
| 7 | 5605 | 5525 | 4160 | 5900 | 3975 | 4415 | 4700 | 4560 | |
| 9 | 3710 | 3755 | 3915 | 3930 | 3945 | 4015 | 4070 | 4000 | |
| PP | | <i>P. aeruginosa</i> | | | | <i>S. aureus</i> | | | |
| Températures pH initial | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | |
| | 5 | 4065 | 3955 | 4135 | 4307 | 4645 | 4840 | 4840 | 4880 |
| 7 | 4255 | 4275 | 4215 | 4280 | 6430 | 6610 | 5500 | 5785 | |
| 9 | 3845 | 4085 | 4015 | 4835 | 3925 | 4040 | 4410 | 4550 | |

III.1.4.1.4- Variations des abondances cellulaires lors de la biodégradation des films de PEBD et de PP après 60 jours d'incubation en présence de 2mL et de 5mL des suspensions bactériennes

Les valeurs moyennes d'abondance cellulaire enregistrées après 60 jours d'incubation en fonction du type de polymère, des bactéries testées et sous diverses conditions expérimentales sont présentées dans les tableaux LV et LVI respectivement en présence de 2 mL et 5 mL de chaque suspension bactérienne.

En présence de 2 et 5 mL des suspensions bactériennes respectives, les abondances cellulaires moyennes des 2 bactéries ont fluctué d'un polymère à l'autre, d'une température d'incubation à l'autre et en fonction des valeurs initiales de pH. Dans l'ensemble, les abondances cellulaires des 2 bactéries augmentent de 7°C à 37°C à toutes les valeurs initiales de pH. De plus, à chaque condition expérimentale considéré sauf à 44°C, les abondances de *P. aeruginosa* sont plus élevées que les abondances *S. aureus* (tableaux LV et LVI).

Tableau LV: Abondances cellulaires ($\times 10^5$ UFC/mL) enregistrées lors de la biodégradation des films de PEBD et de PP en présence de 2 mL de chaque suspension de *P. aeruginosa* et *S. aureus* après 60 jours d'incubation

| PEBD | | <i>P. aeruginosa</i> | | | | <i>S. aureus</i> | | | |
|----------------------------|-----|----------------------|------|------|-----|------------------|------|------|----|
| Températures pH initial | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | |
| | 5 | 1120 | 1210 | 1540 | 40 | 30 | 230 | 650 | 60 |
| 7 | 360 | 430 | 1750 | 20 | 790 | 890 | 1098 | 400 | |
| 9 | 14 | 864 | 1169 | 16 | 50 | 400 | 165 | 8 | |
| PP | | <i>P. aeruginosa</i> | | | | <i>S. aureus</i> | | | |
| Températures pH initial | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | |
| | 5 | 700 | 1065 | 3450 | 700 | 25 | 32 | 41 | 4 |
| 7 | 29 | 155 | 519 | 6 | 31 | 509 | 260 | 3 | |
| 9 | 100 | 140 | 370 | 30 | 22 | 56 | 132 | 8 | |

Tableau LVI: Abondances cellulaires ($\times 10^5$ UFC/mL) enregistrées lors de la biodégradation des films de PEBD et de PP obtenues en présence de 5 mL de chaque suspension de *P. aeruginosa* et *S. aureus* après 60 jours d'incubation

| PEBD | | <i>P. aeruginosa</i> | | | | <i>S. aureus</i> | | | |
|----------------------------|------|----------------------|------|------|-----|------------------|------|------|----|
| Températures pH initial | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | |
| | 5 | 1310 | 7000 | 4240 | 20 | 210 | 260 | 290 | 78 |
| 7 | 40 | 1610 | 4960 | 40 | 790 | 890 | 1098 | 400 | |
| 9 | 1560 | 3980 | 7540 | 110 | 50 | 400 | 165 | 8 | |
| PP | | <i>P. aeruginosa</i> | | | | <i>S. aureus</i> | | | |
| Températures pH initial | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | 7°C | 23°C | 37°C | 44°C | |
| | 5 | 440 | 580 | 5000 | 40 | 10 | 20 | 20 | 7 |
| 7 | 1330 | 1400 | 2250 | 30 | 200 | 320 | 390 | 10 | |
| 9 | 3000 | 3990 | 5520 | 400 | 51 | 56 | 75 | 19 | |

III.1.4.2- Comparaison des paramètres de biodégradation de chaque plastique en présence des bactéries *P. aeruginosa* et *S. aureus*

Les paramètres de biodégradation enregistrés au cours de l'étude en présence de *P. aeruginosa* et ceux enregistrés en présence de *S. aureus* pour un même plastique ont été comparés à l'aide du test H de Kruskal-Wallis. Les valeurs de P sont présentées dans le tableau LVII.

En présence de 2 mL et de 5 mL de chaque suspension bactérienne, les valeurs de masse des films de PEBD et des abondances cellulaires de chaque bactérie varient très significativement ($P < 0,01$). De même, des différences très significatives ont été observées dans les variations de la conductivité électrique, de l'abondance cellulaire et des films de PP d'une bactérie à l'autre (tableau LVII).

Tableau LVII: Valeurs de P relatif au test H de Kruskal-Wallis de comparaison des paramètres de biodégradation d'un même plastique en présence de 2 mL et de 5 mL des suspensions de *P. aeruginosa* et de *S. aureus*

| Plastiques (2 mL de suspension) | Paramètres de biodégradation | | | |
|---------------------------------------|------------------------------|----------------|----------------|----------------|
| | pH | Conductivité | Masse | Abondance |
| PEBD | 0,734 | 0,973 | 0,001** | 0,001** |
| PP | 0,151 | 0,001** | 0,007** | 0,001** |
| Plastiques (5 mL de suspension) | Paramètres de biodégradation | | | |
| | pH | Conductivité | Masse | Abondance |
| PEBD | 0,454 | 0,722 | 0,001** | 0,001** |
| PP | 0,475 | 0,001** | 0,001** | 0,001** |

* : significativement différent à $P < 0,05$; ** : $P < 0,01$ ddl= 1

III.1.4.3- Comparaison des paramètres de biodégradation du PEBD et du PP en présence de chaque espèce bactérienne

Les comparaisons des paramètres de biodégradation du PEBD et du PP en présence de chaque espèce bactérienne ont été réalisées grâce au test de comparaison 2 à 2 W de wilcoxon. Les valeurs de P sont présentées dans les tableaux LVIII et LIX pour la bactérie *P. aeruginosa* et dans les tableaux LX et LXI pour la bactérie *S. aureus*.

III.1.4.3.1- En présence de *P. aeruginosa*

En présence de 2 mL de la suspension de *P. aeruginosa* et à pH initial 5 UC, on observe des différences significatives dans les variations des masses des films de PP et de PEBD à toutes les températures d'incubation. Des différences significatives existent dans les variations de pH de la solution au cours de la dégradation du PEBD et du PP sous 7, 23 et 37°C, tandis que les abondances cellulaires varient significativement uniquement sous 37°C au cours de la dégradation du PEBD et du PP. A pH initial 7 UC, les variations de masses des films de PEBD et de PP diffèrent significativement à toutes les températures d'incubation. De même, les abondances cellulaires diffèrent significativement sous 7, 23 et 37°C en présence des films de PEBD et de PP. Cependant, à pH initial 9 UC, on observe des différences significatives dans les variations de la conductivité électrique, du pH de la solution et des masses des films de PEBD et de PP (tableau LVIII).

Tableau LVIII: Valeurs de P du test W de Wilcoxon relatif au test de comparaison 2 à 2 des paramètres de biodégradation du PEBD et du PP en fonction du pH initial et des températures d'incubation et en présence de 2 mL de la suspension cellulaire de *P. aeruginosa*

| Conditions expérimentales | | Paramètres de biodégradation des polymères | | | |
|---------------------------|---------------------------|--|-------------------------|---------------------|------------------------|
| pH initial | Températures d'incubation | pH de la solution | Conductivité électrique | Masse des polymères | Abondances cellulaires |
| 5 | 7°C | 0,023* | 0,053 | 0,001** | 0,620 |
| | 23°C | 0,034* | 0,109 | 0,002** | 0,259 |
| | 37°C | 0,025* | 0,128 | 0,001** | 0,037* |
| | 44°C | 0,084 | 0,073 | 0,002** | 0,608 |
| 7 | 7°C | 0,224 | 0,179 | 0,001** | 0,011* |
| | 23°C | 0,063 | 0,481 | 0,001** | 0,037* |
| | 37°C | 0,521 | 0,564 | 0,001** | 0,004** |
| | 44°C | 0,700 | 0,898 | 0,001** | 0,804 |
| 9 | 7°C | 0,025* | 0,053 | 0,001** | 1,000 |
| | 23°C | 0,025* | 0,037* | 0,001** | 0,620 |
| | 37°C | 0,025* | 0,017* | 0,001** | 0,164 |
| | 44°C | 0,025* | 0,026* | 0,001** | 0,730 |

* : significativement différent à $P < 0,05$; ** : $P < 0,01$

En présence de 5 mL de la suspension de *P. aeruginosa* (tableau LIX), des différences significatives existent en générale dans les variations des masses des films de PEBD et de PP à toutes les températures d'incubation et à toutes les valeurs initiales de pH. De plus, à pH initial 9 UC, les variations de pH et de la conductivité électrique diffèrent significativement à toutes les températures d'incubation sauf sous 7°C pour la conductivité électrique, d'un type de polymère à l'autre. On note également des différences significatives dans les variations des abondances cellulaires à pH initial 7 UC et sous 7°C d'un polymère à l'autre.

Tableau LIX: Valeurs de P du test W de Wilcoxon relatif au test de comparaison 2 à 2 des paramètres de biodégradation du PEBD et du PP en fonction du pH initial et des températures d'incubation et en présence de 5 mL de la suspension cellulaire de *P. aeruginosa*

| Conditions expérimentales | | Paramètres de biodégradation des polymères | | | |
|---------------------------|---------------------------|--|-------------------------|---------------------|------------------------|
| pH initial | Températures d'incubation | pH de la solution | Conductivité électrique | Masse des polymères | Abondances cellulaires |
| 5 | 7°C | 0,250 | 0,259 | 0,001** | 0,455 |
| | 23°C | 0,025* | 0,164 | 0,002** | 0,535 |
| | 37°C | 0,109 | 0,798 | 0,001** | 0,097 |
| | 44°C | 0,141 | 0,259 | 0,002** | 0,897 |
| 7 | 7°C | 0,224 | 0,455 | 0,001** | 0,017* |
| | 23°C | 0,654 | 0,620 | 0,001** | 0,455 |
| | 37°C | 0,608 | 0,901 | 0,001** | 0,317 |
| | 44°C | 0,654 | 0,259 | 0,001** | 0,403 |
| 9 | 7°C | 0,025* | 0,026* | 0,001** | 0,710 |
| | 23°C | 0,025* | 0,097 | 0,001** | 0,535 |
| | 37°C | 0,025* | 0,047* | 0,001** | 0,382 |
| | 44°C | 0,025* | 0,128 | 0,001** | 0,481 |

* : significativement différent à $P < 0,05$; ** : $P < 0,01$

III.1.4.3.2. En présence de *S. aureus*

Dans les solutions où on a introduit 2 mL de la suspension de *S. aureus* (tableau LX), les variations des masses des films de PP et celles des films de PEBD diffèrent significativement à toutes les valeurs initiales de pH et à toutes les températures d'incubation. On observe également des variations significatives des abondances des cellules d'un polymère à l'autre aux pH initiaux 5 UC et 7 UC, et sous 7, 37 et 44°C.

Tableau LX: Valeurs de P du test W de Wilcoxon relatif au test de comparaison 2 à 2 des paramètres de biodégradation du PEBD et du PP en fonction du pH initial et des températures d'incubation et en présence de 2 mL de la suspension cellulaire de *S. aureus*

| Conditions expérimentales | | Paramètres de biodégradation des polymères | | | |
|---------------------------|---------------------------|--|-------------------------|---------------------|------------------------|
| pH initial | Températures d'incubation | pH de la solution | Conductivité électrique | Masse des polymères | Abondances cellulaires |
| 5 | 7°C | 0,139 | 0,455 | 0,002** | 0,001** |
| | 23°C | 0,140 | 0,405 | 0,002** | 0,005 |
| | 37°C | 0,405 | 0,405 | 0,001** | 0,002** |
| | 44°C | 0,521 | 0,481 | 0,002** | 0,003** |
| 7 | 7°C | 0,898 | 0,259 | 0,001** | 0,026* |
| | 23°C | 1,000 | 0,620 | 0,001** | 0,317 |
| | 37°C | 0,652 | 0,097 | 0,002** | 0,001** |
| | 44°C | 1,000 | 0,804 | 0,001** | 0,026* |
| 9 | 7°C | 0,405 | 0,521 | 0,001** | 0,164 |
| | 23°C | 0,481 | 0,208 | 0,002** | 0,749 |
| | 37°C | 0,748 | 0,164 | 0,002** | 0,901 |
| | 44°C | 0,608 | 1,000 | 0,002** | 0,897 |

* : significativement différent à $P < 0,05$; ** : $P < 0,01$

En présence de 5 mL de la suspension de *S. aureus*, les variations des masses des films de PEBD et des films de PP diffèrent significativement à toutes les valeurs initiales de pH et sous toutes les températures d'incubation testées. De plus à pH initial 5 UC, on observe des différences significatives dans les variations de pH sous 7, 23 et 37°C et dans les variations des abondances cellulaires sous 7 et 23°C au cours de la dégradation du PEBD et du PP. A pH initial 7 UC, la variation de la conductivité électrique sous 7°C diffère significativement au

cours de la dégradation des 2 types de polymères. A pH initial 9 UC, on observe des différences significatives dans les variations des abondances des cellules en présence des 2 types de polymères (tableau LXI).

Tableau XXVI: Valeurs de P du test W de Wilcoxon relatif au test de comparaison 2 à 2 des paramètres de biodégradation du PEBD et du PP en fonction du pH initial et des températures d'incubation et en présence de 5 mL de la suspension cellulaire de *S. aureus*

| Conditions expérimentales | | Paramètres de biodégradation des polymères | | | |
|---------------------------|---------------------------|--|-------------------------|---------------------|------------------------|
| pH initial | Températures d'incubation | pH de la solution | Conductivité électrique | Masse des polymères | Abondances cellulaires |
| 5 | 7°C | 0,017* | 0,072 | 0,001** | 0,021* |
| | 23°C | 0,025* | 0,164 | 0,002** | 0,010* |
| | 37°C | 0,025* | 0,337 | 0,002** | 0,442 |
| | 44°C | 0,200 | 1,000 | 0,001** | 0,025* |
| 7 | 7°C | 0,481 | 0,002** | 0,001** | 0,804 |
| | 23°C | 0,521 | 0,053 | 0,001** | 0,710 |
| | 37°C | 0,249 | 0,097 | 0,001** | 0,208 |
| | 44°C | 0,654 | 0,037* | 0,001** | 0,701 |
| 9 | 7°C | 0,654 | 0,455 | 0,002** | 0,001** |
| | 23°C | 0,948 | 0,564 | 0,001** | 0,037* |
| | 37°C | 0,481 | 0,535 | 0,001** | 0,017* |
| | 44°C | 0,276 | 0,710 | 0,002** | 0,026* |

* : significativement différent à $P < 0,05$; ** : $P < 0,01$

III.1.5- Hiérarchisation de l'impact des facteurs influençant le processus de biodégradation pour chaque plastique

III.1.5.1- Cas du PEBD

Les modèles Linéaires Mixtes présentés dans les tableaux LXII et LXIII ci-dessous indiquent que la dégradation du PEBD en présence de *P. aeruginosa* et de *S. aureus* est liée aux facteurs environnementaux. L'augmentation de la durée d'incubation a le plus impacté la dégradation du PEBD (coefficients estimés à $-3.07e-05$, $p < 0.0001$ pour *P. aeruginosa* et -

3.070e-05, $p < 0.0001$ pour *S. aureus*). La dégradation du PEBD a aussi été impactée par la température (coefficients estimés à 1.082e-05, $p < 0.0001$ et à 0.00041, $p < 0.001$ pour *S. aureus*), suivie de l'abondance cellulaire initiale (coefficients estimés à 1.852e-05, $p < 0.001$ pour *P. aeruginosa* et à 0.01190 pour *S. aureus*) et du pH du milieu (Coefficients estimés à 1.875e-04, $p < 0.0001$ pour *P. aeruginosa* et à -0.01353, $p < 0.0001$ pour *S. aureus*).

III.1.5.2- Cas du PP

Une observation similaire de la hiérachisation de l'impact des facteurs environnementaux a été faite au cours de la dégradation du PP (tableaux LXIV et LXV).

Tableau XXVIII: Résultats du Modèle Linéaire Mixte du PEBD en présence de *P. aeruginosa*

| <i>P. aeruginosa</i> | | |
|-------------------------------|---------------------------|----------------|
| Facteurs environnementaux | Coefficients d'estimation | Valeurs de "P" |
| pH | 1.875e-04 | 0.0002*** |
| Température | 1.082e-05 | 0.00001*** |
| Durée d'incubation | -3.070e-05 | 0.00003*** |
| Abondance cellulaire initiale | 1.852e-05 | 0.00002*** |

* $p < 0.05$; ** $p < 0.01$; *** $p < 0.001$

Tableau XXVIII: Résultats du Modèle Linéaire Mixte du PEBD en présence de *S. aureus*

| <i>S. aureus</i> | | |
|-------------------------------|---------------------------|----------------|
| Facteurs environnementaux | Coefficients d'estimation | Valeurs de "P" |
| pH | -0.01353 | 0.014* |
| Température | -0.00041 | 0.0004*** |
| Durée d'incubation | -0.00049 | 0.0005*** |
| Abondance cellulaire initiale | 0.01190 | 0.012* |

* $p < 0.05$; ** $p < 0.01$; *** $p < 0.001$

Tableau XXVIIIIV: Résultats du Modèle Linéaire Mixte du PP en présence de *P. aeruginosa*

| <i>P. aeruginosa</i> | | |
|-------------------------------|---------------------------|----------------|
| Facteurs environnementaux | Coefficients d'estimation | Valeurs de "P" |
| pH | 1.497e-03 | 0.001** |
| Température | -2.359e-04 | 0.0002*** |
| Durée d'incubation | 3.016e-05 | 0.00003*** |
| Abondance cellulaire initiale | 1.221e-04 | 0.0001*** |

* $p < 0.05$; ** $p < 0.01$; *** $p < 0.001$

Tableau LXV: Résultats du Modèle Linéaire Mixte du PP en présence de *S. aureus*

| <i>S. aureus</i> | | |
|-------------------------------|---------------------------|----------------|
| Facteurs environnementaux | Coefficients d'estimation | Valeurs de "P" |
| pH | -1.457e-03 | 0.001** |
| Température | -1.842e-04 | 0.0002*** |
| Durée d'incubation | -1.497e-04 | 0.0001*** |
| Abondance cellulaire initiale | -1.204e-03 | 0.001** |

*p<0.05; **p<0.01; ***p<0.001

III.2- Discussion

III.2.1- Biodégradation du PEBD et du PP par *P. aeruginosa* en microcosme aquatique acide, neutre et basique

Dans l'ensemble des solutions acides, neutres et basiques, contenant les films de PEBD et de PP (lot T0 : en absence de cellule bactérienne), 2 mL (Lot T1) et 5 mL (lot T2) de la suspension bactérienne de *P. aeruginosa*, les valeurs moyennes de masse diminuent significativement ($P < 0,01$) pour les lots T1 et T2 et progressivement avec l'augmentation de la durée d'incubation et suivant les différentes températures d'incubation. Cependant, les valeurs moyennes de la conductivité électrique augmentent graduellement. Des corrélations très significatives et négatives ont été observées entre les variations de la masse des films de PEBD et de PP et celles de la conductivité électrique des solutions. Ce résultat montre que la bactérie *P. aeruginosa* est capable d'utiliser le PEBD et le PP en milieu aquatique acide, neutre et basique comme unique source de carbone à des températures et pH variables.

En effet, *P. aeruginosa* est une bactérie Gram négative appartenant au phylum des Proteobacteria qui est connue pour être présente dans un large spectre d'habitats, y compris les habitats marins, hypersalins, alcalins et acides, en raison de son caractère ubiquitaire, sa grande versatilité et sa diversité métabolique extrême. Elle possède des propriétés d'adaptation à de nombreuses conditions physicochimiques, lui permettant de survivre ou de s'adapter dans ces différents environnements (Horikoshi *et al.*, 2011 ; Martins *et al.*, 2014 ; Dela Torre *et al.*, 2018).

Les pertes de masse de PEBD les plus élevées, obtenues après 60 jours d'incubation pour le lot test 1 sont de 3,8% (à 7°C) et 4,6% (à 23°C) pour les solutions de pH initial 5, de 2,3% (à 7°C) et 3% (à 23°C) à pH initial 7 et de 1,5% (à 7, 23, 37 et 44°C) à pH initial 9. De même, les plus grandes pertes de masse de PP de 5% (à 7°C) et de 4% (à 37°C) à pH initial 5, de 4,5 % (à 37°C) et de 3% (à 23°C) à pH initial 7 et de 1,5% (à 7 et 37°C) à pH initial 9 ont

été enregistrées après 60 jours d'incubation pour le lot test 1. Ces résultats traduisent une dégradation plus rapide du PP et du PEBD en milieu aquatique acide à 7 et 23°C par la bactérie *P. aeruginosa* qu'en milieu aquatique neutre et basique. De plus, la bioaugmentation de la bactérie *P. aeruginosa* au cours des essais (lots test 2) a accéléré la dégradation du PP à 23°C et 37°C, et la dégradation du PEBD à 7°C et 23°C à pH initial 5. Des pertes de masse de 5,5% pour le PP et de 6,1% pour le PEBD ont été enregistrées. Le pH du milieu a fortement influencé la vitesse de dégradation du PP et du PEBD par *P. aeruginosa*. Les tests de comparaison montrent une différence significative dans les variations de la masse des films de PEBD et de PP entre les différents pH initiaux testés. En effet, Zerhouni (2021) affirme que la valeur du pH affecte considérablement la production d'enzyme de dégradation des polymères et varie d'une souche à une autre.

La production de grandes quantités d'estérases et de lipases extracellulaires chez *P. aeruginosa* a été signalée comme facilitant la dégradation des polymères (Novotny *et al.*, 2015). Dans une étude de Wilkes et Aristilde (2017), le genre *Pseudomonas* est présenté comme l'un des agents de biorestauration les plus recherchés pour les polymères hydrophobes en raison de leur fixation unique à la surface des cellules, de leurs nombreuses enzymes catalytiques et de leurs voies métaboliques étendues spécialisées dans les polymères plastiques. La capacité de synthèse de biosurfactants de *Pseudomonas* pourrait également être un facteur important qui contribue à une forme de PP plus hydrophile (Saruni *et al.*, 2019). En effet, la sécrétion de molécules biosurfactantes par les bactéries semble avoir joué un rôle important dans la colonisation et la dégradation du PE (Montazer *et al.*, 2020). Habib *et al.* (2020) ont obtenu une perte de masse de 17,3% des microplastiques de PP non traité avec *Pseudomonas sp.*

L'étape initiale de dégradation des polymères implique l'hydroxylation des liaisons C-C pour générer des alcools primaires ou secondaires, qui sont ensuite oxydés en aldéhydes ou cétones, puis en acides carboxyliques. Ainsi, l'oxydation microbienne diminue le nombre de groupes carbonyles en raison de la formation d'acides carboxyliques. Les n-alcane carboxylés sont analogues aux acides gras, qui peuvent être catabolisés par les bactéries via la voie du système de β -oxydation (Jeon et Kim, 2015 ; Gewert *et al.*, 2015 ; Yoon *et al.*, 2012). Le génome de *P. aeruginosa* code pour deux alcanes hydroxylases, alkB1 et alkB2c et Yoon *et al.* (2012) ont montré que l'AlkB de la souche de *Pseudomonas aeruginosa* dégradait activement le PE de faible masse molaire et jouait un rôle central dans la minéralisation du PEBD en CO₂. Zerhouni (2021) a montré dans ses études que la bactérie *P. aeruginosa* produit des enzymes capables de dégrader les polymères industriels tels que le PEBD.

La dégradation du PEBD et du PP a également été mesurée par la croissance microbienne dans les solutions minérales dépourvues de source de carbone et donc la croissance cellulaire dépendait de la capacité de *P. aeruginosa* à utiliser les films de polymères immergés comme unique source de carbone. On a observé une variation très significative ($P < 0,01$) des abondances cellulaires en fonction du pH initial de la solution, des températures d'incubation, de l'abondance cellulaire initiale (volumes bactériens 2 et 5 mL) et de la durée d'incubation à chaque condition expérimentale ci-dessus citées.

Dans chacune des solutions acide, neutre et basique considérée pour les essais de dégradation du PEBD, les abondances bactériennes moyennes ont généralement augmenté aux températures d'incubation 7, 23 et 37°C au cours de la période d'étude. Sous 44°C, la croissance cellulaire est observée en début d'incubation. A partir de 20 jours à 40 jours d'incubation, notamment dans les solutions de dégradation initialement acide et alcaline, on observe une diminution progressive des abondances cellulaires moyennes. Des corrélations très significatives et négatives d'une part ont été observées entre la variation de l'abondance cellulaire et celle de la masse des films de PEBD et très significatives et positives d'autres part entre les variations de l'abondance cellulaire et de la conductivité électrique aux températures d'incubation 7, 23, et 37°C à la valeur pH initial 7 et sous 44°C à pH initial 5. Il est indiqué que les microorganismes utilisent leurs exo-enzymes pour décomposer les grands polymères complexes en chaînes plus petites d'oligomères, de dimères ou de monomères à l'aide de plusieurs enzymes telles que les déshydrogénases, les dioxygénases et les monooxygénases. Ces petites molécules peuvent ensuite être absorbées par la membrane semi-perméable des microbes et être utilisées comme source de carbone et d'énergie pour leur croissance (Singh *et al.* 2016). D'après Hussein *et al.* (2015) et Bishnoi *et al.* (2009) une diminution progressive de la croissance bactérienne au cours de la biodégradation du PE avec l'augmentation de la température est due à l'accumulation de métabolites résultant des processus d'oxydation produits par les isolats bactériens, ou à un manque d'oxygène et de nutriments.

La croissance de *P. aeruginosa* au contact des films de PP en microcosme aquatique acide, neutre et basique pour les lots test 1 et test 2 a été marqué par 3 principaux pics. On observe d'abord une relative baisse des abondances cellulaires moyennes après 10 jours d'incubation, suivie d'une augmentation progressive des abondances cellulaires jusqu'à 30 jours, 40 jours et ou 50 jours d'incubation et enfin une baisse des abondances cellulaires après 60 jours d'incubation à certaines températures d'incubation. La zone de croissance progressive

traduit la phase de croissance exponentielle de *P. aeruginosa* et peut impliquer la durée de la période la plus favorable d'interaction entre les films de PP désignés et la bactérie *P. aeruginosa* qui permet un métabolisme rapide. Cette période-là varie en fonction de la température d'incubation. Song *et al.* (2009) et Luthra *et al.* (2020), affirment qu'au cours du cycle de biodégradation, trois phases sont observées. La première est la phase de latence pendant laquelle la population microbienne s'adapte au substrat d'essai disponible en carbone. Vient ensuite la phase de biodégradation au cours de laquelle la population microbienne adaptée commence à utiliser le substrat carboné pour sa croissance, ce qui est confirmé par la conversion du carbone du substrat testé en CO₂. L'étape finale est la phase de plateau lorsque le substrat d'essai en carbone est principalement consommé par la population microbienne. De même, pour Auta *et al.* (2017) la croissance des bactéries lors de la dégradation des polymères serait accompagné d'une accumulation de déchet, de métabolites toxiques, ou à des changements dans les conditions du milieu, créant ainsi un environnement défavorable à la croissance bactérienne. C'est cet ensemble d'informations qui justifierait les variations d'abondance cellulaire observées en présence des films de PP et de PEBD.

III.2.2- Biodégradation du PEBD et du PP par *S. aureus* en microcosme aquatique acide, neutre et basique

On a observé une diminution variable et significative ($P < 0,05$) des valeurs moyennes des masses des films de PEBD au cours de la période d'incubation, dans les flacons du lot témoin (T0), du lot test 1 (T1) et du lot test 2 (T2) en fonction des valeurs de pH initiales et des températures d'incubation. Cette diminution de masse observée dans les lots T1 et T2, marque la dégradation du PEBD par la bactérie *S. aureus* et son utilisation comme nutriments pour sa croissance, aussi bien en milieu aqueux acide, neutre et basique. La bactérie *S. aureus* se développe entre 10 et 42°C avec une température optimale de 37°C et un pH compris entre 7,4 et 7,6 (Nandy, 2013). Toutefois, *S. aureus* appartient à l'embranchement des Firmicutes, qui se compose principalement de bactéries Gram-positives qui sont phénotypiquement et physiologiquement diversifiées, ce qui leur permet d'habiter une grande variété d'environnements, y compris les habitats hypersalins (Joshi *et al.*, 2008 ; Kanekar *et al.*, 2007). Ceci pourrait expliquer le fait que, bien que n'étant pas dans conditions optimales de croissance aux pH initiaux 5 et 9, la bactérie *S. aureus* s'est tout de même développé et à métaboliser les films de PEBD immergés.

De même, les masses des films de PP immergés dans les solutions minérales acide, neutre et basique et des lots flacons tests (T1 et T2) ont significativement diminué avec l'augmentation de la durée d'incubation et ont varié significativement d'une valeur de pH initiale à l'autre. Les pertes de masse des films de PP des flacons du lot T1 les plus élevées étaient de 6% (à 7°C) et 5% (à 44°C) à pH initial 5, de 4,5% (à 7°C et 44°C) à pH initial 7 et de 5% (à 37°C) à pH initial 9. La diminution de la masse observée est due la dégradation du PP par la bactérie *S. aureus*. Amadi et Nosayame (2020) ont obtenu une perte de poids de 9% avec les pastilles de PP en présence de *S. epidermidis*. Les différences de perte de poids pourraient s'expliquer par la différence de forme du PP dégradé. En effet Singh et Rawat (2019) ont affirmé que la nature et la forme physique du polymère par exemple, les films, les pastilles, la poudre ou fibres affectent la biodégradation des polymères.

Nos résultats révèlent que la vitesse ou taux de dégradation apparents des films de PEBD par *S. aureus* augmente avec l'augmentation du pH de la solution de biodégradation pour les échantillons du lot T1, alors que pour les échantillons du lot T2, les vitesses de dégradation sont plus élevées à pH initiaux 5 et 9. ces résultats révèlent également qu'après 60 jours d'incubation, l'augmentation de l'abondance cellulaire initiale de *S. aureus*, a augmenté les taux de dégradation du PEBD à pH initial 5, à 23, 37 et 44°C et à pH initial 9 à 7 et 44°C, et les taux de dégradation du PP à pH initial 9, suivant les différentes températures d'incubation. Tandis qu'à pH initial 7, elle a plutôt baissé le taux de dégradation du PEBD. Après 60 jours d'incubation, les pertes de masse des films de PP enregistrées étaient de 4,5%, 6%, 5,5 % et 7% aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C. Les pertes de masse de PEBD du Lot T1 sont de 3,8%, 3,8%, 3,8% et 3% à pH initial 5, de 3%, 4,5%, 3,8% et 4,5% à pH initial 7 et de 5,3%, 6,1%, 5,3% et 4,6% à pH initial 9, successivement sous 7, 23, 37 et 44°C. Dans le lot T2, les pertes de masse de PEBD enregistrées sont de 3%, 7,6%, 4,5% et 3,8% à pH initial 5, de 2,3%, 1,5 %, 3% et 2,3% à pH initial 7 et de 6,1%, 5,3%, 5,3% et 6,9% à pH initial 9, respectivement aux températures d'incubation 7, 23, 37 et 44°C.

Il a été démontré que plus le nombre de microorganismes capables de dégrader le plastique est élevé, plus la dégradation est rapide. Plusieurs études suggèrent également que la bioaugmentation (l'ajout d'un plus grand nombre de microorganismes) vise à améliorer le taux de biodégradation (Castro-Aguirre *et al.*, 2018 ; Satti *et al.*, 2017 ; Kumar et Raut, 2015 ; Yoshida *et al.*, 2016 ; Yagi *et al.*, 2014 ; Pathak et Navneet, 2017). Nos études révèlent que cette augmentation du taux de biodégradation due à la bioaugmentation dépend des conditions abiotiques telles que le pH et la température du milieu qui influent sur la croissance des

microorganismes et sur la production et ou la viabilité enzymatique produite. D'après Cadoret (2003) les modifications des conditions physicochimiques du milieu sont à l'origine des variations de l'activité enzymatique. La synthèse des enzymes est ainsi inhibée lorsque les conditions environnementales sont défavorables.

En général, les processus abiotiques et biotiques de la dégradation des polymères en milieu aquatique se déroulent lentement et dépendent d'un certain nombre de facteurs, comme le type de groupe fonctionnel, le poids moléculaire et le rapport surface/volume (Min *et al.*, 2020). L'absorption d'eau entraîne la formation de fissures à la surface du polymère, ce qui facilite l'attaque par les microorganismes (Tazi *et al.*, 2015). Les groupes fonctionnels, comme les esters, les amides, les carbonates et les uréthanes, permettent une érosion de surface beaucoup plus rapide par hydrolyse enzymatique et abiotique que les plastiques sans groupes fonctionnels. L'hydrolyse abiotique des groupes fonctionnels, comme les esters, les carbonates et les amides, sépare les grandes macromolécules qui composent un morceau de plastique et réduit ainsi le poids moléculaire. Ce processus est facilité par l'alcalinité de l'eau de mer (plage de pH ~8-8,3) et la présence d'ions hydroxyde (Marion *et al.*, 2011 ; Gewert *et al.*, 2015 ; Min *et al.*, 2020), comme c'est le cas de la solution aquatique basique testée dans notre étude en présence de *S. aureus* et expliquerait les pourcentages de perte de masse élevées enregistrées à pH initial 9. Tout comme *S. aureus*, les espèces bactériennes *Bacillus krulwichiae*, *Bacillus pseudofirmus*, *Prolinoborus fasciculus* et *Bacillus* sp. ayant des capacités uniques d'utiliser le PEBD comme seule source de carbone ont été isolées d'une source hyper alcaline (pH 11) (Dela Torre *et al.*, 2018).

Par ailleurs, on a noté dans l'ensemble une augmentation progressive et très significative de la conductivité électrique des solutions de dégradation et une diminution graduelle du pH des solutions avec l'augmentation de la durée d'incubation. De plus des corrélations très significatives et négatives ont été enregistrées entre la conductivité électrique et la masse des films de PEBD et de PP et très significatives et positives entre les variations de pH et de la masse. Il a été indiqué que dans des conditions environnementales appropriées, des microorganismes spécifiques tels que les bactéries et les champignons peuvent minéraliser les fragments de polyéthylène en composés inorganiques par l'action enzymatique. Cela conduirait à l'augmentation des niveaux de minéralisation des solutions (Soroudi et Jakubowicz, 2013 ; Adhikari *et al.*, 2016 ; Koch et Mihalyi, 2018 ; Ashok et Rejeesh, 2019). De plus, diverses enzymes sont souvent impliquées dans la dégradation du polyéthylène. Elles comprennent entre autres la peroxydase, la laccase, les hydrolases, la styrène monooxygénase, la dépolymérase,

l'estérase, les déshydrogénases, les tannases, les cutinases, les lipases et les carboxylestérases (Sangale *et al.*, 2012 ; Wei *et al.*, 2014 ; Wilkes et Aristilde, 2017 ; Danso *et al.*, 2019 ; Mohanan *et al.*, 2020 ; Lee *et al.*, 2020). La variation de l'activité de ces enzymes en relation avec la variation des températures et des périodes d'incubation conduirait à la production de monomère de faible poids moléculaire et à la génération de dioxyde de carbone, de méthane, de molécule d'eau et d'ions dans le milieu. La plupart d'entre eux comme le dioxyde de carbone seraient acides (Arutchelvi *et al.*, 2008 ; Sangale *et al.*, 2012, Roohi_ *et al.*, 2017). Cet ensemble d'éléments, expliquerait les augmentations de la conductivité électrique des solutions de biodégradation et les diminutions du pH des solutions au cours de la période d'incubation.

Les abondances cellulaires enregistrées au cours de l'étude varient significativement ($P < 0,01$) en fonction de la température et de la durée d'incubation, de l'abondance cellulaire initiale et des valeurs de pH initiales. Pour un même volume bactérien, les abondances cellulaires ont significativement fluctué d'une valeur de pH initial à l'autre. On a observé que la croissance cellulaire de *S. aureus* en présence des films de PEBD a été plus favorable à pH initial 7, puis à pH initial 9 et moins favorable à pH 5. De plus, la température d'incubation 44°C, semble moins favorable à la croissance de la bactérie *S. aureus* que les températures 7, 23 et 37°C. La croissance cellulaire observée, marque l'utilisation du PEBD par *S. aureus* comme nutriment. Aux valeurs de pH initial 5 et 7, des corrélations très significatives et négatives ont été enregistrées entre les variations de l'abondance cellulaire et la masse des films de PEBD et significatives et positives ($P < 0,05$), entre les variations de l'abondance cellulaire et de la conductivité électrique. En effet, *S. aureus* a été largement réputée pour sa formation de biofilms (Pathak et Navneet, 2017). Thomas *et al.* (2015) ont rapporté trois espèces microbiennes pour la dégradation du polyéthylène : *P. fluorescens*, *S. aureus* et *A. niger*.

Mises dans les conditions environnementales (pH et température) variées, les abondances cellulaires moyennes de *S. aureus* en présence des films de PP ont significativement ($P < 0,01$) fluctuées en fonction des 3 valeurs de pH testées pour les lots test 1 et test 2, en fonction des 4 températures d'incubation à pH initial 7 et 9 et en fonction de la durée d'incubation. Dans l'ensemble, dans les solutions minérales acide, neutre et basique, on a observé une augmentation progressive des abondances de *S. aureus* aux températures d'incubation 7, 23 et 37 °C, avec des pics d'oscillations en baisse après 10 jours et 20 jours d'incubation suivant les différentes températures d'incubation et après 50 jours et 60 jours d'incubation. De même qu'en présence des films de PEBD, la croissance cellulaire de *S. aureus*

en présence des films de PP n'a pas été favorable à la température d'incubation 44°C. L'augmentation de l'abondance cellulaire observée en présence des films de PP comme unique source de carbone, marque l'utilisation du PP comme nutriment par la bactérie *S. aureus* en milieu aquatique acide, neutre et basique. De plus, des corrélations très significatives ($P < 0,01$) et négatives ont été observées entre les variations de l'abondance cellulaire et la masse des films de PP immergés et des corrélations significatives et positives ($P < 0,05$) entre la variation de l'abondance cellulaire et celle de la conductivité électrique de la solution.

Des variations similaires dans l'abondance cellulaire ont été faites par *Auta et al.* (2017), au cours de la dégradation du PP par les bactéries *Bacillus cereus* et *Bacillus gottheirii*. D'après ces auteurs, la croissance des bactéries lors de la dégradation des polymères serait accompagné d'une accumulation de déchet, de métabolites toxiques, ou à des changements dans les conditions du milieu, créant ainsi un environnement défavorable à la croissance bactérienne.

Il est également indiqué qu'au cours de la dégradation des polymères, les produits intermédiaires issus des premières étapes de la biodégradation peuvent parfois interférer avec les étapes futures nécessaires à l'absorption et au métabolisme intracellulaire ultérieur (Kolvenbach *et al.*, 2014 ; Barth *et al.*, 2016 ; Wilkes et Aristilde, 2017). Le résultat de cette interférence varierait en fonction des conditions environnementales, telles que la température et le pH. Dans certaines conditions environnementales, certaines enzymes présentes dans les cellules peuvent également inhiber la dégradation des plastiques. C'est le cas de la bactérie *Flavobacterium* sp (Barth *et al.*, 2016 ; Wilkes et Aristilde, 2017). Cela expliquerait les variations relatives des taux de biodégradation des fragments de PP et de PEBD immergés ainsi que les taux de changement de l'abondance cellulaire.

III.2.3- Comparaison des activités de dégradation en absence et en présence de bactéries

En l'absence des bactéries, on a observé une diminution des masses des films de PP de 0,1g à 0,99g et à 0,098 g, suivant les températures d'incubation et les valeurs initiales de pH, et après 60 jours d'incubation. Les masses des films de PEBD en l'absence de cellules bactériennes après 60 jours d'incubation n'ont pas fluctué à 37°C et 44°C et à pH initial 7 et 9. Alors qu'à 7 et 23 °C, on a observé une fluctuation de la masse des films de PEBD de 0,065 g à 0,064 g, après 60 jours d'incubation. La même fluctuation de masse des films de PEBD a été observée à pH initial 7 et à toutes les températures d'incubation. Au cours de la dégradation des 2 types de polymères et en l'absence de bactéries, on a observé des légères augmentations des

valeurs de conductivité électrique des solutions et une diminution des valeurs de pH des solutions.

En présence des bactéries *P. aeruginosa* et *S. aureus*, des diminutions de masse des films de PEBD et de PP ont également été observées après 60 jours d'incubation. Les valeurs moyennes de conductivité ont augmenté et les valeurs de pH ont baissé. Toute fois, des différences très significatives ($P < 0,001$) ont été observées dans les variations des masses des films de PEBD et de PP et les variations de conductivité électrique des solutions en absence de bactérie (flacon témoin) et en présence de *P. aeruginosa* d'une part et d'autres parts en absence de bactérie et en présence de *S. aureus*.

En effet, la dégradation du polyéthylène commence par la fixation des microbes à sa surface, suivie de la production de certaines enzymes extracellulaires (Arutchelvi *et al.*, 2008). Cependant, avant que les microorganismes puissent commencer à attaquer le PE, ils ont besoin de points d'accès dans la structure du PE pour commencer la fragmentation. Initialement, l'oxydation des polymères de PE se produit par un processus abiotique, tel que l'exposition aux rayons ultraviolets (UV) en combinaison avec la chaleur et/ou des produits chimiques dans l'environnement, sans l'action des microbes (Ranjan et Goel, 2019 ; Celina *et al.*, 2019, Kelkar *et al.*, 2019 ; Montazer *et al.*, 2020). La dégradation thermique des polymères s'effectue en deux réactions distinctes, qui se produisent simultanément dans le réacteur : l'une est une scission aléatoire des liaisons, entraînant une réduction du poids moléculaire du polymère brut, et l'autre est une scission en bout de chaîne des liaisons C-C, générant des produits volatils (Singh et Sharma, 2008). La présence d'ozone dans l'air, même en très faible concentration, accélère nettement le vieillissement des matériaux polymères (Kefelli *et al.*, 1971). Dans les polymères saturés, ce processus s'accompagne de la formation intensive de composés contenant de l'oxygène, d'une modification du poids moléculaire et d'une altération des propriétés mécaniques et électriques des échantillons (Andrady *et al.*, 1998 ; Singh et sharma, 2008).

De plus, Il a été observé une baisse des caractéristiques mécaniques des échantillons avec le temps de vieillissement allant de 4 à 28 jours, et à température ambiante (Guerira *et al.*, 2016). Ce phénomène, de dégradation des propriétés mécaniques, s'explique par la pénétration des molécules d'eau dans la structure (polymère) brisant les liaisons secondaires de type Van der Waals ou les liaisons hydrogènes entre les groupes polaires des chaînes macromoléculaires voisines venant se lier préférentiellement à une molécule d'eau. La rupture des liaisons entre les chaînes, qui assuraient en bonne partie la rigidité du matériau, va permettre une augmentation de la mobilité des chaînes ou des segments de chaînes macromoléculaires. Cette

mobilité accrue a des conséquences sur les propriétés mécaniques du polymère (Guerira *et al.*, 2016). L'ensemble de ces dégradations thermique et hydrolytique soulignées plus haut, pourrait expliquer les variations de masse de polymère, de la conductivité électrique et du pH des solutions, en l'absence de bactéries.

Les plastiques synthétiques comme le PEBD et le PP sont des polymères qui se dégradent lentement dans les déchets environnementaux. Cette résistance à la dégradation peut être contournée par des facteurs environnementaux physico-chimiques et des capacités microbiennes (Devi *et al.*, 2016). La capacité des microorganismes à accélérer leur dégradation est particulièrement intéressante (Wilkes et Ariltisde, 2017). La dégradation microbienne implique l'utilisation de dépolymérase extracellulaires et intracellulaires par les organismes pour décomposer les substances organiques. Les exoenzymes des microorganismes introduisent un clivage dans la chaîne du polymère produisant des oligomères et des monomères qui peuvent être absorbés et utilisés pour le métabolisme microbien (Dela Torre *et al.*, 2018). Au cours de notre étude, la variation de la masse due uniquement à l'action des bactéries a été évaluée et elle a fluctué en fonction de l'espèce bactérienne, du type de polymère, de la température d'incubation et de la valeur initiale de pH. Les variations de masse les plus élevées propres à l'action des bactéries, en présence de *P. aeruginosa* ont été de 0,004 g pour le PEBD enregistré à pH initial 5 et à 23 °C et de 0,004 g pour le PP enregistré à pH initial 5 et à 23 et 37°C. En présence de la bactérie *S. aureus*, les variations de masse les plus élevées ont été de 0,005 g pour le PEBD enregistré à pH initial 9 et à 44°C, et de 0,006 g pour le PP, enregistré à pH initial 9 et à 23 et 44°C.

III.2.4- Comparaison des activités de biodégradation du PEBD et du PP entre *P. aeruginosa* et *S. aureus*

Les pertes de masse les plus élevées après 60 jours d'incubation avec la bactérie *P. aeruginosa* sont de 6,1% pour le PEBD et 5,5% pour le PP et les pertes de masse les plus élevées avec la bactérie *S. aureus* sont de 7,6% avec le PEBD et de 7% avec le PP. Ces résultats indiquent une dégradation plus rapide des films de PEBD par rapport aux films de PP dans la même durée d'exposition. Les tests de comparaison des masses des films de PEBD et de PP pour chaque bactérie ont montré une différence très significative ($P < 0,001$) dans la variation de masse des 2 types de polymères à toutes les températures d'incubation testées et les valeurs initiales de pH. De plus, pour un même type de polymère considéré, les taux de dégradation

sont significativement plus élevés en présence de la bactérie *S. aureus* qu'en présence de la bactérie *P. aeruginosa*.

En effet, les bactéries *P. aeruginosa* et *S. aureus* produisent des enzymes communes telles que les lipases, les estérases et les protéases. Mais quelques enzymes telles que les alcanes hydroxylases et les phospholipases C chez *P. aeruginosa*, et la staphinokinase et la coagulase chez *S. aureus*, diffèrent entre les 2 bactéries. Ces 2 groupes d'enzymes différents agiraient suivant des mécanismes d'action diversifiés et pourrait expliquer les différences de dégradation observées d'une bactérie à l'autre. Il est également indiqué que la complexité structurelle, telle que la linéarité ou la présence de ramifications dans le polymère affecte sa biodégradation (Mohan et Srivastava, 2011). Le polyéthylène est un polymère hydrocarboné linéaire constitué de longues chaînes de monomères d'éthylène (C_2H_4), avec pour formule générale C_nH_{2n} (Arutchelvi *et al.*, 2008). Le polypropylène est un polymère de propylène de formule générale $[CH_2-CH(CH_3)]_n$ (Cantor et Watts, 2011). Le polypropylène possède un groupement méthyl en ramification qui n'est pas retrouvé dans la structure du polyéthylène. C'est cette différence de structure qui pourrait expliquer le taux de dégradation plus élevé du PEBD par rapport à celui du PP.

Le pH initial 7, bien qu'ayant fluctué vers le pH légèrement acide au cours des tests de biodégradation, a été le plus favorable à la croissance et au développement des 2 espèces bactériennes testées, notamment aux températures d'incubation 7, 23 et 37°C. La température de 23°C semble la plus favorable pour la croissance des 2 bactéries. Ceci a également été indiqué par Saadi (2008) où une diminution relative de l'abondance cellulaire sous 37°C et 44 °C est observée suivant les températures d'incubation. L'activité cellulaire ou la récupération des monomères du milieu pour le métabolisme et la croissance serait relativement ralentie dans les conditions générales du milieu à ces deux températures. Il a été montré que la température d'un milieu est toujours l'un des facteurs clés de l'activité enzymatique des microorganismes présents, que les enzymes soient intracellulaires ou extracellulaires. Les enzymes étant des catalyseurs biochimiques, partiellement constitués de protéines, ils sont sensibles à la chaleur à des degrés divers. L'élévation de la température du milieu multiplie généralement le degré d'activité des enzymes. Une fois une température optimale atteinte, des températures plus élevées provoquent une dégradation rapide de l'enzyme avec une perte d'activité concomitante et irréversible (Zhang *et al.*, 2018).

III.2.5- Hiérachisation de l'impact des facteurs environnementaux sur la biodégradation du PEBD et du PP

Des 4 paramètres environnementaux optimisés, la durée d'incubation a le plus impacté la dégradation des 2 types de polymères, suivie de la température d'incubation, puis de l'abondance cellulaire initiale et enfin le pH initial du milieu.

Globalement, la biodégradation est largement acceptée comme sélective, et les plastiques biodégradables se décomposent généralement lors de l'interaction avec les UV, l'eau, la température, la teneur en oxygène, le temps, la disponibilité des nutriments, les enzymes, la présence de microorganismes et les changements progressifs du pH (Alshehrei, 2017; Folino *et al.*, 2020). Elle dépend également des propriétés physiques et chimiques des polymères et de l'épaisseur du matériau biodégradable (Rujnic-Sokele et Pilipovic, 2017 ; Wahyuningtyas et Suryanto, 2017 ; Meereboer *et al.*, 2020).

CONCLUSION, SUGGESTIONS ET PERSPECTIVES

CONCLUSION

Il était question au cours de cette étude, d'évaluer la biodégradabilité en microcosme aquatique du PEBD et du PP par les bactéries *P. aeruginosa* et *S. aureus* et de rechercher l'impact de quelques paramètres environnementaux sur cette biodégradabilité. Les paramètres retenus sont le pH de l'eau, la température, la durée d'exposition, la forme des cellules et l'abondance cellulaire initiale.

Il en ressort qu'en présence des 2 espèces bactériennes une diminution graduelle de la masse des films de PEBD et de PP a été observée avec l'augmentation de la durée d'incubation. La conductivité électrique a augmenté graduellement avec la période d'incubation. En présence de *P. aeruginosa*, les pertes de masse de plastiques les plus élevées après 60 jours d'incubation ont été de 6,1% pour le PEBD enregistrée à 23°C et à pH initial 5, et de 5,5% pour le PP observé à 23 et 37°C et à pH initial 5. Les valeurs de la conductivité électrique ont augmenté avec la période d'incubation et en fonction des températures, pour les 2 types de polymères. Le taux apparent de variation de l'abondance cellulaire a été positif sous 7°C, 23°C et 37 °C, reflétant une croissance cellulaire relative, et négatif sous 44°C, reflétant une inhibition cellulaire relative. En présence de la bactérie *S. aureus*, les pertes de masse les plus élevées après 60 jours ont été de 7,6 % pour le PEBD enregistrée sous 23°C et à pH initial 5, et de 7% pour le PP observée sous 44°C et à pH initial 9. Les taux de variation apparents des abondances cellulaires dans l'ensemble ont diminué avec l'augmentation de la température d'incubation à pH initial 9.

Les taux de biodégradation des fils de polymères ont varié suivant l'espèce bactérienne et le type de polymère. Des différences significatives ont été observées dans les paramètres de dégradation des 2 types de polymères pour chaque bactérie d'une part, et entre les paramètres de dégradation des 2 espèces bactériennes pour le même polymère d'autres part.

La durée d'incubation semble jouer un rôle majeur dans la dégradation des 2 types de polymères, suivie de la température d'incubation, puis de l'abondance bactérienne initiale, et enfin du pH initial du milieu.

Ces résultats impliquent que, mis dans les conditions environnementales appropriées, *P. aeruginosa* et *S. aureus* sont des bactéries à large spectre avec une affinité pour les 2 types de polymères testés. Elles pourraient également être des dégradeuses multiplastiques potentielles et sont donc importantes pour la remédiation environnementale des polluants.

SUGGESTIONS

Les polymères synthétiques prennent beaucoup de temps pour se dégrader dans l'environnement. Les microorganismes présentent la capacité d'accélérer le processus de dégradation, mais avec un rythme bien plus faible que la colonisation de l'environnement par les déchets plastiques. Nous préconisons l'utilisation des polymères synthétiques plusieurs fois, avant de les jeter afin de diminuer la pollution par les déchets plastiques. Les populations devraient éviter de jeter les ordures dans les rigoles car c'est la source majeure des déchets plastiques dans les milieux aquatiques. Il serait aussi important de promouvoir la production et l'utilisation des emballages plastiques biodégradables, le développement des filiales et entreprises de recyclages des polymères synthétiques afin de réduire la charge de pollution de l'environnement. La construction des stations de traitement biologique des déchets plastiques dans l'environnement par les bactéries *P. aeruginosa* et *S. aureus* devrait être envisagée, pour une gestion plus efficace des déchets plastiques et l'assainissement de l'environnement.

PERSPECTIVES

La dégradation biologique des déchets plastiques s'avère très prometteuse, il serait donc important d'étendre les tests de biodégradation à d'autres types de polymères et d'autres microorganismes, ainsi que l'association de plusieurs espèces microbiennes afin d'optimiser et d'améliorer la biodégradation des déchets plastiques.

Il serait aussi important d'évaluer la toxicité des produits issus de la biodégradation des polymères sur les organismes aquatiques et de caractériser les enzymes produites par les microorganismes qui interviendraient dans la décomposition des polymères pour une éventuelle utilisation en biotechnologie.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Abrusci C., Pablos J.L., Corrales T., Lopez-Marín J., Marín I. and Catalina F. (2011). Biodegradation of photo-degraded mulching films based on polyethylenes and stearates of calcium and iron as pro-oxidant additives. *International Biodeterioration and Biodegradation*, 65 : 451-459.
- Accarias S. (2014). Impact du phénotype des macrophages résidents sur la nature de la réponse inflammatoire précoce lors d'une infection par *Staphylococcus aureus*, Thèse de Doctorat, Université de Toulouse, 212p.
- ADEME, Marek C., Parisot F., Ecogeos, Guyomard M., Marcoux M., Rondel M., Leesu, Tramoy R. (2020). Lutte contre la pollution par les déchets plastiques en milieu marin. Synthèse. 19 p.
- Adhikari D., Mukai M., Kubota K., Kai T., Kaneko N., Araki K.S. and Kubo M. (2016). Degradation of bioplastics in soil and their degradation effects on environmental microorganisms. *Journal of Agricultural Chemistry and Environment*, 5: 23-34. <http://dx.doi.org/10.4236/jacen.2016.51003>.
- Agamuthu P. (2013). Landfilling in developing countries. *Waste Management and Research*, 31: 1-2.
- Ali M.I., Ahmed S., Robson G., Javed I., Ali N., Atiq N. and Hameed A. (2014). Isolation and molecular characterization of polyvinyl chloride (PVC) plastic degrading fungal isolates. *Journal of Basic Microbiology*, 54: 18-27.
- Alshehrei F. (2017). Biodegradation of synthetic and natural plastic by microorganisms. *Journal of Applied and Environmental Microbiology*, 5(1): 8-19. doi: 10.12691/jaem-5-1-2.
- Amadi L. O. and Nosayame T. O. (2020). Biodegradation of polypropylene by bacterial isolates from the organs of a fish, *Liza grandisquamis* harvested from Ohiakwu estuary in Rivers State, Nigeria, *World Journal of Advanced Research and Reviews*, 7(2): 258-263.
- Andrady A. (2017). The plastic in Microplastics, *Marine Pollution Bulletin*, 119(1): 12-22.
- Aravinthan A., Arkatkar A., Juwarkar A. A. and Doble M. (2016). Synergistic growth of *Bacillus* and *Pseudomonas* and its degradation potential on pretreated polypropylene. *Preparative Biochemistry and Biotechnology*, 46: 109-115.

- Ariffin H., Nishida H., Hassan M.A. and Shirai Y. (2010). Chemical recycling of polyhydroxyalkanoates as a method towards sustainable development. *Biotechnology Journal*, 5: 484-492.
- Arkatkar A., Juwarkar A.A., Bhaduri S., Uppara P.V. and Doble M. (2010). Growth of *Pseudomonas* and *Bacillus* biofilms on pretreated polypropylene surface. *International Biodeterioration and Biodegradation*, 64: 530-536.
- Arutchelvi J., Sudhakar M., Arkatkar A., Doble M., Bhaduri S. and Uppara P.V. (2008). Biodegradation of polyethylene and polypropylene. *Indian Journal of Biotechnology* 7(1): 9-22.
- Ashok A. and Rejeesh C.R. (2019). Investigations in to biodegradability and physical properties of starch derived bioplastic films reinforced with nanosilica. *International Journal of Nanoscience*, 18, 1850037. doi: 10.1142/S0219581X18500370 .
- ASTM (les méthodes de l'American Society for testing and materials) (2005). ASTM book of standards, 08.03, Plastiques (III): D5117.
- Auras R., Harte B. and Selke S. (2004). An overview of polylactides as packaging materials. *Macromolecular Bioscience*, 4(9): 835-864. <https://doi.org/10.1002/mabi.200400043>.
- Auta H.S., Emenike C.U. and Fauziah S.H. (2017). Screening of *Bacillus* strains isolated from mangrove ecosystems in Peninsular Malaysia for microplastic degradation. *Environmental Pollution*, 231:1552-1559.
- Auta H.S., Emenike C.U., Jayanthi B. and Fauziah S.H. (2018). Growth kinetics and biodeterioration of polypropylene microplastics by *Bacillus* sp. and *Rhodococcus* sp. isolated from mangrove sediment. *Marine Pollution Bulletin*, 127: 15-21.
- Ayral F. (2004). Mammites colibacillaires de la vache laitière : étude d'une série de 74 cas hospitalisés. https://WWW.researchgate.net/figure/schema-de-la-paroi-dune-bacterie-Gram-negatif_fig_27813185.
- Badia J.D., Gil-Castell O. and Ribes-Greus A. (2017). Long-term properties and end-of-life of polymers from renewable resources. *Polymer Degradation and Stability*, 137: 35-57.
- Bailey N.T.J. 1981. Statistical Methods in Biology. Hodder and Stoughton ed, London.

- Barakat R. (2012). Etude des propriétés biologiques et antimicrobiennes de la pyocyanine, pigment redoxactif produit par *Pseudomonas aeruginosa*. Université de La Rochelle, Sciences agricoles, NNT: LAROS369.
- Barboza L. (2018). Marine microplastic debris: An emerging issue for food security, food safety and human health. *Marine Pollution Bulletin*, 133: 336-348.
- Barth M., Honak A., Oeser T., Wei R., Belis Ario-Ferrari M.R., Then J., Schmidt J., Zimmermann W. (2016). A dual enzyme system composed of a polyester hydrolase and a carboxylesterase enhances the biocatalytic degradation of polyethylene terephthalate films. *Biotechnology Journal*, 11: 1082-1087. doi: 10.1002/biot.201600008.
- Behme R.J., Shuttleworth R, McNabb A. and Colby W.D. (1996). Identification of Staphylococci with a self-educating system using fatty acid analysis and biochemical tests. *Journal of Clinical Microbiology*, 34 : 3075-3084.
- Benabid D. (2009). Rôle de l'élastase du neutrophile dans les infections pulmonaires à *Pseudomonas aeruginosa*. Université de Reim Champagne-Ardenne. Thèse de doctorat en Immunologie. 161 p.
- Bhardwaj H., Gupta R. and Tiwari, A. (2012). Microbial population associated with plastic degradation. *Scientific Reports*, 5: 272-274.
- Bhatnagar S. and Kumari R. (2013). Bioremediation: a sustainable tool for environmental management: a review. *Annual Research and Review Biology*, 3(4): 974-993.
- Biquand A. (2017). Les infections à *Pseudomonas aeruginosa* et leurs traitements en 2017. Sciences du Vivant, Thèse de Docteur en pharmacie, Université de Rennes 1. [q-bio]. dumas-01811962. 102 p.
- Bishnoi K., Sain U., Kumar R., Singh R., Bishnoi N.R. (2009). Distribution and biodegradation of polycyclic aromatic hydrocarbons in contaminated sites of Hisar (India). *Indian Journal of Experimental Biology*, 3: 210-217.
- Bissagou K.G. (2018). Fragmentations chimique et physique de plastiques et microplastiques en eau douce sous irradiation UV-visible. Thèse de Doctorat, Science des Matériaux. Université Clermont Auvergne, 173 P.
- Boden M.K. and J.I. Flock. (1989). Fibrinogen-binding protein/clumping factor from *Staphylococcus aureus*. *Infection and Immunity*, 57: 2358-2363.

- Boulerice E. (2019). Analyse des caractéristiques physicochimiques de matériaux thermoplastiques en composites de chanvre : comparable aux plastiques traditionnels pétrochimiques, Master en Environnement et développement durable, Université de Sherbrooke. 93p.
- Brown D.F.J. (2005). Guidelines for the laboratory diagnostics and susceptibility testing of methicillin-resistant *staphylococcus aureus* (MRSA). *Journal of Antimicrobial Chemotherapy*, 56: 1000-1018.
- Butbunchu N. and Pathom-Aree W. (2019). Actinobacteria as Promising Candidate for Polylactic Acid Type Bioplastic Degradation. *Frontiers in Microbiology*, 10: 1-10.
- Cadoret A. (2003). Activités enzymatiques extracellulaires des agrégats bactériens de station d'épuration d'eaux usées urbaines. Thèse de Doctorat, Université de Lorraine 213p.
- Calabrò P.S. and Grosso M. (2018). Bioplastics and waste management. *Waste Management*. 78: 800-801.
- Cantor K. and Watts P. (2011). Plastics Materials. In Kutz, M., Applied lastics Engineering Handbook: *Processing and Materials* (chap. 1, p. 3-5). Oxford, Elsevier. (Collection PDL HandbookSeries).
- Carlton J.T., Chapman J.W., Geller J.B., Miller J.A., Deborah A.C., Trenaman N., Ruiz G. (2017). Tsunami-driven rafting: transoceanic species dispersal and implications for marine biogeography. *Science*, 357: 1402-1406.
- Castro-Aguirre E., Auras R., Selke S., Rubino M. and Marsh T. (2018). Enhancing the biodegradation rate of poly (lactic acid) films and PLA bio-nanocomposites in simulated composting through bioaugmentation. *Polymer Degradation and Stability*, 154: 46-54.
- Celina M., Linde E., Brunson D., Quintana A. and Giron N. (2019). Overview of accelerated aging and polymer degradation kinetics for combined radiation-thermal environments. *Polymer Degradation and Stability*, 166: 353-378.
- Chatterjee S., Roy B., Roy D. and Banerjee R. (2010). Enzyme-mediated biodegradation of heat treated commercial polyethylene by *Staphylococcal species*. *Polymer Degradation and Stability*, 95: 195-200.
- Chu L. M. (2008). In Encyclopedia of Ecology, Elsevier, pp. 2099-2103.

- Cierjacks A., Behr F. and Kowarik I. (2012). Operational performance indicators for litter management at festivals in semi-natural landscapes. *Ecological Indicators*, 13: 328-337.
- Coggan K. A. and Wolfgang M. C. (2012). Global regulatory pathways and cross-talk control *Pseudomonas aeruginosa* environmental lifestyle and virulence phenotype. *Current Issues in Molecular Biology*, 14: 47-70.
- Colwell J.M., Broonwys L., Nikolić M., Gauthier E., Halley P., Bottle S. and Graeme G. (2017). Lifetime prediction of biodegradable polymers. *Progress Polymer Science*, 71: 144-189.
- Cottalorda A. (2020). Diversité phénotypique et moléculaire d'isolats urinaires de *Pseudomonas aeruginosa*. Médecine humaine et pathologie. Thèse de Doctorat, Normandie Université.
- D'Argenio D.A., Calfee M.W., Rainey P.B. and Pesci E.C. (2002). Autolysis and autoaggregation in *Pseudomonas aeruginosa* colony morphology mutants. *Journal of Bacteriology*, 184: 6481-6489.
- Danso D., Chow J. and Streit W.R. (2019). Plastics: environmental and biotechnological perspectives on microbial degradation. *Applied and Environmental Microbiology*, 85: e01095-19. <https://doi.org/10.1128/AEM.01095-19>.
- Darghout et Metheni (2016). Caractérisation morphologique, biochimique et mutagenèse des souches de *Pseudomonas aeruginosa* dans la région de Constantine. Mémoire de Master, Université des Frères Mentouri Constantine, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie. 57p.
- Das M.P. and Kumar S. (2015). An approach to low density polyethylene biodegradation by *Bacillus amyloliquefaciens*, *3 Biotech*, 5: 81-86.
- Dela Torre D.Y. Z., Delos Santos L.A., Reyes M.L.C. et Baculi R.Q. (2018). Biodegradation of low density polyethylene by bacteria isolated from an alkaline source fed by septinization. *Philippine Science Letters*, 11: 1-12.
- Denis F., Poly M-C., Martin C., Bingen E. et Quentinr. (2007). Bactériologie médicale, techniques usuelles. MASSON, Cedex. Pp.333-335.
- Devi R.S., Kannan V.R., Natarajan K., Nivas D., Kannan K., Chandru S. and Antony A.R. (2016). The role of microbes in plastic degradation. *Environ Waste Manage* ed. Chandra, R. pp. 341-370 États-Unis: CRC Press.

- Dey U., Mondal N.K., Das K. and Dutta S. (2012). An approach to polymer degradation through microbes. *Journal of Pharmaceutical sciences*, 2(3) :385-388.
- Diagnostic Pasteur (1987). Milieux et réactifs de laboratoire Pasteur. Maury M., 3e édition, Paris, 727 p.
- Diba (2019). Pollution plastique : plus de 1600 Kg de déchets plastiques retirés du Wouri, Cameroun Tribune.
- Duan H., Chen W., Meng H., Jianfang L., Gu K. and Li J. (2014). Effects of photoaging on the tribological properties of engineering plastics: Tribological properties of engineering plastics. *Polymer of Advanced Technologies*, 25(9): 975-980.
- Dukam S., Pirion P. and Levi Y. (1995). Modélisation du développement des biomasses bactériennes libres et fixées en réseau de distribution d'eau potable, In : Adhésion des microorganismes aux surfaces, Bellon-Fontaine M.N. et Fourniat J. (éds), Paris, pp 149-160.
- Dussud C., Hudec C., Matthieu G., Fabre P., Higgs P., Delort M., Eyheraguibel B., Meistertzheim A.L., Jacquin J., Cheng J., Callac N., Obedel C., Rabouille S. and Ghiglione J.F. (2018). Colonization of non-biodegradable and biodegradable plastics by marine microorganisms. *Frontiers in Microbiology*, 9: 1571. doi: 10.3389/fmicb.2018.01571.
- Eriksen M., Laurent C.M., Lebreton H.S., Thiel M., Moore J., Jose C., Borerro F.G, Peter G.R. and Reisser J. (2014). Plastic pollution in the world's oceans: more than 5 trillion plastic pieces weighing over 250,000 tons afloat at sea. *PLoS one*, 9(12): 111913. doi: 10.1371/journal.pone.0111913.
- Eya H. (2002). Soil for use in aerobic soil pot tests that best reflects natural environments with respect to biodegradation of plastics. *Journal of Bioscience and Bioengineering*, 94(2) :186.
- Eyquem A., Alouf J., Montagnier L. (2005). Traité de microbiologie clinique : quatrième mise à jour et compléments, 238p.
- Fackelman G. et Sommer S. (2019). Microplastics and the gut microbiome: How chronically exposed species may suffer from gut dysbiosis. *Marine Pollution Bulletin*, 143: 193-203.

- Ferreira L.M., Falcão A.N., Gil M.H. (2005). Modification of LDPE molecular structure by gamma irradiation for bioapplications. *Nuclear Instruments and Methods in Physics*, 236: 513-526.
- Fesseha H. and Abede F. (2019). Degradation of plastics materials using microorganisms: A reviews. *Public Health Open journal*, 4(2): 57-63. doi: 10.17140/PHOj-4-136.
- Fischetti F. and F. Tedesco. (2006). Cross-talk between the complement system and endothelial cells in physiologic conditions and in vascular diseases. *Autoimmunity*, 39: 417-428.
- Folino A., Karageorgiou A., Calabro P.S., Komilis D. (2020). Biodegradation of wasted bioplastics in natural and industrial environments: A reviews. *Sustainability*, 12: 6030. <http://dx.doi.org/10.3390/su12156030>.
- Folkesson A., Jelsbak L., Yang L., Johansen H.K., Ciofu O., Høiby N. and Molin S. (2012). Adaptation of *Pseudomonas aeruginosa* to the cystic fibrosis airway: an evolutionary perspective. *Nature Reviews Microbiology*, 10: 841-851.
- Fontanella S., Bonhomme S., Brusson J.M., Pitteri S., Samuel G., Pichon G., Lacoste J., Fromageot D., Lemaire J. and Delort A.M. (2013). Comparison of biodegradability of various polypropylene films containing pro-oxidant additives based on Mn, Mn/Fe or Co. *Polymer Degradation and Stability*, 98: 875-884.
- Foster T. (1996). *Staphylococcus*. In: Baron S, editor. Medical Microbiology. 4th ed. Galveston (TX): University of Texas Medical Branch at Galveston; Available: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK8448>.
- Galgani F., Bruzard S., Duflos G., Fabre P., Casdaldi E., Ghiglione J., Grimaud R., Matthieu G., Huvet A., Lagarde F., Ika P-P et Ter Halle A. (2020). Pollution des océans par les plastiques et les microplastiques. *Techniques de l'Ingénieur*, Archimer, Pages BIO9300 (17P.) <https://archimer.ifremer.fr/doc/00663/77471/17p;>
- Gallo F., Fossi C., Weber R., Santillo D., Sousa J., Ingram I., Nadal A. and Romano D. (2018). Marine litter plastics and their toxic chemicals components: the need for urgent preventive measures. *Environmental Sciences Europe*, 30(13): 1-14. <https://doi.org/10.1186/s12302-018-0139-z>.
- Gauque J. Devriese L., Robbens J., Dewitte B. (2015). A qualitative screening and quantitative measurement of organic contaminants on different types of marine plastic debris. *Chemosphere*, 138: 348-356. doi: 10.1016/j.chemosphere.2015.06.029.

- GESAMP (2016). Sources, fate and effects of microplastics in the marine environment (Kershaw, P.J., and Rochman, C.M., eds). Rep. Stud. GESAMP No. 93, 220p.
- GESAMP (2019). Guidelines on the monitoring and assessment of plastic litter and microplastics in the ocean (Kershaw P., Turra A. and Galgani F. editors), Rep. Stud. GESAMP No. 99, 130p.
- Gewert B., Plassmann M. M. and MacLeod M. (2015). Pathways for degradation of plastic polymers floating in the marine environment. *Environmental Science: Processes and Impacts*, 17: 1513-1521.
- Geyer R., Jambeck J.R. and Law K.L. (2017). Production, use, and fate of all plastics ever made. *Science Advances*, 3(7): e1700782. doi: 10.1126/sciadv.1700782.
- Ghatge S., Youri Y., Jae-Hyung A. and Hor-Gil H. (2020). Biodegradation of polyethylene: a brief review. *Applied Biological Chemistry*, 63(27): 1-14.
- Ghosh S.K., Pal S. et Ray S. (2013). Study of microbes with potential for the biodegradation of plastics. *Environmental Science and Pollution Research*, 20: 4339-4355. doi: 10.1007/s11356-013-1706-x.
- Gironi F. and Piemonte V. (2011). Bioplastics and petroleum-based plastics: Strengths and weaknesses. *Energy Sources, Part A: Recovery, Utilization, and Environmental Effects*, 33(21): 1949-1959.
- Gnanavel G., Valli V.M.J. and Thirumarimurugan M. (2012). A review of biodegradation of plastics waste. *International Journal of Pharmacy and Chemistry Science*, 1: 670-673.
- Gnanavel G., Valli V.M.J., Thirumarimurugan M. and Kannadasan T. (2013). Degradation of polyethylene in the natural environment. *International Journal of Research in Engineering and Technology*, 1(2): 1-6.
- Gómez E.F. and Michel F.C. (2013). Biodegradability of conventional and bio-based plastics and natural fiber composites during composting, anaerobic digestion and long-term soil incubation. *Polymer Degradation and Stability*, 98: 2583-2591.
- Gonzalez-Fernandez C., Toullec J., Lambert C., Legoïc N., Seoane M. Moriceau B., Huvet A., Berchel M., Vincent D., Courcot L., Soudant P. Paul-Pont I. (2019). Do transparent exopolymeric particles (TEP) affect the toxicity of nanoplastics on *Chaetoceros neogracile*? *Environmental Pollution*, 250 : 873-882.

- Grover A., Gupta A., Chandra S., Kumari A., Khurana S.P. (2015). Polythene and environment. *International Journal of Environmental Science*, 5(6):1091-1105.
- Guerira B., Derias N., Derfouf S. et Hadid M. (2016). Effet de l'humidité sur les propriétés mécaniques du polymère thermoplastique takmid PA6, Third International Conference on Energy, Materials, Applied Energetics and Pollution, 1021-1029.
- Gyung Yoon M., Jeong Jeon H. et Nam Kim M. (2012). Biodegradation of polyethylene by a soil bacterium and AlkB cloned recombinant cell. *Journal of Bioremediation and Biodegradation*, 3(4): 1000144. <https://doi.10.4172/2155-6199.1000145>.
- Habib S., Iruthayam A., Mohd Yunus A.S., Siti A.A., Smykla J. and Nur A.Y. (2020). Biodeterioration of Untreated Polypropylene Microplastic Particles by Antarctic Bacteria, *Polymers*, 12: 2616.doi: 10.3390/polym12112616.
- Hadad D., Geresh S. and Sivan A. (2005). Biodegradation of the polyethylene by the thermophilic bacterium *Brevibacillus borstelensis*. *Journal of Applied Microbiology*, 98:1093-1100.doi: 10.1111/j.1365-2672.2005.02553.x.
- Hammami T. et Louati H. (2016). Introduction et généralités sur les matières plastiques. Repéré à <https://www.technologuepro.com/cours-procedes-mise-en-forme-matieresplastiques/chapitre-1-introduction-generalites-sur-matieres-plastiques.pdf>
- Hammer J., Kraak M.H. and Parsons J.R. (2012). Plastics in the marine environment: The dark side of a modern gift. *Review of Environmental Contamination and Toxicology*, 220: 1-44. doi: 10.1007/978-1-4614-3414-6_1.
- Hansen S.K., Rau M.H., Johansen H.K., Ciofu O., Jelsbak L., Yang L., Folkesson A., Jarmer H.O., Aenaes K., Von Buchwald C., Hoiby N. and Molin S. (2012). Evolution and diversification of *Pseudomonas aeruginosa* in the paranasal sinuses of cystic fibrosis children have implications for chronic lung infection. *ISME J*, 6: 31-45. doi:10.1038/ismej.2011.83.
- Harmaen A.S., Khalina A., Azowa I., Hassan M.A., Tarmian A., Jawaid M. (2015). Thermal and biodegradation properties of poly (lactic acid)/fertilizer/oil palm fibers blends biocomposites. *Polymer Composites*, 36: 576-583.
- Harrison J.P., Boardman C., O'Callaghan K., Delort A.M. and Song J. (2018). Biodegradability standards for carrier bags and plastic films in aquatic environments: A critical review. *Royal Society Open Science*, 5: 171792. <http://dx.doi.org/10.1098/rsos.171792>.

- Harshvardhan K. et Jha B. (2013). Biodegradation of low density polyethylene by marine bacteria from pelagic waters of Arabian Sea, India. *Marine Pollution Bulletin*, 77: 100-106.
- Henton D.E., Gruber P., Lunt J., Randall J. (2005). Polylactic acid technology natural fibers. *Biopolymers and Biocomposites*, 16: 527-577.
- Hermabessiere L., Paul-Pont I., Cassone A.L. Receveur J., Jezequel R., Rakwe E.I.M., Rinnert E., Ribière G., Lambert C., Huvet A., Duflos G. and Soudant P. (2019). Microplastic contamination and pollutant levels in mussels and cockles collected along the Channel coasts. *Environmental Pollution*, 250: 807-819. doi: 10.1016/j.envpol.2019.04.051.
- Ho K-LG, Pometto A.L III, Hinz P.N. (1999). Effects of temperature and relative humidity on polylactic acid plastic degradation. *Journal of Environmental Polymer Degradation* 7(2): 83-92. <https://doi.org/10.1023/A : 1021808317416>.
- Holt J.G., Krieg N.R., Sneath P.H.A., Staley J.T., Williams S.T. (2000). *Bergey's Manual of Determinative Bacteriology*. Lippincott Williams et Wilkins, Philadelphie, PA.
- Horikoshi K., Antranikian G., Bull A.T., Robb F.T. and Stetter K.O. (2011). *Extremophiles handbook*, New York: Springer Science AND Business Media, 99-118.
- Hottle T.A., Bilec M.M., Landis A.E. (2017). Biopolymer production and end of life comparisons using life cycle assessment. *Resources Conservation and Recycling*, 122: 295-306.
- Hu C., Xiong N., Zhang Y., Rayner S., Ghen S. (2012). Functional characterization of lipase in the pathogenesis of *Staphylococcus aureus*. *Biochemical and Biophysical Research Communications*. 419: 617-620 doi: 10.1016/j.bbrc.2012.02.057.
- Hussein A.A., Khudhair S.H., Al-Mayaly I.K. (2015). Optimum conditions for LDPE strips biodegradation by local bacterial isolates. *Journal of International Environmental Application and Science*, 10(4): 399-407.
- Ignatyev I.A., Thielemans W., Vander Beke B. (2014). Recycling of polymers: A review. *ChemSusChem*, 7: 1579-1593.
- ISO 472 (2013). *Plastiques -Vocabulaire*.
- Jafari-Sales A. (2017). Bioplastics and the Environment. *Electronic Journal of Biology*, 13: 274-279.

- Jahangir A. K., Mubarak A. K. and Rabiul I. (2014). Mechanical, Thermal and Degradation Characteristics of Jute Fabric-reinforced Polypropylene Composites: Effect of Potassium dichromate as Oxidizing Agent, *Fibers and Polymers*, 15: 2386-2394.
- Jambeck J.R., Geyer R., Wilcox C., Siegler T. R., Perryman M., Andrady A., Narayan R. and Lavender Law K. (2015). Plastic waste inputs from land into the ocean. *Science*, 347(6223): 768-772. Doi: 10.1126/science.1260352.
- Jeon H. J et Kim M. N. (2016). Isolation of mesophilic bacterium for biodegradation of polypropylene. *International Biodeterioration and Biodegradation*. 115: 244-249.
- Jeon H.J. and Kim M.N. (2014). Degradation of linear low density polyethylene (LLDPE) exposed to UV-irradiation. *European Polymer Journal*, 52: 146-153.
- Jeon H.J. Kim M.N. (2015). Functional analysis of alkane hydroxylase system derived from *Pseudomonas aeruginosa* E7 for low molecular weight polyethylene biodegradation. *International Biodeterioration and Biodegradation*, 103: 141-146.
- Joshi A.A., Kanekar P.P., Kelkar A.S., Shouche Y.S., Vani A.A., Borgave S.B., Sarnaik S.S. (2008). Cultivable bacterial diversity of alkaline Lonar Lake. *Indian Microbial Ecology*, 55:163-172.
- JVE (Jeunes Volontaires pour l'environnement) (2020). Rapport de la Campagne Nationale de gestion rationnelle des déchets plastiques et le commerce des déchets plastiques toxiques au Cameroun, 28 P.
- Kaida S., Miyata T., Yoshizawa Y., Igarashi H. and Iwanaga S. (1989). Nucleotide and deduced amino acid sequences of staphylocoagulase gene from *Staphylococcus aureus* strain 213. *Nucleic Acids Research*, 17 (21): 8871. doi: 10.1093/nar/17.21.8871. PMID: 2587230; PMCID: PMC335064.
- Kale S.K., Deshmukh A.G., Dudhare M.S. and Patil V.B. (2015). Microbial degradation of plastic: a review. *Journal of Biochemical Technology*, 6(2): 952-961.
- Kanekar P.P., Joshi A.A., Kelkar A.S., Borgave S.B., Sarnaik S.S. (2007). Alkaline Lonar Lake, India - A treasure of alkaliphilic and halophilic bacteria. *Proc Taal*, 12:1765-1774.
- Kathiresan K. (2003). Polythene and plastics-degrading microbes from the mangrove soil. *Revista de Biologia Tropical*, 51(3): 629-634.

- Kawai F., Watanabe M., Shibata M., Yokoyama S., Sudate Y., Hayashi S. (2004). Comparative study on biodegradability of polyethylene wax by bacteria and fungi. *Polymer Degradation and Stability*, 86(1):105-114.
- Kawashima N., Yagi T. and Kojima K. (2019). How Do Bioplastics and Fossil-Based Plastics Play in a Circular Economy? *Macromolecular Materials and Engineering*, 304: 1-14.
- Kefeli A.A., Razumovskii S.D. et Zaikov G.Y. (1971). Interaction of polyethylene with ozone. *Polymer Science USSR*, 13(4): 904-911.
- Kelkar V.P., Rolsky C.B., Pant A., Green M.D., Tongay S. and Halden R.U. (2019). Chemical and physical changes of microplastics during sterilization by chlorination. *Water Res.*, 163: 114871.doi: 10.1016/j.watres.2019.114871.Epub 2019 Jul 15. PMID: 31351353.
- Kessler E. and Ohman D.E. (2013). Handbook of Proteolytic Enzymes (Third Edition). Pp:582-592.
- Keswani A., Oliver D.M., Gutierre T., Quilliam S.R. (2016). Microbial hitchhikers on marine plastic debris: Human exposure risks at bathing waters and beach environments. *Marine Environmental Research*, 118: 10-19. <https://doi.org/10.1016/j.marenvres.2016.04.006>.
- Kidd T.J., Ritchie S.R., Ramsay K.A., Grimwood K., Bell S.C. and Rainey P.B. (2012). *Pseudomonas aeruginosa* exhibits frequent recombination, but only a limited association between genotype and ecological setting. *PloS One*, 7(9): e44199. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0044199>.
- Kijchavengkul T. and Auras R. (2008). Compostability of polymers. *Polymer International*, 57(6): 793-804. <https://doi.org/10.1002/pi.2420>.
- Kilmury S.L.N. and Burrows L.L. (2018). The *Pseudomonas aeruginosa* PilSR Two Component System Regulates Both Twitching and Swimming Motilities. *mBio*, 9. doi:10.1128/mBio.01310-18.
- Kjeldsen A., Price M., Lilley C. and Ewa G. (2020). A Review of Standards for Biodegradable Plastics. https://assets.publishing.service.gov.uk/government/uploads/system/uploads/attachment_data/file/817684/review-standards-for-biodegradable-plastics-IBioIC.pdf (consulté le 20 novembre 2020).
- Koch D. and Mihalyi B. (2018). Assessing the Change in Environmental Impact Categories when Replacing Conventional Plastic with Bioplastic in Chosen Application Fields. *Chemical Engineering Transactions*, 70: 853-858.

- Koelmans A.A., Bakir A., Burton G.A. and Janssen C.R. (2016). Microplastic as a vector for chemicals in the aquatic Environment: critical review and model-supported reinterpretation of empirical studies. *Environmental Science and Technology*. 50, 3315-3326.
- Kolvenbach B.A., Helbling D.E., Kohler H.E. et Corvini P.F.-X. (2014). Emerging chemicals and the evolution of biodegradation capacities and pathways in bacteria. *Current Opinion in Biotechnology*, 27: 8-14.
- Krueger M.C., Harms H., Schlosser D. (2015). Prospects for microbiological solutions to environmental pollution from plastics. *Applied Microbiology and Biotechnology*, 99(21): 8857-8874. <https://doi.org/10.1007/s00253-0156879-4>.
- Kumar A.A., Karthick K., Arumugam K.P. (2011). Biodegradable polymers and its applications. *International Journal of Bioscience Biochemistry and Bioinformatics* 1(3):173-176.
- Kumar S. S. and Raut S. (2015). Microbial degradation of low density polyethylene (LDPE): A review. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, 3: 462-473.
- Kyaws B.M., Champakalakschmi R., Sakharkar M.K., Lim C.S., Sakharkar K.R. (2012). Biodegradation of low density polyethylene (LDPE) by *Pseudomonas* species. *Indian Journal of Microbiology*, 52(3): 411-4195. doi: [10.1007/s12088-012-0250-6](https://doi.org/10.1007/s12088-012-0250-6)
- Laarman A.J, Bardoel B.W, Ruyken M., Fernie J., Milder F.J., van Strijp J.A. and Rooijackers S.H. (2012). *Pseudomonas aeruginosa* alkaline protease blocks complement activation via the classical and lectin pathways. *Journal of Immunology*, 188(1): 386-393.
- Lagana P., Caruso G., Corsi I., Bergami E., Venuti V., Majolino D., La Ferla R. and Azzaro M. (2019). Do plastics serve as a possible vector for the spread of antibiotic resistance? *International Journal of Hygiene and Environmental Health*, 222(1), 89-100.
- Lays C. (2012). ARN régulateurs de *staphylococcus aureus* : role de RsaA dans la formation du biofilm et de la capsule, niveaux d'expression des ARN dans les prélèvements cliniques. These de doctorat, sciences agricoles. Université Claude Bernard-LyonI, 215 P.
- Lebreton L., van der Zwet J., Damsteeg J.-W., Slat B., Andrady A. and Reisser J. (2017). River plastic emissions to the world's oceans, *Nature communications*, 8:15611. <https://doi.org/10.1038/ncomms15611>.

- Lee H.M., Kim H.R., Jeon E., Yu H.C., Lee S., Li J. and Kim D.H. (2020). Evaluation of the biodegradation efficiency of four various types of plastics by *Pseudomonas aeruginosa* isolated from the gut extract of super worms. *Microorganism*, 8(9): 1341. doi: 10.3390/microorganisms8091341 .
- Lee K. and Yoon S.S. (2017). *Pseudomonas aeruginosa* Biofilm, a Programmed Bacterial Life for Fitness. *Journal of Microbiology and Biotechnology*, 27: 1053-1064. doi:10.4014/jmb.1611.11056.
- Lenz R.W. (1993) Biodegradable polymers. In Langer, R.S., Peppas, N.A. (eds) Biopolymers I. vol 107 pp. 1–40. Berlin Heidelberg: Springer.
- Li W.C., Tse H.F., Fok L. (2016). Plastic waste in the marine environment: A review of sources, occurrence and effects. *Science of the Total Environment*. 566(567): 333-349.
- Litner D., Larsson A. and Dave G. (2011). Environmental and health hazard ranking and assessment of plastic polymers based on chemical composition. *Science of the Total Environment*. 409(18): 3309-24. doi: 10.1016/j.scitotenv.2011.04.038.
- Lucas N., Bienaime C., Belloy C., Queneudec M., Silvestre F. et Nava-Saucedo J.E. (2008). Polymer biodegradation: mechanisms and estimation techniques - a review. *Chemosphère*, 17(4) : 429-442
- Luthra P., Kakkarakkal Kottiyath V., Vishal G., Ram S. et Gurpreet S.K. (2020). Biodegradation studies of polypropylene/natural fiber composites, *SN applied Science*, 2: 512. <https://doi.org/10.1007/s42452-020-2287-1>.
- Magalhães B., Valot B., Abdelbary M. M. H., Prod'hom G., Greub G., Senn L. and Blanc D.S. (2020). Combining standard molecular Typing and Whole Genome Sequencing to Investigate *Pseudomonas aeruginosa* Epidemiology in Intensive Care Units. *Frontiers in Public Health*, 8: 3. doi:10.3389/fpubh.2020.00003.
- Mandal D. K., Bhunia H., Bajpai P. K. and Bhalla V. K. (2017). Thermal degradation kinetics and estimation of lifetime of radiation grafted polypropylene films. *Radiation Physics and Chemistry*, 136 : 1-8.
- Marchal N., Bourdon J.L. et Richard C. (1991). Les milieux de culture pour l'isolement et l'identification biochimique des bactéries. Dion-biologie appliquée, Paris, 505 P.
- Marion G. M., millero F.J. Camoes P., Spitzer R. and Chen C.T.A (2011). pH of seawater. *Marine Chemistry*. 126: 89-96.

- Martins V.V., Pitondo-Silva A., Manço L. de M., Falcão J. P., Freitas S. dos S., da Silveira W. D. and Stehling E.G. (2014). Pathogenic potential and genetic diversity of environmental and clinical isolates of *Pseudomonas aeruginosa*. *Acta Pathologica, Microbiologica and Immunologica Scandinavica*, 122(2): 92-100. doi:10.1111/apm.12112.
- Mazurais D., Ernande B., Quazuguel P., Severe A., Huelvan C., Madec L., Mouchel O., Soudant P., Robbens J. Huvet A. and Zambonino J.L. (2015). Evaluation of the impact of polyethylene microbeads ingestion in European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) larvae. *Marine Environmental Research*, 112, 78-85.
- Meereboer K.W., Misra M. et Mohanty A.K. (2020). Review of recent advances in the biodegradability of polyhydroxyalkanoate (PHA) bioplastics and their composites. *Green Chemistry*, 22: 5519-5558. [https://doi. 10.1039/D0GC01647K](https://doi.org/10.1039/D0GC01647K).
- Mehmood C.T., Qazi I.A., Hashmi I., Bhargava S. and Deepa S. (2016). Biodegradation of low density polyethylene (LDPE) modified with dye sensitized titania and starch blend using *Stenotrophomonas pavanii*. *International Biodeterioration and Biodegradation*, 113: 276-286.
- Michalska M. and Wolf P. (2015). *Pseudomonas* Exotoxin A: optimized by evolution for effective killing. *Frontiers in Microbiology*. 6: 1-7. Doi10.3389/fmicb.2015.00963.
- Mihai M., Legros N. and Alemdar A. (2014). Formulation-properties versatility of wood fiber biocomposites based on polylactide and polylactide/thermoplastic starch blends. *Polymer Engineering and Science*, 54: 1325-1340.
- Min K., Cuiffi J.D. et Mathers R.T. (2020). Ranking environmental degradation trends of plastic marine debris based on physical properties and molecular structure. *Nature Communications*, 11: 727.
- Mohan A.J., Sekhar V.C., Bhaskar T. and Nampoothiri K.M. (2016). Microbial assisted shigh impact polystyrene (HIPS) degradation. *Bioresource Technology*, 213: 204-207.
- Mohan S.K. and Srivastava T. (2010). Microbial deterioration and degradation of polymeric materials. *Journal of Biochemical Technology*, 2: 210-215.
- Mohan S.K. and Srivastava T. (2011). Microbial deterioration and degradation of polymeric materials. *Journal of Biochemical Technology*, 2(4): 210-215

- Mohanan N., Montazer Z.K., Sharma P. and Levin D.B. (2020). Microbial and enzymatic degradation of synthetic plastics. *Frontiers in Microbiology* 11: 580709. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2020.580709>.
- Mohee R., Unmar G.D., Mudhoo A., Khadoo P. (2008). Biodegradability of biodegradable/degradable plastic materials under aerobic and anaerobic conditions. *Waste Management*, 28 : 1624-1629.
- Montazer Z., Habibi Najafi M.B. et Levin D.B. (2020). Challenges with Verifying Microbial Degradation of Polyethylene. *Polymers* 12(123): 1-24. <https://doi.org/10.3390/polym12010123>.
- Mouat J., Lopez Lozaro R. and Bateson H. (2010). Economic Impacts of Marine Litter: Assessment and priorities for response. Report of the OSPAR Commission, ISBN 978-1-906840-26-6, 117 p.
- Muthu SS. Roadmap to sustainable textiles and clothing: Environmental and social aspects of textiles and clothing supply chain. NY, USA: Springer; 2014.
- Nandy P., Roy S., Thakur A.R., Chaudhuri S.R. (2013). Comparative study on characterization of three staphylococcal isolates from varied origin. <https://tspace.library.utoronto.ca/handle/1807/36824>.
- Nerland I.L., Halsband C., Allan I., Thomas K.V. (2014). Microplastiques dans les environnements marins : occurrence, distribution et effets (Re.no.6754-2014). Institut norvégien de recherche sur l'eau, Oslo, pp 1-71. <http://www.miljodirektoratet.no/Documents/publikasjoner/M319/M319.pdf>. Consulté le 31 décembre 2018.
- Nola M., Eheth J.S., Nougang M.E., MOUNGANG M.L., Noah Ewoti O.V., Krier F., Chihib N.E., Servais P., Hornez J.P. et Njiné T. (2012). Assessment of *in-situ* abundance dynamics of enterobacteria and total heterotrophic aerobic bacteria in groundwater in the equatorial region of Central Africa. *Water SA* 38(5): 737-746. <http://dx.doi.org/10.4314/wsa.v37i4.18>.
- Novotny E., Erbanov P., Sezimov H., Malachov K.R., Rybkov Z., Malinov L., Prokopov I. and Brozek J. (2015). Biodegradation of aromatic-aliphatic copolyesters and polyesteramides by esterase activity-producing microorganisms. *International Biodeterioration and Biodegradation*, 97: 25-30.

- Olivares E., Badel-Berchoux S., Provot C., Prévost G., Bernardi T. and Jehl F. (2019). Clinical impact of antibiotics for the treatment of *Pseudomonas aeruginosa* biofilm infections. ***Frontiers in Microbiology***, 10: 2894. doi:10.3389/fmicb.2019.02894.
- Oosthuizen J. (2022). Calidad del agua: nueva norma UNE para detección y recuento de *Pseudomonas aeruginosa*. Higieneambiental.com
- Orr I.G., Hadar Y. and Sivan A. (2004). Colonization, biofilm formation and biodegradation of polyethylene by a strain of *Rhodococcus ruber*. ***Applied Microbiology and Biotechnology***, 65(1): 97-104. <https://doi.org/10.1007/s00253-004-1584-8>
- Ozdemir M. and Floros J.D. (2004). Active food packaging technologies. ***Critical Reviews in Food Science and Nutrition***, 44:185-193
- Pachori P., Gothalwal R. and Gandhi P. (2019). Emergence of antibiotic resistance *Pseudomonas aeruginosa* in intensive care unit: a critical review. ***Genes and Diseases***, 6 : 109-119. doi:10.1016/j.gendis.2019.04.001.
- Pages J. M. (2004). Porines bactériennes et sensibilité aux antibiotiques. *Médecine/Sciences* P.51-346.
- Pandey J.K., Kumar A.P. et Singh R.P. (2003). Biodegradation of packaging materials: composting of polyolefins. ***Macromolecular Symposia***, 197(1): 411-420.
- Panizzi P., Friedrich R., Fuentes-Prior P., Richter K., Bock P.E. and Bode W. (2006). Fibrinogen substrate recognition by staphylocoagulase prothrombin complexes. ***Journal of Biological Chemistry***, 281: 1179-1187.
- Pathak V. M. and Navneet (2017). Review on the current status of polymer degradation: a microbial approach. ***Bioresources and Bioprocessing***, 15 (4): 1-31.
- Paul-Pont I., Lacroix C., Gonzalez-Fernandez C., Hégaret H., Lambert C., LeGoïc N., Frère L., Cassone A.N., Sussarellu R., Fabioux C., Guyomarch J., Albentosa M., Huvet A. and Soudant P. (2016). Microplastics modulate depuration and toxicity of fluoranthene in mussels *Mytilus* spp. ***Environmental Pollution***, 216: 724-737.
- Peixoto D., Pinheiro C., Amorim J., Teles L. O. Guilhermino L. and Vieira M. N. (2019). Microplastic pollution in commercial salt for human consumption: A review. ***Estuarine Coastal Shelf Science***, 219: 161-168. <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2019.02.018>.

- Peixoto J., Silva P.L. and Krüger R.H. (2017). Brazilian Cerrado soil reveals an untapped microbial potential for pretreated polyethylene biodegradation. *Journal of Hazardous Materials*, 324: 634-644.
- Perez P. (2013). Typage de *staphylococcus aureus* par MLVA: étude de faisabilité de la détection par HRM. Sciences du Vivant [q-bio]. Université de Lorraine. hal-01733242
- Plastics Europe (2018). PlasticsEurope, plastics-the facts 2018 : une analyse des données européennes sur la production, la demande et les déchets de plastiques. PlasticsEurope, Bruxelles, Belgique.
- Popovic B. (2019). The optimal solution to the problems by regression analysis. *Journal of Engineering Management and Competitiveness*, 9(1): 25-37. <http://www.tfzr.uns.ac.rs/jemc> .
- Pramila R., Ramesh K.V. (2011). Biodegradation of low density polyethylene by fungi isolated from seawater-an SEM analysis. *African Journal of Microbiology Research*, 5: 5013-5018.
- Premraj R. and Doble M. (2005). Biodegradation of polymer. *Indian Journal of Biotechnology*, 4:186-193.
- Price-Whelan A., Dietrich L. E. and Newman D. K. (2007). Pyocyanin Alters Redox Homeostasis and Carbon Flux through Central Metabolic Pathways in *Pseudomonas aeruginosa* PA14. *Journal of Bacteriology*, 189: 6372-6381.
- Priyanka N. and Archana T. (2011). Biodegradability of polythene and plastic by the help of microorganism: A way for brighter future. *Journal of Environmental and Analytical Toxicology*. 1 (4): 1000111. doi: 10.4172/21610525.1000111.
- Punnamurthy R., Sampathkumar D., Patel R., Ranganagowda G., Bennehalli B. and Srinivasa C.V. (2017). Mechanical properties of abaca fiber reinforced polypropylene composites: Effect of chemical treatment by benzenediazonium chloride. *Journal of King Saud University - Engineering Sciences*, 29: 289-294.
- Puri N., Kumar B., Tyagi H. (2013). Utilization of recycled wastes as ingredients in concrete mix. *International Journal of Innovative Technology and Exploring Engineering*, 2(2):74-78.
- Ragaert K., Delva L., Van Geem K. (2017). Mechanical and chemical recycling of solid plastic waste. *Waste Management*, 69: 24-58.

- Rahman A. and Syamsu K. (2018). Biodegradability of oil palm cellulose-based bioplastics. *IOP Publ. IOP Conference Series: Earth Environmental Science*, 183: 1-5. doi: 10.1088/1755-1315/183/1/012012.
- Ramone A. (2015). Evolutions moléculaires au cours de la dégradation biotique et abiotique de polymères bio-sourcés (PLA et PBS) et fossiles à l'aide de la viscoélasticité à l'état fondu. Autre. Université Blaise Pascal - Clermont-Ferrand II, Français. 182p.
- Ranjan V.P. and Goel S. (2019). Degradation of Low-density polyethylene film exposed to UV radiation in four environments. *Journal of Hazardous, Toxic and Radioactive Waste*, 23(4): 11 P.04019015.
- Rayne S. (2008). The needs for reducing plastic shopping bag use and disposal in Africa. *African Journal of Environmental Science and Technology*, 3: 1-3.
- Reisser J. Shaw J. Hallegraeff G. Proietti M. Barnes D.K.A Thums M., Wilcox C., Hardesty B.D. and Pattiarachi C. (2014). Millimeter-sized marine plastics: a new pelagic habitat for microorganisms and invertebrates. *PLOS One*, 9(6): e100289. doi:10.1371/journal.pone.0100289.
- Restrepo-Florez J.M., Bassi A. and Thompson M.R. (2014). Microbial degradation and deterioration of polyethylene – a review. *International Biodeterioration and Biodegradation*, 88: 83 -90.
- Riffaud C. (2019). Etude fonctionnelle et régulations croisées de systèmes toxine-antitoxine de type I exprimés par *Staphylococcus aureus*. Médecine humaine et pathologie. Université Rennes 1. 265P.
- Roohi, Bano K., Kuddus M., Zaheer M.R., Zia Q., Khan M.F., Ashraf G.M., Gupta A. et Aliev G. (2017). Microbial enzymatic degradation of biodegradable plastics. *Current Pharmaceutical Biotechnology*, 18(5): 429-440. <https://doi.10.2174/1389201018666170523165742>.
- Rose R.S., Richardson K.H., Latvanen E.J., Hanson C.A., Resmini M. et Sanders I.A. (2020). Microbial degradation of plastic in aqueous solutions demonstrated by CO₂ evolution and quantification. *International Journal of Molecular Science*, 21: 1176. <https://doi.org/10.3390/ijms21041176>.
- Roux A. and Ghigo J.M. (2006). Bacterial biofilms, *Académie-vétérinaire- de France*.

- Rujnić-Sokele M. and Pilipović A. (2017) Challenges and opportunities of biodegradable plastics: a mini review. *Waste Management and Research*, 35:132-140.
- Saadi Z. (2008). Etude de la dégradation fongique des polymères : cinétique de dégradation des polymères et caractérisation des sous-produits de dégradation - Etude de l'écotoxicité de ces polymères. Thèse de Doctorat, Université Du Maine -UFR-Sciences et Technologie. 151p.
- Sadoff J C. and Artenstein M.S. (1974). The outer cell-wall membrane of *Pseudomonas aeruginosa*. *Journal of infectious diseases*, 81-93.
- Sako T. and Tsuchida N. (1983). Nucleotide sequence of the staphylokinase gene from *Staphylococcus aureus*. *Nucleic Acids Research*, 11: 7679-7693.
- Saminathan P., Sripriya A., Nalini K., Sivakumar T. et Thangapandian V. (2014) Biodegradation of plastics by *Pseudomonas putida* isolated from soil samples. *Journal of Advanced Botany and Zoology*, 1(3): 34-38.
- Sangale M.K., Shahnawaz M. and Ade A.B. (2012). A review on biodegradation of polythene: the microbial approach. *Journal of Bioremediation and Biodegradation* 3(64): 1-9. doi:10.4172/2155-6199.1000164.
- Santacoloma-Londoño S., Buitrago-González M.E., Lamus-Molina V., Asprilla S., Ruiz-Terán J.E., Villegas-Méndez L.C. (2019). Evaluation of the biodegradation of polyethylene, polystyrene and polypropylene, through controlled tests in solid suspension with the fungus *Aspergillus flavus*. *Scientia et Technica Año XXIV*, 24(03): 532-540. Universidad Tecnológica de Pereira. ISSN 0122-701 y ISSN-e2344-7214.
- Sarkar S., Sreenivasan S. and Premkumar R. (2009). Biodegradation of propiconazole by *Pseudomonas putida* isolated from tea rhizosphere. *Plant, Soil and Environ*, 55: 196-201.
- Saruni N.H., Razak S.A., Habib S., Ahmad S.A., Alias S.A., Johari W.L.W., Smykla J. and Yasid N.A. (2019). Comparative screening methods for the detection of biosurfactant-producing capability of Antarctic hydrocarbon-degrading *Pseudomonas sp.* *Journal of Environmental Microbiology and Toxicology*, 7: 44-47.
- Satti, S. M., Shah, A. A., Auras, R. & Marsh, T. L. (2017). Isolation and characterization of bacteria capable of degrading poly(lactic acid) at ambient temperature. *Polymer Degradation and Stability*, 144: 392-400.

- Schmidt C., Krauth T. and Wagner S. (2017). Export of plastic debris by rivers into the sea. *Environmental Science and Technology*, 51: 12246-12253.
- Schwarz A.E., Ligthart T.N., Boukris E., van Harmelen T. (2019). Sources, transport, and accumulation of different types of plastic litter in aquatic environments: A review study, *Marine Pollution Bulletin* 143: 92-100.
- Scott G. (2000). Green polymers. *Polymer Degradation and Stability*, 68: 1-7.
- Sen S.K. and Raut S. (2015). Microbial degradation of low density polyethylene (LDPE): A Review. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, 3: 462-473.
- Shah A.A., Hasan F., Hameed A. and Ahmed S. (2008) Biological degradation of plastics: a comprehensive review. *Biotechnology Advances*, 26(3): 246-265.
- Shaw L., Golonka E., Potempa J. and Foster S.J. (2004). The role and regulation of the extracellular proteases of *Staphylococcus aureus*. *Microbiology*, 150: 217-228.
- Shimao M. (2001). Biodegradation of plastics. *Current Opinion in Biotechnology* 12(3): 242-247.
- Silby, M.W., Winstanley, C., Godfrey, S.A.C., Levy, S.B., and Jackson, R.W. (2011). Pseudomonas genomes: diverse and adaptable. *FEMS Microbiology Review*. 35: 652-680.
- Singh B. and Sharma N. (2008). Mechanistic implications of plastic degradation. *Polymer Degradation and Stability*, 93(3): 561-584. <https://doi.org/10.1016/j.polymdegradstab.2007.11.008>.
- Singh G., Chandoha-Lee C., Zhang W., Renneckar S., Vikesland P.J. et Pruden A. (2016). Biodegradation of nanocrystalline cellulose by two environmentally relevant consortia. *Water Research*, 104: 137-146.
- Singh N., Hui D., Singh R., Ahuja I.P.S. Feo L., Fraternali F. (2017). Recycling of plastic solid waste: A state of art review and future applications. *Composites Part B Engineering*, 115, 409–422.
- Singh S. et Rawat P.S. (2019). Biodegradation of plastic: an innovative solution to protect human health and the environment. In: *Handbook of Research on Environmental and Human Health Impacts of Plastic Pollution*: Pennsylvania, États-Unis: IGI Global; 435-461. doi: 10.4018/978-1-5225-9452-9.ch022.

- Sivan A. (2011). New perspectives in plastic biodegradation. *Current Opinion in Biotechnology*, 22: 422- 426.
- Skariyachan S., Patil A.A., Shankar A., Manjunath M., Bachappanavar N., Kiran S. and Enhanced. (2018). Polymer degradation of polyethylene and polypropylene by novel thermophilic consortia of *Brevibacillus* sps. and *Aneurinibacillus* sp. screened from waste management landfills and sewage treatment plants. *Polymer Degradation and Stability*, 149: 52-68.
- Solbi S. (2013). Effet du repiquage de *Pseudomonas aeruginosa* sur les caractères morphologiques, biochimiques et sensibilité aux antibiotiques. Thèse en pharmacie, Université Mohammed v -Souissi- Faculte de Medecine et de Pharmacie, 79 P.
- Song J.H., Murphy R.J., Narayan R. and Davies G.B.H. (2009). Biodegradable and compostable alternatives to conventional plastics. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, 364: 2127-2139.
- Soroudi A. and Jakubowicz I. (2013). Recycling of bioplastics, their blends and biocomposites: A review. *European Polymer Journal*, 49 : 2839-2858.
- Souley Lie et MoustaphA F.S. (2002). Sensibilité et évolution de la résistance de *Pseudomonas aeruginosa* aux antibiotiques à l'hôpital du point G. Thèse présenté pour obtenir le grade de docteur en pharmacie, Université de Bamako 95 P.
- Stanier R. Y., Palleroni N. J. et Doudoroff M. (1966). The aerobic pseudomonads: a taxonomic study. *Journal of General Microbiology*, 43 : 159-271.
- Su S.S.S., Lae K.Z.W. et Ngwe H. (2018). Isolement et identification de *Pseudomonas aeruginosa* à partir d'un sol clinique. Université de Yangon Res. J. 8, 271-275.
- Suresh B., Maruthamuthu S., Palanisamy N., Ragnathan R., Navaneetha K., Pandiyaraj and Muralidharan (2011). Investigation on biodégradability of the polyethylene by *Bacillus cereus* Ma-su, isolated from compost soil. *International Research Journal of Microbiology* 2 (8): 292-302.
- Sussarellu R., Suquet M., Fabioux C., Permet M.E., Le Goic N., Quillien V., Mingant C., Epelboin Y., Corporeau C., Guyomarch J., Robbens J., Paul-Pont I., Soudan P. and Huvet A. (2016). Oyster reproduction is affected by exposure to polystyrene microplastics. *Proceeding of National Academy of Science*, 113: 2430-2435.

- Tamsa Arfao A., Lontsi Djimeli C., Noah Ewoti O.V., Bricheux G., Nola M. and Sime-Ngando T. (2016). Detachment of adhered enteropathogenic *Escherichia coli* cells from polythene fragments immersed in aquatic microcosm using *Eucalyptus microcorys* extract (Myrtaceae). *Current Research in Microbiology and Biotechnology*, 3(4): 847-857
- Taylor D.R. (2004). Mechanistic aspects of the effect of stress on the rate of photochemical degradation reactions in polymers. *Journal of Macromolecular Science: Part C Polymer Review* 44(4): 351-88.
- Tazi K., Hathaway., Chiuzan C. and Shirai K. (2015). Survival of melanoma patients with brain metastases treated with ipilimumab and stereotactic radiosurgery. *Cancer Medicine*, 4(1): 1-6. doi: 10.1002/cam4.315.
- Temoor A., Muhammad S., Farrukh A., Ijaz R., Asad Ali S., Muhammad N., Amir H., Natasha M., Irfan M., Sher M. (2018). Biodegradation of plastics: current scenario and future prospects for environmental safety. *Environmental Science and Pollution Research* <https://doi.org/10.1007/s11356-018-1234-9>.
- Tharanathan R.N. (2003). Biodegradable films and composite coatings: past, present and future. *Trends in Food Science and Technology*, 14: 71-82
- Thomas B.T., Olanrewaju-Kehinde D.S.K., Popoola O.D. and James E.S. (2015). Degradation of Plastic and Polythene materials by some selected microorganisms isolated from soil. *World Applied Sciences Journal*, 33(12):1888-1891
- Tille P.M. (2014). Bailey and Scott's diagnostic microbiology.
- Tofallis C. (2008). Percentage Least Squares Regression. *Journal of Modern Applied Statistical Methods*, 7(2): 526-534.
- Tokiwa Y. and Calabia B.P. (2004). Review degradation of microbial polyesters. *Biotechnology Letters*, 26(15): 1181-1189. <https://doi.org/10.1023/B:BILE.0000036599.15302.e5>
- Tokiwa Y., Calabia B.P., Ugwu C.U. and Aiba S. (2009). Biodegradability of plastics. *International Journal of Molecular Science*, 10(9): 3722-3742. <https://doi.org/10.3390/ijms10093722>
- Tosin M., Weber M., Siotto M., Lott C., Degli Innocenti F., Briones A. and Innocenti F.D. (2012). Laboratory test methods to determine the degradation of plastics in marine environmental conditions. *Frontiers in Microbiology*, 3 : 1-9.

- Tounsi D. et Zergane K. (2020). Effet des agents oxydants sur les propriétés mécaniques et thermiques des composites de polypropylène renforcés par des fibres de palmier. Mémoire de Master, Université de Biskra, Science de la matière, Chimie des matériaux. 43P.
- Tsabdo Kenfack G. (2021). Cameroun : Près de 43 tonnes d’emballages plastiques non biodégradables détruits, Mediaterrre. org - Source: <https://www.mediaterrre.org/actu,20211008125238,6.html>
- Turner A. (2016). Heavy metals, metalloids and other hazardous elements in marine plastic litter. *Marine Pollution Bulletin*, 111: 136-142.
- UNEP (2015). Évaluation des déchets marins en Méditerranée. United Nations Environment Programme / Mediterranean Action Plan (UNEP/MAP) et Schwarz A.E., Ligthart T.N., Boukris E., Van Harmelen T. (2019). Sources, transport, and accumulation of different types of plastic litter in aquatic environments: A review study. *Marine Pollution Bulletin* 143: 92-100.
- van Wamel W.J., Rooijackers S.H., Ruyken M., van Kessel K.P. and van Strijp J.A. (2006). The innate immune modulators staphylococcal complement inhibitor and chemotaxis inhibitory protein of *Staphylococcus aureus* are located on beta-hemolysin-converting bacteriophages. *Journal of Bacteriology*, 188: 1310-1315.
- Vijaya C. et Reddy R.M (2008). Impact of soil composting using municipal solid waste on the biodegradation of plastics. *Indian Journal of Biotechnology*, 7: 235-239
- Vitko N.P. and Richardson A.R. (2013). Laboratory Maintenance of Methicilin-Resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA). In Coico R, Kowalik T, Quarles J, Stevenson B, Taylors R, editors. *Current protocols in Microbiology*. Hoboken, NJ, USA: John wiley and sons, Inc.
- Vu D.H. Åkesson D. Taherzadeh M.J. and Ferreira J.A. (2020). Recycling strategies for polyhydroxyalkanoate-based waste materials: An overview. *Bioresource Technology*, 298: 1-9.
- Wahyuningtyas N. et Suryanto H. (2017). Biodegradation analysis of cassava starch bioplastics. *Journal of Mechanical Engineering Science and Technology*, 1: 24-31. <https://doi.10.17977/um016v1i12017p024>.

- Wanga B.M. B, Balume B. C., Wafula M. Dieudonné, Kamoniboko M. Adelbert, Mulaj M. Nathalie, Mpiana T. Pius, Kabati N. Christian, and Musibono D.E.D (2014). Etude Comparative des Instruments Juridiques de la RD Congo, du Cameroun et du Congo-Brazza sur la Production des Emballages Non-Biodégradables, *International Journal of Innovation and Applied Studies*, 9 : 2028-9324
- Wanja N. (2021). L'interdiction du plastique mettra fin à des inondations catastrophiques au Cameroun, Greenpeace, Les Blogs.
- Wei R., Oeser T., Then J., Kuhn N., Barth M., Schmidt J. and Zimmermann W. (2014). Functional characterization and structural modeling of synthetic polyester- degrading hydrolases from *Thermomonospora curvata*. *AMB Express*, 4:44. doi: 10.1186/s13568-014-0044-9 .
- Wilkes R.A. and Aristilde L. (2017). Degradation and metabolism of synthetic plastics and associated products by *Pseudomonas sp*: capabilities and challenges, *Journal of Applied Microbiology* ISSN 123: 1364-5072
- Williams H.D., Zlosnik J. E. and Ryall B. (2007). Oxygen, cyanide and energy generation in the cystic fibrosis pathogen *Pseudomonas aeruginosa*. *Advances in Microbial Physiology*, 52: 1-71.
- Wright S. and Kelly F. (2017). Plastic and Human Health: A Micro Issue. *Environmental Science and Technology*, 51: 6634-6647.
- Yagi H., Ninomiya F., Funabashi M. and Kunioka M. (2014). Mesophilic anaerobic biodegradation test and analysis of eubacteria and archaea involved in anaerobic biodegradation of four specified biodegradable polyesters. *Polymer Degradation and Stability*, (110): 278-283.
- Yamada-Onodera K., Mukumoto H., Katsuyaya Y., Saiganji A. and Tani Y. (2001). Degradation of polyethylene by a *Penicillium simplicissimum* YK fungus. *Polymer Degradation and Stability*, 72: 323-327.
- Yang H.S., Wolcott M., Kim H.S. and Kim H.J. (2005). Thermal properties of lignocellulosic filler-thermoplastic polymer bio-composites. *Journal of Thermal Analysis and Calorimetry*, 82(1): 157-160. <https://doi.org/10.1007/>
- Yang H.S., Yoon J.S. and Kim M.N. (2004). Effets of storing mature compost on its potential for biodegradation of plastics. *Polymer Degradation and Stability*, 84: 411-417

- Yoon M.G., Jeon J.H. and Kim M.N. (2012). Biodegradation of polyethylene by a soil bacterium and AlkB cloned recombinant cell. *Journal of Bioremediation and Biodegradation*, 3: 145. doi: 10.4172/2155-6199.
- Yoshida S., Hiraga K., Takehara T. and Oda K. (2016). A bacterium that degrades and assimilates poly(ethylene terephthalate). *Science*, 351: 1196-1199.
- Zamakhaeva S.A., Fedorov D.N. and Trotsenko Y.A. (2017). Methylophilic Producers of Bioplastics (Review). *Applied Biochemistry Microbiology*, 53: 389-400
- Zerhouni K. (2021). Isolement et caractérisation des bactéries dégradatrices de plastiques industriels, Thèse de Doctorat 3ème CYCLE, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Université Djillali Liabes DE SIDI BEL ABBES, 82 p.
- Zettler E.R., Mincer T.J. and Amaral-Zettler L.A. (2013) - Life in the "plastisphere": microbial communities on plastic marine debris. *Environmental Science and Technology*, 47(13): 7137-7146.
- Zhang X., Zhang B., Miao R., Zhou J., Ye L., Jia D., Peng W., Yan L., Zhang X., Tan W., Li X. (2018). Influence of temperature on the bacterial community in substrate and extracellular enzyme activity of *Auricularia cornea*. *Mycobiologie*, 46(3): 224-235. <https://doi.org/10.1080/12298093.2018.1497795>.

PUBLICATIONS ISSUES DE LA THESE

- Mouafo Tamnou E.B.**, Tamsa Arfao A., Nougang M.E., Metsopkeng C.S., Noah Ewoti O.V., Mougang L.M., Nana P.A., Atem Takang-Etta L.R., Perrière F., Sime-Ngando T. and Nola M. (2021). Biodegradation of polyethylene by the bacterium *Pseudomonas aeruginosa* in acidic aquatic microcosm and effect of the environmental temperature. *Environmental Challenges*, (3): 1-8. <https://doi.org/10.1016/j.envc.2021.100056>.
- Mouafo Tamnou E.B.**, Nougang M.E., Metsopkeng C.S., Manouore Njoya A., Eheth J.S., Mbenoun Masse P.S., Nana P.A., Sime-Ngando T. and Nola M. (2022). Comparison of the biodegradation of Polypropylene (PP) and Low Density Polyethylene (LDPE) by *Pseudomonas aeruginosa* and *Staphylococcus aureus* at different pH ranges under mesophilic condition. *Journal of Advances in Microbiology*, 22(9): 60-76. Doi: 10.9734/JAMB/2022/v22i930489.184

COMMUNICATION SCIENTIFIQUE

MOUAFO Importance de la température ambiante dans les essais de biodégradation du polyéthylène par la bactérie *Pseudomonas aeruginosa* en microcosme aquatique acide, CONFCAYS 2021, MINRESI, du 18 au 21 aout 2021.



Biodegradation of polyethylene by the bacterium *Pseudomonas aeruginosa* in acidic aquatic microcosm and effect of the environmental temperature

Edith B. Mouafo Tamnou^a, Antoine Tamsa Arfao^a, Mireille E. Nougang^b, Claire S. Metsopkeng^a, Olive V. Noah Ewoti^a, Luciane M. MOUNGANG^a, Paul A. Nana^c, Linda-Rose Atem Takang-Etta^d, Fanny Perrière^e, Téléphore Sime-Ngando^e, Moïse Nola^{a,*}

^a Laboratory of Hydrobiology and Environment, Faculty of Science, University of Yaounde 1, P.O. BOX 812, Yaounde, Cameroon

^b Zoology laboratory, Faculty of Sciences, University of Maroua, P.O. Box 814, Maroua, Cameroon

^c Department of Oceanography and Limnology, Institute of Fisheries and Aquatic Sciences, University of Douala, P.O.Box 7236, Douala, Cameroon

^d Chemical Engineer, Research Assistant, National Committee for Development of Technologies (CNDT), Ministry of Scientific Research and Innovation, Cameroon

^e Laboratoire « Microorganismes: Génome et Environnement (LMGE) », Université Clermont Auvergne, Aubière Cedex, France

ARTICLE INFO

Keywords:

Biodegradation
Polyethylene
P. aeruginosa
Acidic aquatic microcosm
Temperatures variation

ABSTRACT

The main problem about plastic packaging after their use is the fate of the plastic waste disposed of into the environment. This study was carried out in aquatic microcosm and aimed at assessing the impact of the temperature of an acidic environment on the polyethylene degradation by the bacterium *Pseudomonas aeruginosa*, as well as the electrical conductivity of the medium and the temporal abundance dynamics of cells involved. Sterilized pieces of polyethylene of 0.08 g in weight were immersed in sterile mineral solutions of pH 5 in glass flasks containing *P. aeruginosa* cells at concentration adjusted to 186.10^3 CFU/100 μ L. The whole was incubated at 7 °C, 23 °C, 37 °C and 44 °C for 10 days, 20 days and 30 days. Analysis after incubations showed that electrical conductivity which was 3386 μ S/cm at the initial moment increased with an increase in incubation period. Its highest value 5476 μ S/cm was noted at 44 °C after 30 days. The pH of solutions decreased. Its lowest value 4.11 was noted at 7 °C after 10 and 20 days. The apparent degradation rates of polyethylene fragments varied from 8.10^{-5} g/10days (at 7 °C and 23 °C) to 2.10^{-4} g/10days (at 44 °C). The highest percentage of weight loss of the polyethylene was 6.25% registered after 30 days at 44 °C. The apparent changing rates in cell abundance varied with variation in incubation temperature. It was positive under 7 °C and 23 °C reflecting relative cell growth, and negative under 37 °C and 44 °C reflecting relative cell inhibition. The highest relative apparent cell growth rate was 1.831 CFU/10days recorded at 23 °C and the highest relative apparent cell inhibition rate was 7.831 CFU/10days recorded at 44 °C. In solutions, the pH, electrical conductivity and the weight of the fragments varied significantly from one incubation temperature to another and from one incubation period to another ($P < 0.05$). Cell abundances varied only from one incubation temperature to another ($P < 0.05$). The biodegradation process of polyethylene by *P. aeruginosa* under various environmental conditions and the impact of the products released on cells remains incompletely understood.

1. Introduction

The production of plastic packaging and their role in society has been known for several years. They are used as plastic bags, water and milk bottles, food packaging and toys (Sangale et al., 2012; Wilkes and Aristilde, 2017). The problem is with their fate in the environment after use. Changes in their properties in natural environment due to chemical, physical or biological reactions resulting in bond scissions and subsequent chemical transformations are categorized as polymer degradation. Depending on the nature of the causing agents, it has been

classified as photo-oxidative degradation, thermal degradation, ozone-induced degradation, mechano-chemical degradation, catalytic degradation and biodegradation (Singh and Sharma, 2008).

According to Sivan (2011), biodegradable polymers are polymers whose chemical structure enables direct enzymatic degradation or mainly results in the microbial processes (Bonhomme et al., 2003). They are also called bioplastics. They are able to mineralize into Carbon dioxide, Methane, water, inorganic compounds (such as CO₂, H₂O, or CH₄), or biomass through the enzymatic action of specific microorganisms such as bacteria and fungi under appropriate environmental conditions (Soroudi and Jakubowicz, 2013; Adhikari et al., 2016; Koch and Miha-

* Corresponding author.

E-mail address: moise.nola@yahoo.com (M. Nola).

lyi, 2018; Ashok and Rejeesh, 2019). The process can either be aerobic or anaerobic. Aerobic microbes use Oxygen as an electron acceptor, and break down organic chemicals into smaller organic compounds, whereas anaerobic biodegradation is the breakdown of organic contaminants by microorganisms when Oxygen is not present (Gu, 2003; Priyanka and Archana, 2011). Polymers become brittle and crumble to small fragments and particles called microplastics (Sivan, 2011). They are plastic particles characterized by a diameter less than 5 mm and derived from macroplastics' degradation. Some of them have been identified in food, drinking water, soil, and in the air (Folino et al., 2020).

Non-biodegradable plastics, usually known as synthetic plastics, are derived from petrochemicals. They are a continuous reoccurrence of small monomer units, thus have a very high molecular weight. On the other hand, biodegradable plastics are made from renewable resources which are completely biodegrade in their natural forms (Ghosh et al., 2013; Imre and Pukanszky, 2013; Alshehrei, 2017).

It is indicated that many bacteria species such as *Pseudomonas fluorescens* and *P. aeruginosa* show high ability to degrade polyethylene in aquatic environment under pH 7 and at 30–37 °C. The acidic pH seriously impacts negatively their activities compared to the alkaline condition (Hussein et al., 2015). A bacterial consortium (*Pseudomonas putida*, *Pseudomonas fluorescens*, *Vibrio alginolyticus*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Pseudomonas stutzeri*, *Flavobacterium* species and *Anabena* species) also degrade this plastic under slightly alkaline condition (pH 7.5) at 26 °C (Veethahavya et al., 2016). Other bacterial strains (*Bacillus krulwichiae*, *Bacillus pseudofirmus*, *Prolinoborus fasciculus*, and *Bacillus* sp.) with unique capabilities to use low-density polyethylene as sole carbon source were isolated from a hyper alkaline spring (pH 11) (Dela Torre et al., 2018). This material can also be degraded in thermophilic condition by the appropriate bacterial strain as *Brevibacillus borstelensis* (Hadad et al., 2005). Others studies carried out under temperature ranged from 15 to 28 °C indicate that temperature is an important environmental factor that affects biodegradation rates, even though the apparent activation energy of the biodegradation reaction does not vary, showing persistency in the metabolic activities of the involved mesophilic microbial communities (Pischedda et al., 2019).

Despite this scattered information on microbial activity either under acidic or alkaline conditions, or under controlled temperature conditions regardless of pH, little data on the impact of varying the temperature of the medium on the biodegradation of this plastic and on the microbial biomass changes under acidic pH is available. Little is also known about the level of mineralization of the aquatic medium during the biodegradation process under controlled conditions. The present study aims at evaluating the evolution of pH, electrical conductivity and cell abundance linked to the biodegradation of low density polyethylene under various controlled temperature in acidic aquatic environment.

2. Materials and methods

2.1. Making polyethylene fragments

Low density polyethylene of thickness 60 µm was used. It is a linear hydrocarbon polymer consisting of long chains of ethylene monomers (C₂H₄). It was cut into square fragments of 4 cm on each side. The weight of each fragment was adjusted to 0.08 g. The fragments were then immersed in a 70/30 (W/W%) water-ethanol mixture for sterilization according to Saadi (2008), then removed using sterile forceps, dried for 4 hours at 45 °C in an incubator and stored at room temperature (23 ± 1 °C) in sterile Petri dishes.

The sterility of the polymers fragments was verified. For this, few pieces were put on a standard plate count agar poured into 15 Petri dishes 90 mm in diameter. These Petri dishes were then divided into 3 groups of 5 Petri dishes each. The first group was then incubated at 42 °C for 2 days. The second was incubated at 37 °C for 3 days, and the third was incubated at laboratory temperature (23 ± 1 °C) for 5 days. The

absence of any colony forming unit (CFU) after the various incubations testified the sterility of the plastic fragments stored.

2.2. Isolation and identification of bacterial strains

The bacterium chosen for this study was *Pseudomonas aeruginosa*. It was chosen for its ability to use many carbon substrates as the sole source of carbon and energy in a simple mineral medium, its wide range of growth temperature, its ubiquitous character and its possibility of forming biofilms in environment (Hussein et al., 2015; Wilkes and Arstilde, 2017; Su et al., 2018).

The bacterium *P. aeruginosa* was isolated from surface water of Yaounde (Cameroon, Central Africa) using the membrane filtration method, on Cetrimide nalidixic agar culture medium (CN, Difco Laboratories, Detroit, MI, USA) contained in Petri dish. Incubation was done at 37 °C for 24 h. The typical *P. aeruginosa* colonies on CN agar medium were subsequently identified by using conventional biochemical tests (Holt et al., 2000; Gyung Yoon et al., 2012; Su et al., 2018).

2.3. Preparation of *Pseudomonas aeruginosa* culture

For the preparation of cell bacteria's stocks, a colony forming unit (CFU) from CN agar medium was inoculated into 100 mL of nutrient broth (Oxford) for 24 h at 37 °C. After this period, cells were harvested by centrifugation at 8000 rev/min for 10 min at 10 °C and washed twice with NaCl (0.85%) solution. Each pellet was re-suspended in 50 mL of NaCl solution. After homogenization, 1 mL of the obtained solution was then transferred into 500 mL of sterile NaCl solution (0.85%) in Erlenmeyer flask for later use.

2.4. Experimental protocol

The biodegradability tests were carried out on incomplete media (free of carbon source) but containing mineral elements necessary for the bacteria. The mineral elements necessary for the growth of *P. aeruginosa* according to Saadi (2008) and Su et al. (2018), were thus dissolved in distilled water contained in Erlenmeyer flasks, in the required weight concentration. The pH was then adjusted to 5 using a pH-meter and 0.1 N HCl solution. 200 mL of the mineral solution was then distributed into each of the 48 glass flasks of 250 mL. These glass flasks were then sterilized in the autoclave. After cooling the mineral suspensions, the sterile plastic fragments, prepared and stored as indicated above, were sterily introduced into each of the 48 vials. Then 2 mL of *P. aeruginosa* suspension compared to the Mc Farland solution previously prepared were introduced into 36 of the 48 flasks, then homogenized. The cells concentration was thus adjusted to 186.10³ CFU/100 µL.

The 36 glass flasks containing the plastic fragments and bacterial cells were placed into 3 groups named A, B and C, each group having 12 glass flasks. The glass flasks of each group were then placed into 4 further subgroups. The glass flasks of group A were thus placed into subgroups A7, A23, A37 and A44. Those of group B were placed into subgroups B7, B23, B37 and B44, and those of group C into subgroups C7, C23, C37 and C44. Each subgroup consisted of 3 glass flasks. All the glass flasks of group A were incubated for 10 days, those of group B for 20 days, and those of group C incubated for 30 days. The triplets of the A7, B7 and C7 subgroups glass flasks were incubated at 7 °C. Those of subgroups A23, B23 and C23 were incubated at room temperature (23 ± 1 °C). The triplets of flasks of subgroups A37, B37 and C37, and those of subgroups A44, B44 and C44, were incubated at 37 °C and 44 °C, respectively.

The other 12 glass flasks whose solutions contained the plastic fragments and devoid of bacterial cells served as controls. Each temperature and incubation duration thus had a control vial.

2.5. Biodegradability assessment of the polyethylene fragments

Several methods are used to assess the biodegradability of polymers fragments. These include, the formation of carbonyl group, the measurement of CO₂ production, estimation of bacterial abundance, quantitative estimation of the weight loss of the polymer fragments, changes in the chemical properties of the medium amongst others (Dela Torre et al., 2018; Rose et al., 2020; Min et al., 2020; Montazer et al., 2020). In this study, biodegradability was assessed using the last 3 criteria.

At the end of each incubation period and under each of the considered temperature, the solutions in flasks were vigorously stirred. This allows the homogenization of the solution and the detachment of the bacterial cells adhered to the polythene fragments. After, the abundance of cultivable bacterial cells was assessed in each solution, and the pH and the electrical conductivity of the solution were measured. Each polymer fragment was then taken out of solution, then dried and its weight determined.

The abundance of cultivable bacterial cells in 100 µL of each solution was assessed using plate count method. This was done on standard agar culture medium in a Petri dishes. The colony forming units (CFU) were determined after incubation of 24–48 h at 37 °C.

2.6. Data analysis

The temporal variation of each studied parameter was illustrated using histogram. Relationships between all parameters were assessed using Spearman correlation tests. The comparisons of the measured parameters (Weight of the polythene, *P. aeruginosa* abundance, pH and electrical conductivity values of solutions) amongst the incubation durations and temperatures have been carried out using the H-test of Kruskal-Wallis. The weight loss (WL) of polyethylene was calculated using the following formula (Montazer et al., 2020):

$$WL (\%) = \{(Initial\ weight - Final\ weight) / Initial\ weight\} \times 100.$$

The apparent degradation rates of polyethylene fragments and the changing rates in cells' abundance were assessed. The incubation period unit chosen was 10 days. The regression lines showing the temporal variations in the cells' bacterial abundances and the temporal variations in the polymer weight at each incubation period (10 days, 20 days and 30 days) as a function of each experimental temperature were plotted. Each straight regression line equation ($y = ax + b$) was calculated using the method of least squares (Bailey, 1981; Tofallis, 2008; Popovic, 2019). In this equation, y is the dependent variable; x is the explanatory variable; a is the slope of the regression line, and b is the intercept point of the regression line with the y -axis (i.e. when $x = 0$). The slope of the regression line obtained under each experimental condition was assimilated to the apparent degradation rates of polyethylene fragments on one hand and to the changing rates in cell abundance on the other hand. This changing rates in cell abundance was then compared to the cell apparent growth rate when positive, or to the cell apparent inhibition rate when negative (Nola et al., 2012). Data analysis was performed using Statistical software package (SPSS 25.0).

3. Results

3.1. Temporal variation of the pH and electrical conductivity values in solutions

Fig. 1 (A and B) shows the temporal variations of the average values of electrical conductivity and pH of solutions containing both bacterial cells and polyethylene fragments subjected to the degradation process under various temperatures. The electrical conductivity of the solutions at the initial moment was 3386 µS/cm. After 10 days of incubation, it was 3482 µS/cm under 7 °C, 4293 µS/cm under 23 °C, 4363 µS/cm under 37 °C, and 5348 µS/cm under 44 °C. The same gradual increase with increasing incubation temperature was also recorded after 20 and 30 days

(Fig. 1A). For the same incubation temperature, it was observed that the electrical conductivity increased with increasing incubation duration. Under 7 °C for example, it varied from 3386 µS/cm to 3482 µS/cm after 10 days of incubation, to 3519 µS/cm after 20 days and to 3606 µS/cm after 30 days of incubation. At room temperature (laboratory temperature), it is 4293 µS/cm after 10 days of incubation, 4367 µS/cm after 20 days of incubation, and 4387 µS/cm after 30 days of incubation. The same temporal and gradual increase of the electrical conductivity was noted at 37 °C and 44 °C. The highest value of the electrical conductivity was noted at 44 °C after 30 days of incubation (Fig. 1A).

For the pH, it decreased in all the solutions. At the end of each of the 3 incubation periods, the highest pH value was recorded under 37 °C. It was 4.94, 4.77 and 4.94 after 10, 20 and 30 days of incubation respectively (Fig. 1B). After 10 and 20 days, the lowest pH value was 4.11. This was noted when solutions were incubated under 7 °C. After 30 days, the lowest pH value registered was 4.47. It was noted when solutions were incubated under 44 °C. For all incubation periods, the highest pH values were recorded when the glass flasks containing cells and the polythene fragments were incubated under 37 °C (Fig. 1B).

3.2. Temporal variation in cells abundance

The averages of cells abundances fluctuated over time and with respect to the incubation temperature. At the initial moment, the cell abundance was 186.10³ CFU/100 µL. Under 7 °C of incubation, it changed to 181.10³ CFU/100 µL after 10 days, then to 261.10³ CFU/100 µL after 20 days, and to 184.10³ CFU/100 µL after 30 days of incubation (Fig. 2).

Under 23 °C, it changed to 266.10³ CFU/100 µL after 10 days, to 273.10³ CFU/100 µL after 20 days, and to 245.10³ CFU/100 µL after 30 days of incubation. The same patterns of temporal variations were observed when the glass flasks were incubated under 37 °C and 44 °C. Among all 3 incubation periods, the highest cell abundances were recorded under 23 °C, and the lowest under 44 °C (Fig. 2).

3.3. Temporal variation of weight of the polyethylene fragments

The average weight values of polyethylene fragments in the solutions varied with respect to the temperature and incubation duration (Fig. 3). The initial weight of polyethylene fragments which was 0.080 g decreased with increasing incubation period. Under 7 °C, the average weight of the fragments was 0.079 g after 10 and 20 days, and was 0.077 g after 30 days. The temporal decrease in fragment weight was recorded for each incubation temperature. Under each incubation temperature, the lowest weight of the fragments was recorded after 30 days of incubation. After 10 days, the lowest weight value was 0.077 g and this was recorded under 44 °C. After 20 and 30 days of incubation, it was 0.076 g and 0.075 g respectively, both recorded under 44 °C (Fig. 3).

3.4. Percentages of weight loss of the polyethylene fragments during incubations

Table 1 shows the percentage of weight loss of the polyethylene fragments under each incubation condition. It was observed that it varied with respect to the temperature and the incubation period. Under 7 °C, the percentages of weight loss was 1.25% after 10 days, 1.62% after 20 days and 3.38% after 30 days. Under 23 °C, it was 1.63%, 2.13% and 3.38% respectively after 10 days, 20 days and 30 days. The same profiles of the percentages of weight loss were recorded under 37 °C and 44 °C (Table 1). For each incubation, the highest percentage of weight loss was recorded under 44 °C incubation. It was 4.10% after 10 days, 5.00% after 20 days and 6.25% after 30 days (Table 1).

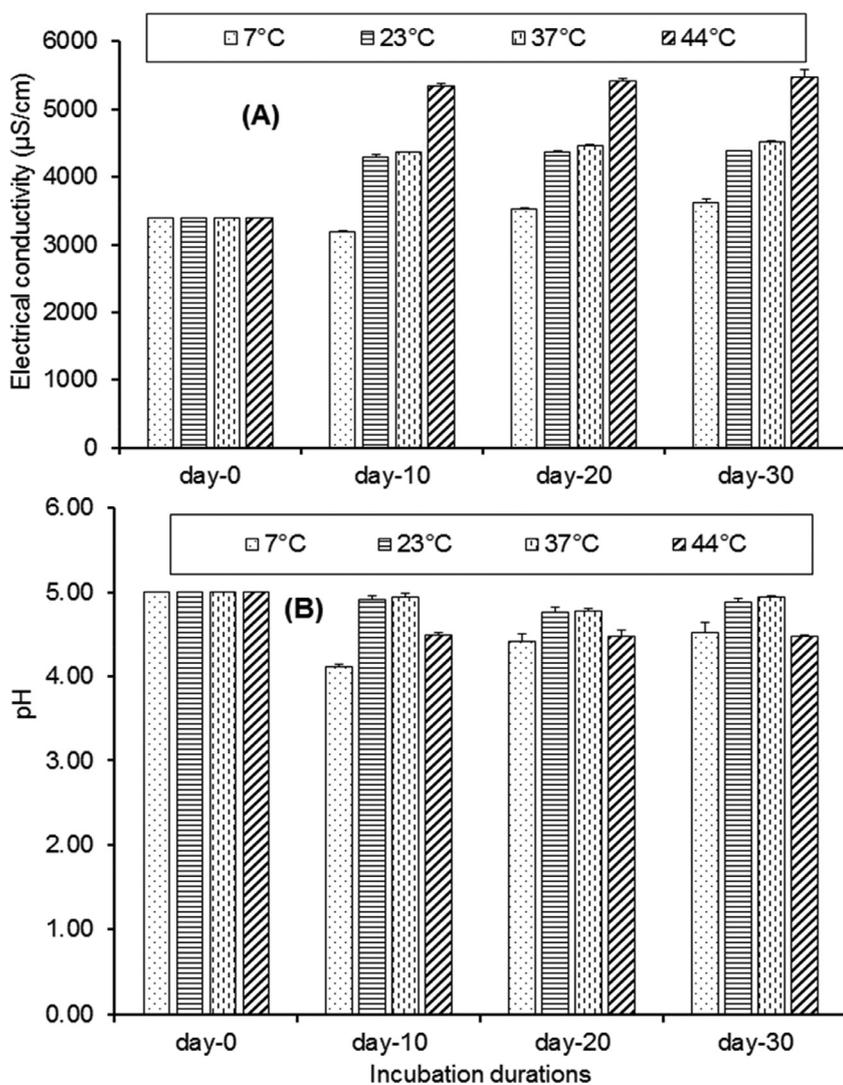


Fig. 1. Temporal variation of the electrical conductivity values (A) and the pH values (B) in solutions with respect to the fragments incubation temperatures in the presence of *P. aeruginosa* cells after each incubation period.

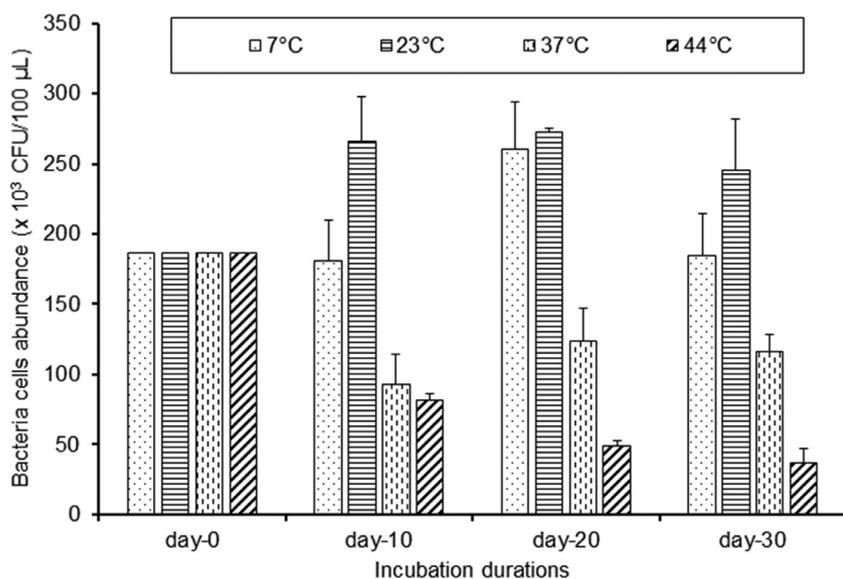


Fig. 2. Temporal variation of the mean values of cells abundance in solutions with respect to the polyethylene fragments incubation temperatures in the presence of *P. aeruginosa* cells after each incubation period.

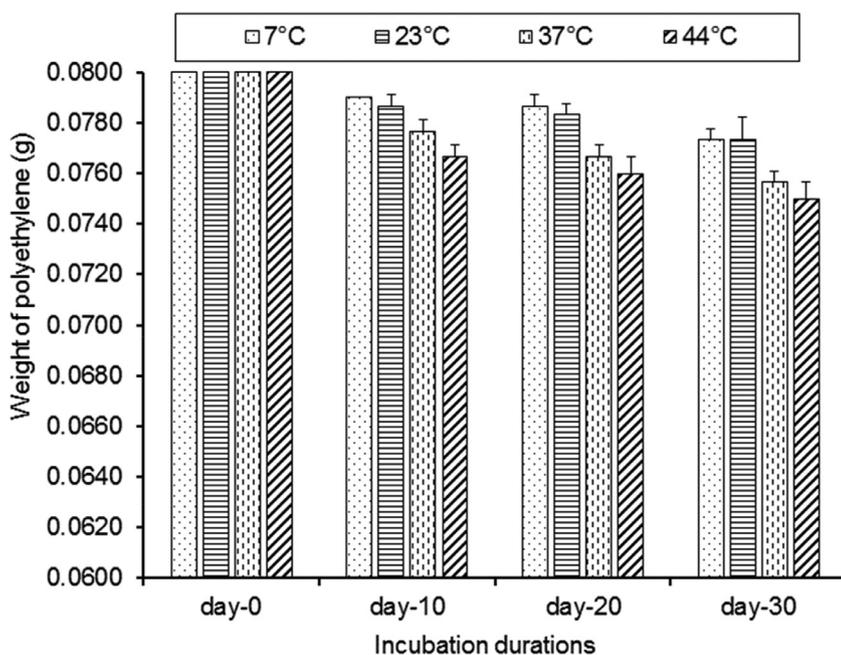


Fig. 3. Temporal variation of the mean values of the mass of polyethylene fragments registered with respect to the polyethylene fragments incubation temperatures in the presence of *P. aeruginosa* cells after each incubation period.

Table 1

Variations of the percentage of weight loss of the polyethylene fragments under each incubation condition in the presence of *P. aeruginosa* cells and after each incubation period.

| Incubation temperatures | Incubation period | | |
|-------------------------|-------------------|---------|---------|
| | 10 days | 20 days | 30 days |
| 7 °C | 1.25 | 1.62 | 3.34 |
| 23 °C | 1.63 | 2.13 | 3.38 |
| 37 °C | 2.88 | 4.13 | 5.37 |
| 44 °C | 4.10 | 5.00 | 6.25 |

3.5. Apparent degradation rates of polyethylene fragments and apparent changing rates in cells abundance

The apparent degradation rates of polyethylene fragments and the changing rates in cells abundance were assessed using the straight regression line method. The incubation period unit chosen was 10 days. The results are shown in Table 2. It appears that overall, the degradation rates of polyethylene fragments increased with increasing incubation temperature. The highest rate value was 2.10×10^{-4} g/10 days, and it was recorded under 44 °C. The lowest was 8.10×10^{-5} g/10 days and it was recorded under 7 °C and 23 °C.

The changing rates in cells abundance increased in general with the increasing of the incubation temperature. It was 0.740 CFU/10 days under 7 °C, 1.831 CFU/10 days under 23 °C. Under 37 °C and 44 °C, it was 1.784 CFU/10 days and 7.831 CFU/10 days respectively. However, under 7 °C and 23 °C, changing rates in cells abundance were positive whereas under 37 °C and 44 °C, they were negative (Table 2). This would mean that many bacterial cells died at the end of the incubation periods during the biodegradation process whereas many other cells grew during the process under 7 °C and 23 °C.

3.6. Correlations coefficients between the measured parameters

Spearman's "r" correlation coefficients were evaluated between the parameters measured under each incubation temperature. Their values are presented in Table 3. It can be noted that under 7 °C, the profile of weights of the immersed polyethylene fragments and that of electrical conductivity of solutions are significantly opposite ($P < 0.01$). The

same observation is also made for the 2 parameters under 23 °C and 37 °C ($P < 0.01$). However, the variation in weight of the polyethylene fragments and that of the pH values of the solutions are positively and very significantly correlated under 23 °C and 44 °C ($P < 0.05$). Changes in the cells abundance under 44 °C and the variation of the weight of the immersed polyethylene are positively and significantly correlated ($P < 0.01$); the same observations are made with the pH of solutions ($P < 0.01$) (Table 3). The variation profiles of the electrical conductivity and pH are significantly opposite under 23 °C and 37 °C ($P < 0.01$) (Table 3).

3.7. Comparison of the average values of all measured parameters amongst incubation durations and incubation temperatures

Comparisons of the average values of all parameters measured amongst incubation durations and incubation temperatures have been carried out using the Kruskal-Wallis H-test. The "P" values are presented in Table 4. It is noted that the pH, the electrical conductivity and the weight of the polyethylene fragments vary significantly from one incubation period to another ($P < 0.05$). However, the variations in cells abundance with respect to the incubation durations are not very significant ($P > 0.05$). All the parameters measured varied significantly from one incubation temperature to another ($P < 0.05$) (Table 4).

4. Discussion

In solutions containing polyethylene fragments and *P. aeruginosa* cells, the electrical conductivity increased with increasing incubation period. This increase in electrical conductivity seem to be strongly influenced by the medium temperature. It has been indicated that under appropriate environmental conditions, specific microorganisms such as bacteria and fungi can mineralize polyethylene fragment into inorganic compounds through the enzymatic action. This would lead to the increase in the levels mineralization of solutions (Soroudi and Jakubowicz, 2013; Adhikari et al., 2016; Koch and Mihalyi, 2018; Ashok and Rejeesh, 2019). In addition, polyethylene polymers contains some products that render them degradable. This include iron, cobalt, manganese, and calcium (Montazer et al., 2020).

The temperature of a medium is always as one of the key factors for the enzyme activity of the microorganisms present, regardless of

Table 2

Apparent degradation rates of polyethylene fragments and apparent changing rates in cells abundance values (with regression coefficient) under each incubation temperature.

| Assessed parameters | Incubation temperature | | | |
|--|-------------------------------|-------------------------------|-------------------------------|-------------------------------|
| | 7 °C | 23 °C | 37 °C | 44 °C |
| Apparent degradation rates of polyethylene fragments (g/10 days) | 8.10 ⁻⁵ (0.954) | 8.10 ⁻⁵ (0.954) | 1.10 ⁻⁴ (0.948) | 2.10 ⁻⁴ (0.871) |
| Apparent changing rates in cells abundance (CFU/10 days) | 0.740 (0.062) | 1.831 (0.362) | -1.784 (0.334) | -7.831 (0.839) |

Table 3

Correlation coefficients amongst the measured parameters with respect to the polyethylene fragments incubation temperatures in the presence of *P. aeruginosa* cells.

| Incubation temperature | Measured parameters | Measured parameters | | |
|------------------------|-------------------------|-------------------------|------------------------|-----------------|
| | | Electrical conductivity | Weight of polyethylene | Cells abundance |
| 7 °C | pH | 0.316 | 0.396 | -0.103 |
| | Electrical conductivity | - | -0.668** | 0.152 |
| | Weight of polyethylene | - | - | -0.133 |
| 23 °C | pH | -0.719** | 0.669* | 0.284 |
| | Electrical conductivity | - | -0.864** | 0.174 |
| | Weight of polyethylene | - | - | -0.326 |
| 37 °C | pH | -0.846** | 0.508 | 0.513 |
| | Electrical conductivity | - | -0.773** | -0.370 |
| | Weight of polyethylene | - | - | 0.314 |
| 44 °C | pH | -0.458 | 0.752** | 0.633* |
| | Electrical conductivity | - | -0.442 | -0.478 |
| | Weight of polyethylene | - | - | 0.923** |

Significance according to “

* : significant correlation at $P < 0.05$;

** : significant correlation at $P < 0.01$.”

Table 4

“*P values*” of H-test of Kruskal-Wallis linked to the comparison of the average values of all measured parameters amongst incubation durations and incubation temperatures.

| Experimental conditions | Measured parameters | | | |
|-------------------------|---------------------|-------------------------|------------------------|-----------------|
| | pH | Electrical conductivity | Weight of polyethylene | Cells abundance |
| Incubation durations | $P = 0.000^*$ | $P = 0.000^*$ | $P = 0.000^*$ | $P = 0.191$ |
| Incubation temperatures | $P = 0.006^*$ | $P = 0.01^*$ | $P = 0.039^*$ | $P = 0.001^*$ |

Significance according to “

* : significantly different at $P < 0.05$; ddl = 11 “

whether the enzymes are intracellular or extracellular. Since enzymes are biochemical catalysts, partially made up of protein, they are sensitive to heat in varying degrees. Raising temperatures of the environment generally multiplies the degree of enzyme activity. Once an optimum temperature has been reached, higher temperatures cause rapid degradation of the enzyme with concurrent and irreversible loss in activity (Zhang et al., 2018). For *P. aeruginosa*, optimal temperatures generally range from 30 °C to 44 °C (Hussein et al., 2015; Su et al., 2018). High temperatures generally have detrimental effects on the enzymes. However, there is broad variation in resistance and sensitivity to heat among the enzymes' types (Engqvist, 2018).

Polyethylene plastic biodegradation involves the initial depolymerization and further degradation of the small molecules. It is however crucial to distinguish between enzymes that are involved in these two distinctive steps (Gan and Zhang, 2019). Various enzymes are often involved in the degradation of polyethylene. They include among others peroxidase, laccase, hydrolases, styrene monooxygenase, depolymerase, esterase, dehydrogenases, tannases, cutinases, lipases and carboxylesterases (Sangale et al., 2012; Wei et al., 2014; Wilkes and Aristilde, 2017; Danso et al., 2019; Mohanan et al., 2020; Lee et al., 2020). The variation in the activity of these enzymes in relation to the variation in temperatures and incubation periods would lead to the production of low molecular weight monomer and generation of carbon dioxide,

methane, water molecule and ions in the medium; most of them such as carbon dioxide would be acidic (Arutchevi et al., 2008; Sangale et al., 2012, Roohi et al., 2017).

Yoshida et al. (2016) indicated that polyethylene digesting enzyme converts polyethylene to mono(2 hydroxyethyl) terephthalic acid (MHET), with minimal amounts of terephthalic acid (TPA) and bis(2-hydroxyethyl)-TPA as secondary products. Another enzyme, MHETase (MHET-digesting enzyme), further hydrolyzes MHET into the two monomers; TPA and ethylene glycol. Li et al. (2019) working with *Pseudomonas putida* noted that the metabolism of ethylene glycol and its derivatives has resulted in different oxidation products such as glycolaldehyde, glyoxal, glycolate, and glyoxylate. All these products would lead to the increase of the electrical conductivity of the medium as it has been noted in this study.

A gradual decrease in the weight of polyethylene fragments was observed with increase in incubation period and incubation temperature. This reflects a bacterial activity on these fragments.

Polyethylene degradation begins with the attachment of microbes to its surface followed by the production of some extracellular enzymes (Arutchevi et al., 2008). Under aerobic conditions, CO₂, water and microbial biomass are the final degradation products whereas in case of anaerobic/ methanogenic condition CO₂, water, methane and microbial biomass are the end products (Arutchevi et al., 2008; Sangale et al.,

2012). The conversion of the long chain polymer into CO₂ and water is a complex process. Its degradation makes it fragile and sensitive to further oxidation by enzymes secreted by the microorganisms (Montazer et al., 2020).

The complete process of biodegradation has been divided into four stages (Mohan et al., 2020): a)-biodegradation, which is the formation of carbonyl-groups by the action of oxidative enzymes released by microorganisms or induced by exterior agents. Subsequent oxidation reduces the number of carbonyl-groups and generates carboxylic acids; b)-biofragmentation, which involves hydrolysis and/or fragmentation of the polymer carbon chains and the release of intermediate products, mediated by enzymes secreted by microorganisms; c)-bioassimilation, whereby small hydrocarbon fragments released by biofragmentation are taken-up and metabolized by bacteria, and d)-mineralization, which is the transfer of hydrolysis products within the cell wall, intracellular conversion of hydrolysis products to microbial biomass with the associated release of carbon dioxide and water excreted out the cell. During this process, a transformation in its basic structure leads to the formation of oxidized oligomers, followed by bioassimilation of small cleavage fragments by the microorganisms (Bonhomme et al., 2003; Montazer et al., 2019; Montazer et al., 2020). This would explain the increase in abundance of bacterial cells observed under 7 °C and 23 °C after 20 and 30 days of incubation, and under 23 °C after 10 days incubation.

The temperature 23 °C seems the most favorable for the cells. This has also been indicated by Saadi (2008). A decrease in cell abundance under 37 °C and 44 °C is observed at all incubation periods. Cellular activity or the recovery of the monomers from the medium for metabolism and growth would relatively be slowed down under general conditions of the medium both temperatures.

Pischedda et al. (2019) noted during plastics biodegradation tests in the soil that an increase in the incubation temperature (from 15 °C to 28 °C) led to an increase in the concentration of CO₂ released, the temporal variation of this CO₂ concentration being in accordance with the Arrhenius equation. The mineralization rates varied from 0.00767 mg C/day/cm² at 15 °C to 0.05421 mg C/day/cm² of plastic at 28 °C (Pischedda et al., 2019).

It has been indicated that *P. aeruginosa* shows high ability to degrade polyethylene in aquatic environment under pH 7 and at 30–35 °C, and the acidic pH has a serious negative impact on their activities compared to the alkaline condition (Hussein et al., 2015; Veethahavya et al., 2016). In this study, it is noted that at acidic environment (pH 5), the biodegradation rates under 37 °C and 44 °C are lower than those registered under 7 °C and 23 °C. The effects of the acidity of the environment seem to be counterbalanced by lower temperatures.

The biodegradation is widely accepted as selective, and biodegradable plastics usually break down upon interaction with UV, water, temperature, oxygen content, time, nutrient availability, enzymes, microorganisms' presence and gradual changes in pH (Alshehrei, 2017; Folino et al., 2020). It also depends on the physical and chemical properties of biopolymers and the thickness of the biodegradable material (Rujnic-Sokele and Pilipovic, 2017; Wahyuningtyas and Suryanto, 2017; Meereboer et al., 2020). These are linked to a)-the availability of functional groups that increase hydrophobicity (hydrophilic degradation is faster than hydrophobic), b)-the molecular weight and density of the polymer (lower degrades faster than higher), c)-the amount of crystalline and amorphous regions (amorphous degrades faster than crystalline), d)-the structural complexity such as linearity or the presence of branching in the polymer, e)-the presence of easily breakable bonds such as ester or amide bonds, f)-the molecular composition, g)-the nature and physical form of the polymer (e.g., films, pellets, powder or fibers), h)-hardness (soft polymers degrade faster than hard ones), i)- transition temperature and melting temperature of the polymers (Mohan and Srivastava, 2010; Batori et al., 2018; Folino et al., 2020).

It is indicated that plastic polymers can be broken down to varying degrees both physically and biologically with minimal generation

of compounds amenable to metabolism inside the cells. Intermediate products produced from the first steps of biodegradation can sometime interfere with future steps needed for uptake and subsequent intracellular metabolism (Kolvenbach et al., 2014; Barth et al., 2016; Wilkes and Aristilde, 2017). The result of this interference would vary depending on environmental conditions, such as temperature and pH. Under some environmental conditions, some enzymes found in cells can also inhibit degradation. This is the case of the bacterium *Flavobacterium* sp (Barth et al., 2016; Wilkes and Aristilde, 2017). This would explain the relative variations of biodegradation rates of the immersed polyethylene fragments as well as the rates of changes in cell abundance.

5. Conclusion

Polyethylene plastics play an important role to humans in society. But they are very harmful when they are released as waste into the environment. Their degradation can be carried out biologically or non-biologically. Their biodegradation by the bacterium *P. aeruginosa*, for example, is strongly influenced by environmental conditions. The effects of an acidic pH of the environment, known to slow down the biodegradation of polyethylene plastic by this bacterium seem to be counterbalanced by low temperatures in the environment. The degradation of this polymer by this bacterium leads to its growth in the medium. However, at temperatures conventionally optimal for its growth rate, its multiplication seems to be slowed down, probably as a result of the chemical composition of the medium which has become metabolically less favorable. Potential inhibitory effects of plastic degradation by-products on *P. aeruginosa* under various conditions remain to be fully understood.

Declaration of Competing Interest

The authors declare that they have no known competing financial interests or personal relationships that could have appeared to influence the work reported in this paper.

Funding

This research did not receive any specific grant from funding agencies in the public, commercial, or not-for-profit sectors.

The authors declares that there is no conflict of interest

References

- Adhikari, D., Mukai, M., Kubota, K., Kai, T., Kaneko, N., Araki, K.S., Kubo, M., 2016. Degradation of bioplastics in soil and their degradation effects on environmental microorganisms. *J. Agric. Chem. Environ.* 5, 23–34. <http://dx.doi.org/10.4236/jacen.2016.51003>.
- Alshehrei, F., 2017. Biodegradation of synthetic and natural plastic by microorganisms. *J. Appl. Environ. Microbiol.* 5 (1), 8–19. doi:10.12691/jaem-5-1-2.
- Arutchehvi, J., Sudhakar, M., Arkatkar, A., Doble, M., Bhaduri, S., Uppara, P.V., 2008. Biodegradation of polyethylene and polypropylene. *Indian J. Biotechnol.* 7, 9–22.
- Ashok, A., Rejeesh, C.R., 2019. Investigations in to biodegradability and physical properties of starch derived bioplastic films reinforced with nanosilica. *Int. J. Nanosci.* 18, 1850037. doi:10.1142/S0219581X18500370.
- Bailey, N.T.J., 1981. *Statistical Methods in Biology*. Hodder and Stoughton ed, London.
- Barth, M., Honak, A., Oeser, T., Wei, R., Belis Ario-Ferrari, M.R., Then, J., Schmidt, J., Zimmermann, W., 2016. A dual enzyme system composed of a polyester hydrolase and a carboxylesterase enhances the biocatalytic degradation of polyethylene terephthalate films. *Biotechnol. J.* 11, 1082–1087. doi:10.1002/biot.201600008.
- Batori, V., Åkesson, D., Zamani, A., Taherzadeh, M.J., Horvath, S., 2018. Anaerobic degradation of bioplastics: a review. *Waste Manag.* 80, 406–413. doi:10.1016/j.wasman.2018.09.040.
- Bonhomme, S., Cuer, A., Delort, A.M., Lemaire, J., Sancelme, M., Scott, G., 2003. Environmental biodegradation of polyethylene. *Polymer Degrad. Stab.* 81, 441–452. doi:10.1016/s0141-3910(03)00129-0.
- Danso, D., Chow, J., Streit, W.R., 2019. Plastics: environmental and biotechnological perspectives on microbial degradation. *Appl. Environ. Microbiol.* 85 (19). doi:10.1128/AEM.01095-19, e01095–e01019.
- Dela Torre, D.Y.Z., Delos Santos, L.A., Reyes, M.L.C., Baculi, R.Q., 2018. Biodegradation of low-density polyethylene by bacteria isolated from serpentinization-driven alkaline spring. *Philipp. Sci. Lett.* 11 (Supplement), 1–12.
- Engqvist, M.M., 2018. Correlating enzyme annotations with a large set of microbial growth temperatures reveals metabolic adaptations to growth at diverse temperatures. *BMC Microbiol.* 18, 177. doi:10.1186/s12866-018-1320-7.

- Folino, A., Karageorgiou, A., Calabro, P.S., Komilis, D., 2020. Biodegradation of wasted bioplastics in natural and industrial environments: a review. *Sustainability* 12, 6030. <http://dx.doi.org/10.3390/su12156030>.
- Gan, Z., Zhang, H., 2019. PMBD: a comprehensive plastics microbial biodegradation database. Database 1–11. Article ID baz119 <https://doi.10.1093/database/baz119>.
- Ghosh, S.K., Pal, S., Ray, S., 2013. Study of microbes having potentiality for biodegradation of plastics. *Environ. Sci. Pollut. Res.* 20, 4339–4355. doi:10.1007/s11356-013-1706-x.
- Gu, J.-D., 2003. Microbiological deterioration and degradation of synthetic polymeric materials: recent research advances. *Int. Biodeterior. Biodegrad.* 52 (2), 69–91. doi:10.1016/S0964-8305(02)00177-4.
- Gyung Yoon, M., Jeong Jeon, H., Nam Kim, M., 2012. Biodegradation of polyethylene by a soil bacterium and AlkB cloned recombinant cell. *J. Bioremed. Biodegrad.* 3 (4), 1000144. <https://doi.10.4172/2155-6199.1000144>.
- Hadad, D., Geresh, S., Sivan, A., 2005. Biodegradation of polyethylene by the thermophilic bacterium *Brevibacillus borstelensis*. *J. Appl. Microbiol.* 98, 1093–1100. doi:10.1111/j.1365-2672.2005.02553.x.
- Holt, J.G., Krieg, N.R., Sneath, P.H.A., Staley, J.T., Williams, S.T., 2000. *Bergey's Manual of Determinative Bacteriology*. Lippincott Williams and Wilkins, Philadelphia, PA.
- Hussein, A.A., Khudhair, S.H., Al-Mayaly, I.K., 2015. Optimum conditions for LDPE strips biodegradation by local bacterial isolates. *J. Int. Environ. Appl. Sci.* 10 (4), 399–407.
- Imre, B., Pukanszky, B., 2013. Compatibilization in bio-based and biodegradable polymer blends. *Eur. Polym. J.* 49, 1215–1233. doi:10.1016/j.eurpolymj.2013.01.019.
- Koch, D., Mihalyi, B., 2018. Assessing the change in environmental impact categories when replacing conventional plastic with bioplastic in chosen application fields. *Chem. Eng. Trans.* 70, 853–858. doi:10.3303/CET1870143.
- Kolvenbach, B.A., Helbling, D.E., Kohle, R.H.E., Corvini, P.F.-X., 2014. Emerging chemicals and the evolution of biodegradation capacities and pathways in bacteria. *Curr. Opin. Biotechnol.* 27, 8–14. doi:10.1016/j.copbio.2013.08.017.
- Meereboer, K.W., Misra, M., Mohanty, A.K., 2020. Review of recent advances in the biodegradability of polyhydroxyalkanoate (PHA) bioplastics and their composites. *Green Chem.* 22, 5519–5558. <https://doi.10.1039/D0GC01647K>.
- Lee, H.M., Kim, H.R., Jeon, E., Yu, H.C., Lee, S., Li, J., Kim, D.H., 2020. Evaluation of the biodegradation efficiency of four various types of plastics by *Pseudomonas aeruginosa* isolated from the gut extract of super worms. *Microorganism* 8 (9), 1341. doi:10.3390/microorganisms8091341.
- Li, W.-J., Jayakody, L.N., Franden, M.A., Wehrmann, M., Daun, T., Hauer, B., Blank, L.M., beckham, G.T., Klebensberger, J., Wierckx, N., 2019. Laboratory evolution reveals the metabolic and regulatory basis of ethylene glycol metabolism by *Pseudomonas putida* KT2440. *Environ. Microbiol.* 21, 3669–3682. <https://doi.10.1111/1462-2920.14703>.
- Min, K., Cuiffi, J.D., Mathers, R.T., 2020. Ranking environmental degradation trends of plastic marine debris based on physical properties and molecular structure. *Nat. Commun.* 11, 727. doi:10.1038/s41467-020-14538-z.
- Mohan, S.K., Srivastava, T., 2010. Microbial deterioration and degradation of polymeric materials. *J. Biochem. Technol.* 2, 210–215.
- Mohanan, N., Montazer, Z.K., Sharma, P., Levin, D.B., 2020. Microbial and enzymatic degradation of synthetic plastics. *Front. Microbiol.* 11. doi:10.3389/fmicb.2020.580709, Article 580709.
- Montazer, Z., Habibi-Najafi, M.B., Levin, D.B., 2019. Microbial degradation of low-density polyethylene and synthesis of polyhydroxyalkanoate polymers. *Can. J. Microbiol.* 65, 1–11. <https://doi.10.1139/cjm-2018-0335>.
- Montazer, Z., Habibi Najafi, M.B., Levin, D.B., 2020. Challenges with verifying microbial degradation of polyethylene. *Polymers* 12, 123. doi:10.3390/polym12010123.
- Nola, M., Eheth, J.S., Nougang, M.E., Mougang, M.L., Noah Ewoti, O.V., Krier, F., Chihib, N.-E., Servais, P., Hornez, J.-P., Njiné, T., 2012. Assessment of *in-situ* abundance dynamics of enterobacteria and total heterotrophic aerobic bacteria in groundwater in the equatorial region of Central Africa. *Water SA* 38 (5), 737–746. <http://dx.doi.org/10.4314/wsa.v37i4.18>.
- Pischedda, A., Tosin, M., Degli-Innocenti, F., 2019. Biodegradation of plastics in soil: the effect of temperature. *Polym. Degrad. Stab.* 170, 109017. doi:10.1016/j.polymdegradstab.2019.109017.
- Popovic, B., 2019. The optimal solution to the problems by regression analysis. *J. Eng. Manag. Compet.* 9 (1), 25–37. <http://www.tfzr.uns.ac.rs/jemc>.
- Priyanka, N., Archana, T., 2011. Biodegradability of polythene and plastic by the help of microorganism: a way for brighter future. *J. Environ. Anal. Toxicol.* 1, 111. doi:10.4172/2161-0525.1000111.
- Roohi, Bano, K., Kuddus, M., Zaheer, M.R., Zia, Q., Khan, M.F., Ashraf, G.M., Gupta, A., Aliev, G., 2017. Microbial enzymatic degradation of biodegradable plastics. *Curre. Pharm. Biotechnol.* 18 (5), 429–440. <https://doi.10.2174/1389201018666170523165742>.
- Rose, R.S., Richardson, K.H., Latvanen, E.J., Hanson, C.A., Resmini, M., Sanders, I.A., 2020. Microbial degradation of plastic in aqueous solutions demonstrated by CO₂ evolution and quantification. *Int. J. Mol. Sci.* 21, 1176. doi:10.3390/ijms21041176.
- Rujnic-Sokele, M., Pilipovic, A., 2017. Challenges and opportunities of biodegradable plastics: a mini review. *Waste Manag. Res.* 35, 132–140. doi:10.1177/0734242X16683272.
- Saadi, Z., 2008. Etude de la dégradation fongique des polymères: cinétique de dégradation des polymères et caractérisation des sous-produits de dégradation - Etude de l'écotoxicité de ces polymères, p. 151 Thèse de Doctorat, Université Du Maine -UR-Sciences et TechnologiePages.
- Sangale, M.K., Shahnawaz, M., Ade, A.B., 2012. A review on biodegradation of polythene: the microbial approach. *J. Bioremed. Biodegrad.* 3, 64. <https://doi.10.4172/2155-6199.1000164>.
- Singh, B., Sharma, N., 2008. Mechanistic implications of plastic degradation. *Polym. Degrad. Stab.* 93, 561e584. <https://doi.10.1016/j.polymdegradstab.2007.11.008>.
- Sivan, A., 2011. New perspective in plastic biodegradation. *Curr. Opin. Biotechnol.* 22, 422–426. <https://doi.10.1016/j.copbio.2011.01.013>.
- Soroudi, A., Jakubowicz, I., 2013. Recycling of bioplastics, their blends and biocomposites: a review. *Eur. Polym. J.* 49, 2839–2858. doi:10.1016/j.eurpolymj.2013.07.025.
- Su, S.S.S., Lae, K.Z.W., Ngwe, H., 2018. Isolation and identification of *Pseudomonas aeruginosa* from clinical soil. *Univ. Yangon Res. J.* 8, 271–275.
- Tofallis, C., 2008. Percentage least squares regression. *J. Mod. Appl. Stat. Methods* 7 (2), 526–534. www.jmasm.com/journal/2008.
- Wahyuningtyas, N., Suryanto, H., 2017. Analysis of biodegradation of bioplastics made of cassava starch. *J. Mech. Eng. Sci. Technol.* 1, 24–31. <https://doi.10.17977/um016v1i12017p024>.
- Veethahavya, K.S., Rajath, B.S., Sabike Noobia, Manoj Kumar, B., 2016. Biodegradation of low density polyethylene in aqueous media. *Proc. Environ. Sci.* 35, 709–713. <https://doi.10.1016/j.proenv.2016.07.072>.
- Wei, R., Oeser, T., Then, J., Kuhn, N., Barth, M., Schmidt, J., Zimmermann, W., 2014. Functional characterization and structural modeling of synthetic polyester-degrading hydrolases from *Thermomonospora curvata*. *AMB Express* 4, 44. doi:10.1186/s13568-014-0044-9.
- Wilkes, R.A., Aristilde, L., 2017. Degradation and metabolism of synthetic plastics and associated products by *Pseudomonas* sp.: capabilities and challenges. *J. Appl. Microbiol.* 123, 582–593. <https://doi.10.1111/jam.13472>.
- Yoshida, S., Hiraga, K., Takehara, T., Oda, K., 2016. A bacterium that degrades and assimilates poly(ethylene terephthalate). *Science* 351, 1196–1199. <https://doi.10.1126/science.aad6359>.
- Zhang, X., Zhang, B., Miao, R., Zhou, J., Ye, L., Jia, D., Peng, W., Yan, L., Zhang, X., Tan, W., Li, X., 2018. Influence of temperature on the bacterial community in substrate and extracellular enzyme activity of *Auricularia cornea*. *Mycobiology* 46 (3), 224–235. doi:10.1080/12298093.2018.1497795.



Comparison of the Biodegradation of Polypropylene (PP) and Low Density Polyethylene (LDPE) by *Pseudomonas aeruginosa* and *Staphylococcus aureus* at Different pH Ranges under Mesophilic Condition

Edith Brunelle Mouafo Tamnou^a, Mireille Ebiane Nougang^b,
Claire Stéphane Metsopkeng^a, Manouore Njoya Awawou^a,
Jean Samuel Eheth^a, Paul Serge Mbenoun Masse^c,
Paul Alain Nana^d, Télesphore Sime-Ngando^e
and Moïse Nola^{a*}

^a University of Yaounde I, Faculty of Sciences, Laboratory of Hydrobiology and Environment,
P.O. Box 812 Yaounde, Cameroon.

^b Zoology Laboratory Department, Faculty of Sciences, University of Maroua, P.O.Box 814 Maroua,
Cameroon.

^c University of Yaounde I, Faculty of Sciences, Laboratory of Zoology, P.O.Box 812 Yaounde,
Cameroon.

^d Department of Oceanography and Limnology, Institute of Fisheries and Aquatic Sciences, University
of Douala, P.O.Box 7236, Douala, Cameroon.

^e Laboratoire Microorganismes Génome et Environnement, UMR CNRS 6023, Université Clermont
Auvergne, Campus Universitaire des Cézeaux, 1 Impasse Amélie Murat CS 60026, 63178 Aubière
Cedex, France.

Authors' contributions

This work was carried out in collaboration among all authors. All authors read and approved the final manuscript.

Article Information

DOI: 10.9734/JAMB/2022/v22i930489

Open Peer Review History:

This journal follows the Advanced Open Peer Review policy. Identity of the Reviewers, Editor(s) and additional Reviewers, peer review comments, different versions of the manuscript, comments of the editors, etc are available here: <https://www.sdiarticle5.com/review-history/88550>

Original Research Article

Received 17 April 2022
Accepted 28 June 2022
Published 04 July 2022

ABSTRACT

The present study aims to assess the temporal variations of some biotic and abiotic biodegradation parameters of 2 polymers (LDPE and PP) by the bacteria *P. aeruginosa* and *S. aureus* at acidic, neutral, and alkaline pH under mesophilic conditions. LDPE and PP fragments were immersed in the mineral solutions free of carbon sources containing *P. aeruginosa* or *S. aureus* cells. The initial pH values (pHi) of solutions were 5, 7 and 9. Incubation was carried out at 28°C for 10, 20, 30, 40, 50 and 60 days. Results showed that during incubations, the pH of the solutions varies over time. In most cases, the electrical conductivity and cell abundances increased. The weights of the polymers decreased. The cell abundance apparent increasing rates (CAAIR), the electrical conductivity apparent increasing rates (ECAIR), and the polymer weight apparent decreasing rates (PWADR) were estimated. The highest PWADR in the presence of LDPE was 0.4 mg/10days with *P. aeruginosa* at pHi 5 and 7, and 0.6 mg/10days with *S. aureus* under pHi 7. For PP, it was constant (0.7 mg/10days) under all pHi with *S. aureus*, but decreased in the presence of *P. aeruginosa* with increasing in pHi solutions. The ECAIR with LDPE decreased with increasing pHi with both bacterial species. The highest ECAIR of PP was recorded under pHi 5 with *S. aureus* and under pHi 7 with *P. aeruginosa*. The highest CAAIR with LDPE was 185.18 CFU/10days for *P. aeruginosa* at pHi 5 and 116.79 CFU/10days for *S. aureus* at pHi 7. With PP, it was 297.61 CFU/10days for *P. aeruginosa* at pHi 5 and 67.64 CFU/10days for *S. aureus* at pHi 7. The biodegradation parameters values recorded with of *P. aeruginosa* differed significantly ($P < 0.05$) from those recorded with *S. aureus* under each pHi.

Keywords: Biodegradation; bacteria species; initial pH medium; incubation duration; parameters assessment.

1. INTRODUCTION

Plastics are polymers made up of a wide range of organic and inorganic, synthetic or semi-synthetic compounds. They are made primarily from petrochemical materials extracted from coal, oil and natural gas [1]. The types of petroleum-derived polymers commonly used in the global economy to make single-use plastics include low density polyethylene (LDPE), high density polyethylene (HDPE), polypropylene (PP), polyvinyl chloride (PVC) and polyethylene terephthalate (PET). Polyethylene and PP are however the most abundant [2,3]. Due to their chemical and mechanical properties, these polymers exhibit adverse effects in the environment characterized by the accumulation of plastic waste in landfills and in aquatic environments as well as on the functioning of these ecosystems and the organisms that live there [4-6].

Managing plastic waste through the process of biodegradation would reduce the adverse effects of these plastics and it indeed allows an increase in environmental safety [7]. The biological elimination of these plastic polymers proceeds by the decomposition of the polymer. It requires the use of extracellular and intracellular depolymerases by organisms to break down organic substances [8].

Previous studies have shown the ability of several bacterial and fungal strains to degrade LDPE and PP [9,10]. It appears that this process, which can occur in fresh waters, seas and in the soil, can be the work of Gram-positive and Gram-negative fungi and bacteria. It is influenced by the chemical elements and the temperature of the environment. Few data are available on the impact of microbial biodegradation on the variations over time of the chemical characteristics of the environment. Little is known about the ease or difficulty of a specific microorganism in degrading this or that other polymer, as well as the difficulty or the ease for a specific polymer to be degraded by this or that other bacterium. The possibility of degradation of plastics that pollutes our environment by microorganisms lead to an increased interest towards the basic mechanism by which microorganism are able to degrade these polymers. The bacteria *Pseudomonas aeruginosa*, a Gram-negative bacillus and *Staphylococcus aureus*, Gram-positive cocci, are two ubiquitous, undemanding and very versatile microorganisms [11,12]. They also secrete many enzymes such as lipases and proteases, which are hydrolases that can be involved in many hydrolysis and oxidation reactions [13].

LDPE is a linear hydrocarbon polymer consisting of long chains of ethylene monomers (C₂H₄) and it is made from oil or gas extracts by efficient high pressure catalytic polymerization of ethylene monomers. Its density is about 0.920g/cm³ and the presence of branched chains is responsible for its low density [14]. Its properties include, among others, opacity, tear resistance, tensile strength, stiffness, chemical resistance and flexibility, even at low temperatures [14]. PP has the chemical formula (-CH₂-CH(CH₃)-)_n and its density is about 0.9g/cm³. It comes from the polymerization of propylene monomer and has many mechanical properties such as its high rigidity and impact resistance [15].

Few data are available on the potential of these two bacteria to degrade many plastic wastes in general, and LDPE and PP in particular. Little is known about the environmental conditions that can favor the degradation of LDPE and PP by these two bacteria. We also know little about the ease or difficulty for one or the other of the 2 polymers to be degraded by each of the 2 bacteria considered, or of the difficulty or ease of one or the other of the 2 bacteria to degrade one or the other of the 2 polymers. It is necessary to optimize the metabolism of microorganisms and specific environmental conditions for the degradation of specific pollutants in the environment, in general, and of LDPE and PP in aquatic systems in particular. The present study thus aims to evaluate the biodegradation of the 2 polymers by the bacteria *P. aeruginosa* and *S. aureus* in aquatic microcosm at acidic, neutral and alkaline pH under mesophilic temperature condition, and to determine the temporal variations of some biotic and abiotic biodegradation parameters.

2. MATERIALS AND METHODS

2.1 Making LDPE and PP Fragments

The 2 plastics considered are therefore of different densities [15]. For the experiments in the present study, we chose to make the polymers with the same equal surfaces. The PP and LDPE were thus cut into squares with sides of 4 cm. The weights were 0.1g for PP and 0.065g for LDPE. For each polymer the fragments were then immersed in a 70/30 (W/W%) water-ethanol mixture for sterilization according to Sandi [16], then removed using sterile forceps, dried for 4 hours at 45°C in an incubator and stored at room temperature (23 ± 1°C) in sterile Petri dishes.

The sterility of the polymers fragments was verified. For this, few pieces were put on a standard plate count agar poured into 15 Petri dishes 90 mm in diameter. These Petri dishes were then divided into 3 groups of 5 Petri dishes each. The first group was then incubated at 42°C for 2 days. The second was incubated at 37°C for 3 days, and the third was incubated at laboratory temperature (28 ± 1°C) for 5 days. The absence of any colony forming unit (CFU) after the various incubations testified the sterility of the plastic fragments stored.

2.2 Isolation and Identification of Bacterial Strains

The bacteria used in this study were *P. aeruginosa* and *S. aureus*. The 2 bacteria were isolated from surface water of Yaounde (Cameroon, Central Africa) using the membrane filtration method. For *P. aeruginosa*, the agar culture medium used was Cetrimide nalidixic acid agar (CN, Difco Laboratories, Detroit, MI, USA) contained in Petri dish. Incubation was done at 37°C for 24 hours. For *S. aureus*, the agar culture medium used was the Chapman agar (Mannitol salt MSA). Incubation was carried out at 37°C for 24-48 hours. The typical *P. aeruginosa* and *S. aureus* colonies were subsequently identified by using conventional biochemical tests [17,18].

2.3 Preparation of *P. aeruginosa* and *S. aureus* cultures

For the preparation of cell's stocks of each bacterial species, a colony forming unit (CFU) from CN agar medium for *P. aeruginosa* or from Chapman mannitol agar medium for *S. aureus* was inoculated into 100 mL of nutrient broth (Oxford) for 24 hours at 37°C. After this period, cells were harvested by centrifugation at 8000 rev/min for 10 min at 10 °C and washed twice with NaCl (0.85%) solution. Each pellet was re-suspended in 50 mL of NaCl solution. After homogenization, 1mL of the obtained solution was then transferred into 500 mL of sterile NaCl solution (0.85%) in Erlenmeyer flask for later use.

2.4. Experimental Protocol

The biodegradability tests were carried out on incomplete media (free of carbon source) but containing mineral elements necessary for the bacteria. The mineral elements necessary for the

cells growth according to [16,18] included NH_4NO_3 (1g/L), KH_2PO_4 (0.7g/L), K_2HPO_4 (0.7g/L), $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ (0.7g/L), NaCl (0.005g/L), $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ (0.002g/L), $\text{ZnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ (0.02g/L), $\text{MnSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ (0.001 g/L). They were thus dissolved in distilled water contained in Erlenmeyer flasks of 250 mL, in the required weight concentration.

The experiments were carried out at 3 different initial pH (pHi) values for each bacterium and each polymer. These pHi values were pHi 5, pHi 7 and pHi 9. The pHi values were adjusted using a pH-meter, HCl (0.1N) and NaOH (0.1N) solutions. These glass flasks were then sterilized in the autoclave. After cooling the mineral suspensions, the sterile plastic fragments, prepared and stored as indicated above, were sterilely introduced into each vials. For each bacterium, each polymer and each pHi value, 21 glass flasks of 250 mL containing each 200 mL of the mineral solution were used. Then 2 mL of cells suspension compared to the Mc Farland solution previously prepared were introduced into each flask, and then homogenized. The cells concentration was thus adjusted to 1.6×10^7 CFU/mL.

The 21 glass flasks were placed into 7 groups of 3 glass flasks each. Those groups were named d-0, d-10, d-20, d-30, d-40, d-50 and d-60. The triplets of d-10, d-20, d-30, d-40, d-50 and d-60 glass flasks were incubated under sterile conditions at $28 \pm 2^\circ\text{C}$ for 10 days, 20 days, 30 days, 40 days, 50 days and 60 days respectively.

2.5 Biodegradability Assessment of the LDPE and PP Fragments

The polymers biodegradability was assessed by determining the temporal changing of bacterial abundance, weight loss of the polymer fragments and chemical properties of the medium. At each initial moment (d-0), the weight of polymer fragment (using a balance), the pH value (using a pH-meter) and that of electrical conductivity (using a conductivity meter) of solutions, and the cells abundance were measured. At the end of each incubation period for each of the considered pHi value, the solutions in flasks were vigorously stirred. This allows the homogenization of the solution and the detachment of the bacterial cells adhered to the polymers fragments. After, the abundance of cultivable bacterial cells was assessed in each solution, and the pH and the electrical conductivity of the solution were measured. Each

polymer fragment was then taken out of solution, and then dried and its weight determined.

Concerning the bacteriological analyses, after homogenization of the suspension in each bottle, the polymer fragment was removed under sterile conditions from the Erlenmeyer flask and introduced into a sterile 30 mL test tube to release the adhered bacterial cells. The unhooking of adherent cells was performed by vortex agitation at increasing speeds for 30 seconds in four consecutive series of 10 ml sterilized NaCl solution (8.5 g/l). This technique allows the unhooking of maximum adhered cells [19]. The total volume of the suspension containing the unhooked bacterial cells was 40 ml. A total volume of 40 mL of the cell detachment solution was thus added to the Erlenmeyer flask containing the stock biodegradation solution. After further homogenization, cell abundance was assessed by culture on selective agar media. As indicated above, CN agar medium was used for *P. aeruginosa* and Chapman mannitol agar for *S. aureus*. Petri dishes were then incubated during 24-48 hours at 37°C .

For each bacterium, each polymer and each initial pH (pHi) value, each of the 4 parameter was thus measured 3 times. The cell abundances were expressed in CFU/mL, the electrical conductivities in $\mu\text{S}/\text{cm}$, the weights of polymers in mg, and the pH in conventional units.

2.6. Data Analysis

The average of each parameter measured for each of the 3 initial pH conditions was determined, as each experiment was done 3 times. The temporal variation of studied parameters was illustrated using histogram.

An overall comparison of the values of each parameter recorded during the 7 incubation periods (d-0, d-10, d-20, d-30, d-40, d-50 and d-60) and for all 3 experimental pHi conditions of the solutions was carried out, for each bacterial species present and each polymer. This was carried out using the H-test of Kruskal-Wallis and SPSS programm. Then a comparison between the values of each parameter recorded during the 7 incubation periods in the presence of *P. aeruginosa* and those recorded in the presence of *S. aureus*, for each pHi condition was carried out for each polymer considered using the W-test of Wilcoxon and R programm.

The apparent rates of temporal variations in the weight of the plastic, the electrical conductivity and the cell abundances in the presence of each type of polymer and each bacterial species considered, and at each pH condition of the solutions, were estimated. Here, the chosen incubation period unit was 10 days. For this, the regression lines showing the temporal variations of those parameters at each incubation period (d-0, d-10, d-20, d-30, d-40, d-50 and d-60) as a function of each experimental pH condition were plotted. Each straight regression line equation ($y = ax + b$) was calculated using the least squares method [20,21]. In this equation, y is the dependent variable; x is the explanatory variable; a is the slope of the regression line, and b is the intercept point of the regression line with the y -axis (i.e. when $x = 0$). The slope of the regression line obtained under each experimental condition was assimilated to the apparent degradation rates of LDPE/PP fragments, to the increasing rate of the electrical conductivity of the solutions or to the changing rates in cell abundance. This changing rate in cell abundance was then compared to the cell apparent growth rate when positive, or to the cell apparent inhibition rate when negative [22]. Apparent rates of temporal changings of those measured parameters were assessed using the Excel Microsoft programm.

3. RESULTS

3.1 Temporal Variation of the pH Values of Solutions During Incubation

With LDPE, the pH values of the solutions varied during the incubations and this from one pH to another, from one bacterial species to another (Fig. 1). Under pH 5 and in the presence of *S. aureus*, a decrease in pH values was noted with increasing incubation duration. The lowest value 3.85 was recorded after 40 days. In the presence of *P. aeruginosa*, an increase in pH from 5 to 5.62 was first observed after 10 days, followed by a slight and gradual decrease during the remaining days of incubation. After 60 days, a value 5.12 was recorded (Fig. 1). Under pH 7, the pH values decreased throughout the incubation period both in the presence of *P. aeruginosa* and *S. aureus*. The lowest values were 6.14 in the presence of *S. aureus* recorded after 60 days, and 6.86 in the presence of *P. aeruginosa* recorded after 10 days (Fig. 1). Under pH 9, the pH value in the presence of *P. aeruginosa* decreased from 9 to 6.68 after 10 days, then oscillated around 6 during the

remaining days of incubation. In the presence of *S. aureus*, the pH values varied throughout the incubation periods (Fig. 1).

With PP, temporal variations in pH values were also observed. Under pH 5, the pH values of solutions in the presence *P. aeruginosa* first increased from 5 to 6 after 10 days. From the 20th day, a gradual decrease was observed. After 60 days, a value of 5.6 was recorded. In the presence of *S. aureus*, a gradual decrease in pH was observed with increasing incubation duration. The values recorded were 4.15, 4.14 and 4.02 respectively after 10 days, 40 days and 60 days (Fig. 1). The same observations as in the presence of LDPE were made for all pH in the presence of PP (Fig 1).

3.2 Temporal Variation of the Electrical Conductivity Values of Solutions During Incubation

With LDPE, a gradual increase in the electrical conductivity values of the solutions under pH 5 and 7 was observed with increasing incubation duration. In the presence of *P. aeruginosa* they varied from 3198 to 4035 $\mu\text{S}/\text{cm}$ under pH 5 and from 3191 to 3785 $\mu\text{S}/\text{cm}$ under pH 7, after 60 days. In the presence of *S. aureus*, the electrical conductivity values varied from 3198 to 4150 $\mu\text{S}/\text{cm}$ under pH 5 and from 3191 to 4290 $\mu\text{S}/\text{cm}$ under pH 7, after 60 days (Fig. 2). Under pH 9 and in the presence of *P. aeruginosa*, a gradual increase in electrical conductivity values was observed from 2943 $\mu\text{S}/\text{cm}$ on beginning day to 3750 $\mu\text{S}/\text{cm}$ after 40 days. In the presence of *S. aureus*, electrical conductivity values increased gradually throughout the incubation periods. The highest value was 3510 $\mu\text{S}/\text{cm}$, recorded after 60 days (Fig. 2).

With PP, the electrical conductivity also increased during the incubation periods and this under all pH values. Under each pH considered, its values in the presence of *S. aureus* were higher than those recorded in the presence of *P. aeruginosa* (Fig. 2). Under pH 5, and in the presence of *P. aeruginosa* it fluctuated from 3065 $\mu\text{S}/\text{cm}$ to 3250 $\mu\text{S}/\text{cm}$ after 20 days, to 3785 $\mu\text{S}/\text{cm}$ after 40 days and to 3560 $\mu\text{S}/\text{cm}$ after 60 days. In the presence of *S. aureus*, the values were 3935, 4145 and 4340 $\mu\text{S}/\text{cm}$, respectively after 20 days, 40 days and 60 days (Fig. 2). Under pH 7, a gradual increase in this parameter values was observed in the presence of *S. aureus* from 3182 $\mu\text{S}/\text{cm}$ on the beginning day to 4730 $\mu\text{S}/\text{cm}$ after 50 days. In the presence of *P.*

aeruginosa, the values increased from 3182 $\mu\text{S}/\text{cm}$ to 3500 $\mu\text{S}/\text{cm}$ after 10 days, to 3675 $\mu\text{S}/\text{cm}$ after 30 days and to 3930 $\mu\text{S}/\text{cm}$ after 60 days (Fig. 2). Under pHi 9, in the presence of *P.*

aeruginosa and *S. aureus* it was respectively 3160 and 3405 $\mu\text{S}/\text{cm}$ after 10 days, 3300 and 3520 $\mu\text{S}/\text{cm}$ after 30 days and 3610 and 3630 $\mu\text{S}/\text{cm}$ after 60 days (Fig. 2).

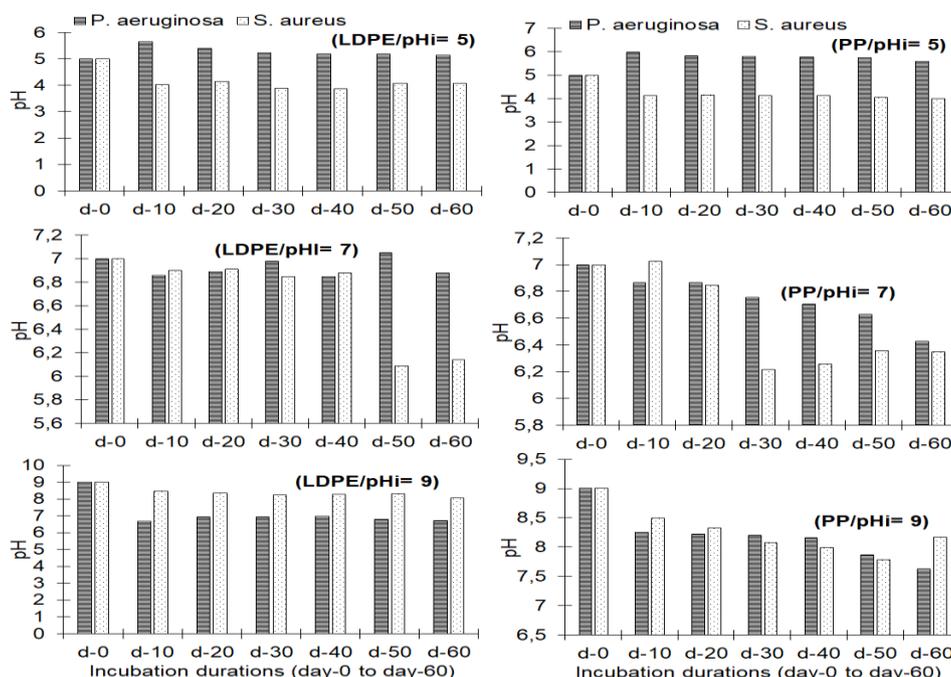


Fig. 1. Temporal variation of the pH of solutions containing the LDPE and PP fragments under each pHi condition and in the presence of *P. aeruginosa* and *S. aureus*

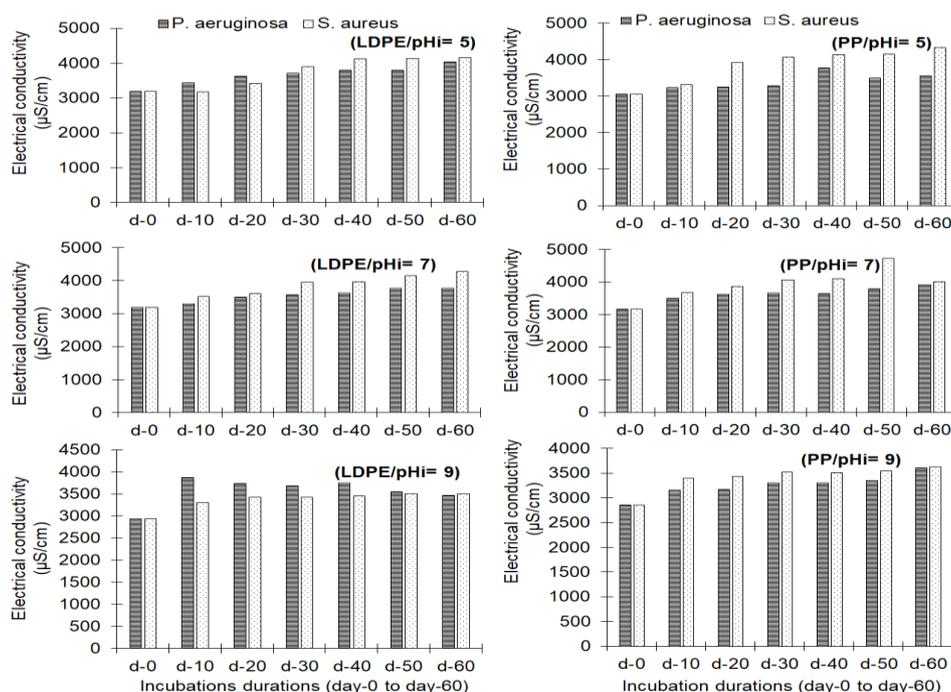


Fig. 2. Temporal variation of the electrical conductivity of solutions containing LDPE and PP fragments under each pHi condition and in the presence of *P. aeruginosa* and *S. aureus*

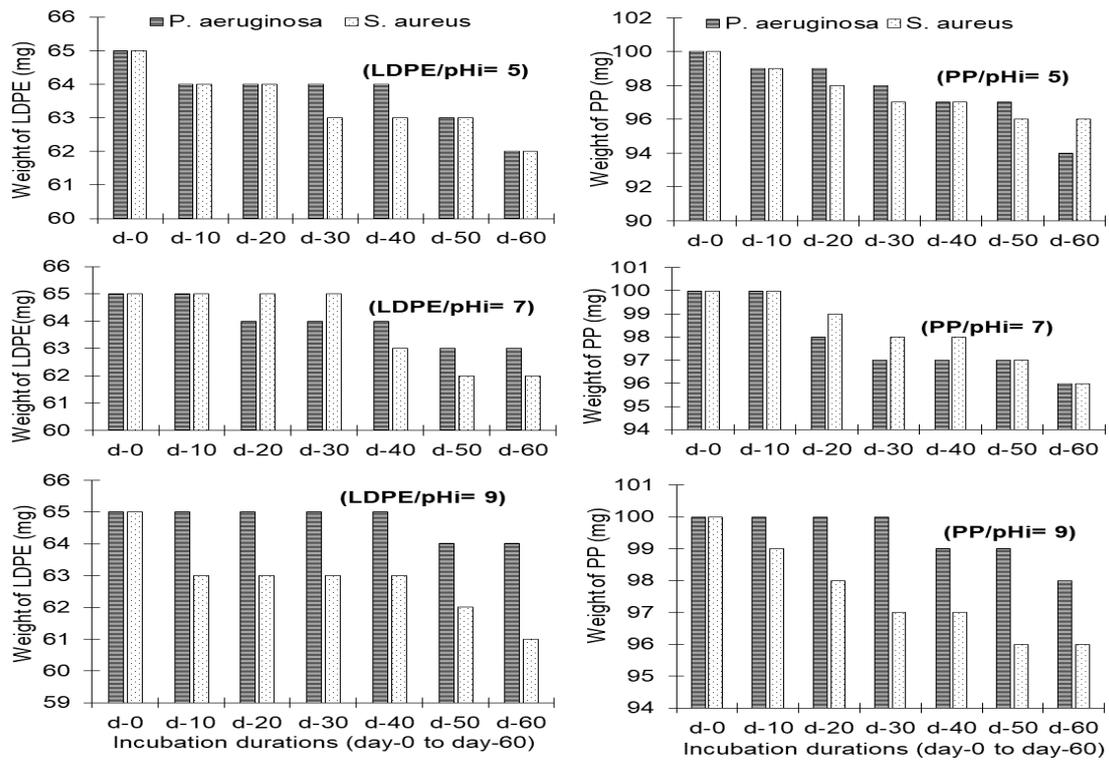


Fig. 3. Temporal variation of the weights of the LDPE and PP fragments under each pH condition of solutions and in the presence of *P. aeruginosa* and *S. aureus*

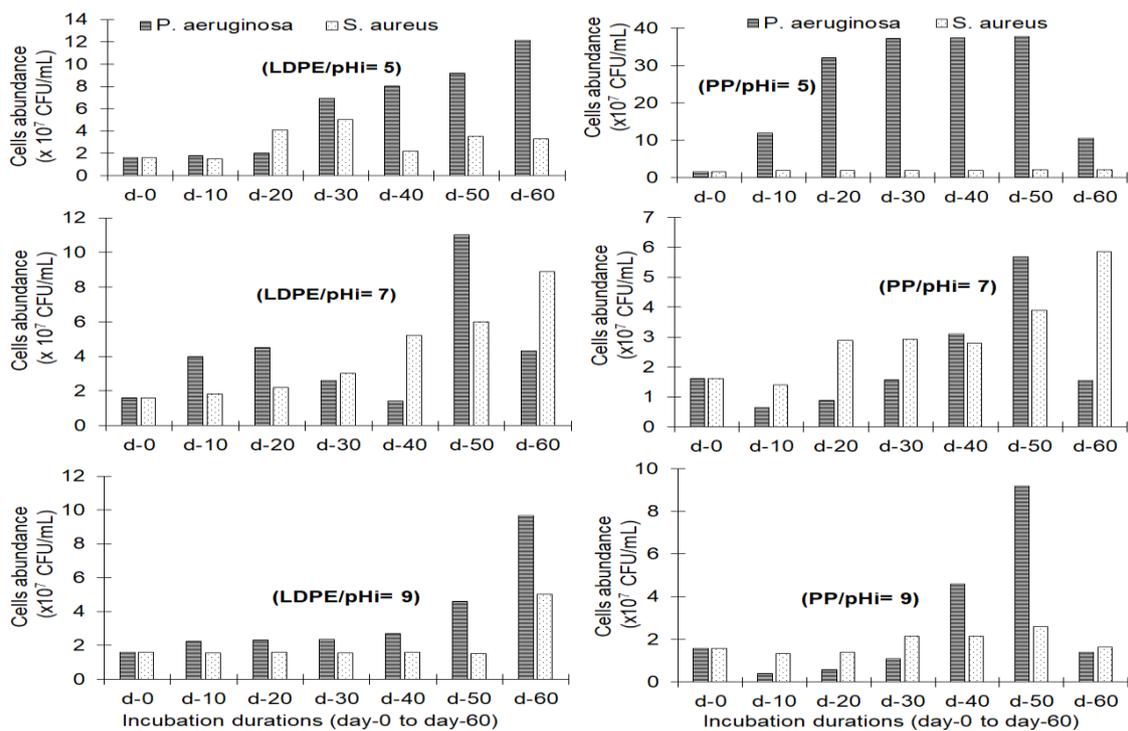


Fig. 4. Temporal variation of the of *P. aeruginosa* and *S. aureus* abundance in the presence of the LDPE and PP fragments and under each pH condition of solutions

Table 1. P values of the overall comparison of the values of each parameter recorded during the 7 incubation periods and for all 3 experimental pH conditions of the solutions

| Type of polymer | Parameters considered and the bacterial species present in solution | | | | | | | |
|-----------------|---|------------------|-----------------|------------------|-------------------------|------------------|-----------------|-----------------|
| | Weight of fragments | | pH | | Electrical conductivity | | Cells abundance | |
| | <i>P.aerug</i> | <i>S. aureus</i> | <i>P. aerug</i> | <i>S. aureus</i> | <i>P. aerug</i> | <i>S. aureus</i> | <i>P. aerug</i> | <i>S.aureus</i> |
| LDPE | P=0.031* | P=0.406 | P=0.001** | P=0.000** | P=0.662 | P=0.099 | P=0.813 | P=0.035* |
| PP | P=0.006** | P=0.566 | P=0.000** | P=0.000** | P=0.008** | P=0.003** | P=0.002** | P=0.000** |

P. aerug= *Pseudomonas aeruginosa* *: $P < 0.05$; **: $P < 0.01$

3.3 Temporal Variation of the Weights of Polymers in Solutions During Incubation

With LDPE as the polymer, a temporal fluctuation in the weight of the fragments was observed during the incubations, depending on the pH condition of the solutions and the bacterial species present (Fig. 3). Under pH 5, a gradual decrease of weight was observed from 65 mg to 64 mg after 10 days, to 63 mg after 50 days and to 62 mg after 60 days, both in the presence of *P. aeruginosa* and *S. aureus*. Under pH 7 and in the presence of *P. aeruginosa* a decrease in weight from 20th day was observed from 65 mg to 64 mg, then to 63 mg after 60 days. In the presence of the *S. aureus*, the weight did not vary as much after 10 days, 20 days and 30 days. After 40 days, a decrease was observed from 65 mg to 63 mg, then to 62 mg after 60 days (Fig. 3). Under pH 9, the weight of LDPE in the presence of *P. aeruginosa* did not fluctuate during the first 40 days. After 50 days and 60 days, the weight decreased from 65 mg to 64 mg. However, in the presence of the *S. aureus*, a gradual decrease was noted with increasing incubation durations (Fig. 3).

With PP as polymer, the weight of the fragments also varied according to the pH, the incubation periods and the bacterial species present (Fig. 3). Under pH 5, the weight of the fragments in the presence of *P. aeruginosa* and *S. aureus* decreased with increasing incubation time. After 60 days, they fluctuated from 100 mg to 94 mg in the presence of *P. aeruginosa* and from 100 mg to 96 mg in the presence of *S. aureus*. Under pH 7, the weight of PP did not change after 10 days in the presence of either *P. aeruginosa* or *S. aureus*. After 20 days, it decreased from 100 mg to 98 mg in the presence of *P. aeruginosa* and to

99 mg in the presence of *S. aureus*. After 30 days, 40 days, 50 days and 60 days, a gradual decrease was observed (Fig. 3). Under pH 9 and in the presence of *P. aeruginosa*, the weight of PP did not vary after 10, 20 and 30 days. The lowest weight value, 98 mg, was recorded after 60 days. In the presence of *S. aureus*, a gradual decrease in the weight of PP was recorded with increasing incubation duration (Fig. 3).

3.4 Temporal Variation of the Cells Abundance in Solutions During Incubation

With LDPE, the cell abundances fluctuated from one pH condition to another and according to the bacterial species considered (Fig. 4). Under pH 5, the abundances of *P. aeruginosa* gradually increased with increasing incubation periods. Initially 1.6×10^7 CFU/mL, the abundance recorded after 60 days was 12.1×10^7 CFU/mL. Abundance of *S. aureus* first gradually increased from 1.6×10^7 CFU/mL on the beginning day to 5×10^7 CFU/mL after 30 days. Subsequently, a decrease to 2.2×10^7 CFU/mL was observed after 40 days, and reached 3.5×10^7 CFU/mL after 50 days and 3.3×10^7 CFU/mL after 60 days (Fig. 4). Under pH 7, abundance of *P. aeruginosa* also increased during the incubations. The highest abundance 11×10^7 CFU/mL was recorded after 50 days. The lowest abundance, 1.4×10^7 CFU/mL was recorded after 40 days. On the other hand, the abundances of *S. aureus* increased gradually with increasing incubation times. After 60 days, the abundance was 8.9×10^7 CFU/mL (Fig. 4). Under pH 9, the abundances of *P. aeruginosa* gradually increased. The highest abundance 9.64×10^7 CFU/mL was recorded after 60 days. For *S. aureus* the highest cell abundance 5×10^7 CFU/mL was recorded after 60 days (Fig. 4).

Table 2. P values of the comparison for each polymer considered, between the values of each parameter recorded during the 7 incubation periods in the presence of *P. aeruginosa* and those recorded in the presence of *S. aureus*, under each pH condition of the solutions

| Type of polymer and measured parameters | | Conditions de pH initial (pHi) des solutions | | |
|---|--------------------|--|----------|-----------|
| Type of polymer | Parameters | pHi= 5 | pHi= 7 | pHi= 9 |
| LDPE | Polymer weight | P=0.436 | P=1 | P=0.009** |
| | pH | P=0.002** | P=0.336 | P=0.025* |
| | Elec. Conductivity | P=0.710 | P=0.249 | P=0.037* |
| | Cells abundance | P=0.128 | P= 0.455 | P=0.017* |
| PP | Polymer weight | P=0.518 | P=0.512 | P=0.025* |
| | pH | P=0.002** | P= 0.405 | P=0.847 |
| | Elec. Conductivity | P=0.053 | P=0.053 | P=0.097 |
| | Cells abundance | P=0.000** | P=0.710 | P=0.017* |

Elec. Conductivity= electrical conductivity *: $P < 0.05$; **: $P < 0.01$

With PP, the cell abundances recorded during the incubations also fluctuated from one pH_i to another and according to the bacterial species considered (Fig. 4). Under pH_i 5, the abundances of *P. aeruginosa* were higher than those of *S. aureus* at all incubation periods. After 50 days, cell abundance was 37.9×10^7 CFU/mL for *P. aeruginosa* and 2.2×10^7 for *S. aureus*. After 60 days, a decrease in cell abundances was observed (Fig. 4). Under pH_i 7, the *S. aureus* abundance was 1.4×10^7 CFU/mL after 10 days. From the 20th day, a gradual increase was observed until the 60th day. The abundance of *S. aureus* was 5.84×10^7 CFU/mL after 60 days. The abundance of *P. aeruginosa* also decreased from 1.6×10^7 CFU/mL to 0.64×10^7 CFU/mL after 10 days. From 20th day to the 50th day, a gradual increase was observed and it reached 5.67×10^7 CFU/mL (Fig. 4). Under pH_i 9, cell abundances decreased from 1.6×10^7 CFU/mL to 0.4×10^7 for *P. aeruginosa* and from 1.6×10^7 CFU/mL to 1.35×10^7 CFU/mL for *S. aureus* after 10 days of incubation. From the 20th day, the abundances of the 2 bacteria increased (Fig. 4).

3.5 Overall Comparison of the Values of Each Parameter Recorded During the 7 Incubation Periods for all the 3 Experimental pH_i Conditions of the Solutions and for Each Polymer and in the Presence of Each Bacterial Species

An overall comparison of the recorded values of each biodegradation parameter during the 7 incubation periods for all 3 experimental pH_i conditions of the solutions was carried out using the Kruskal-Wallis H-test. The P values for each polymer considered and in the presence of each bacterial species are presented in Table 1

It is noted that during the degradation of LDPE, the weights variation during the 7 incubation periods differs significantly ($P < 0.05$) from one pH_i to another and in the presence of *P. aeruginosa*. But in the presence of *S. aureus*, no significant difference ($P > 0.05$) was observed in the variations of the weights fragments. The variations in pH of the biodegradation solutions recorded during the incubation periods were very significant ($P < 0.01$) from one pH_i to another, in the presence of *P. aeruginosa* and *S. aureus*. However, no significant difference was observed in the variations of electrical conductivity from one pH_i to another in the presence of each of the

2 bacterial species. The abundances of *S. aureus*, varied significantly according to the pH_i of the solutions, while those of *P. aeruginosa* did not during the degradation of LDPE (Table 1).

In the presence of PP fragments, the variations in the electrical conductivity, the pH of the solutions and the abundances of *P. aeruginosa* and *S. aureus* varied significantly ($P < 0.01$) from one pH_i to another, during incubations (Table 1). The weight of the PP fragments varied significantly ($P < 0.05$) depending on the pH_i of the solutions in the presence of *P. aeruginosa*. However, no significant difference was observed in the variation in the weight of the fragments of this polymer from one pH_i to another in the presence of the bacterium *S. aureus* (Table 1).

3.6 Comparison between the Values of each Parameter Recorded During the 7 Incubation Periods in the Presence of *P. aeruginosa* and those Recorded in the Presence of *S. aureus* for Each Polymer Considered and Under Each pH_i Condition of the Solutions

For each polymer, a comparison of the recorded values of the biodegradation parameters in the presence of the bacterium *P. aeruginosa* and those recorded in the presence of *S. aureus* and under each pH_i, was carried out using the Wilcoxon W-test. P values are shown in Table 2.

With LDPE, the temporal variations in the weight of the fragments under pH_i 5 and 7 in the presence of *P. aeruginosa* did not differ significantly ($P > 0.05$) from those recorded in the presence of *S. aureus*. The difference was however very significant ($P < 0.01$) when the pH_i of the solutions was 9. The temporal variations of the pH of the solutions during the biodegradation of LDPE in the presence of *P. aeruginosa* differed significantly ($P < 0.01$) of those observed in the presence of *S. aureus* when the pH_i of the solutions is 5 or 9 (Table 2). The electrical conductivity values of the solutions differed significantly ($P < 0.05$) between the presence of the 2 bacteria only when the pH_i was 9. The same observation is made for the cell abundances ($P < 0.05$) (Table 2).

With PP, the temporal variations in the weight of the fragments differed significantly ($P < 0.01$) between the presence of the 2 bacterial species only when the pH_i of the solutions was 9. The temporal variations in the pH of the solutions

Table 3. Values of PWADR, ECAIR and CAAIR (and regression coefficient r^2) during incubations, in the presence of each polymer and each bacterial species considered, and under each experimental pHi condition of solutions

| Type of polymer and pHi value | | Parameters considered and the bacterial species present in solution during | | | | | |
|-------------------------------|-----------|--|-------------------------|--|---------------------------|---------------------------|---------------------------|
| Type of Polymer | pHi value | PWADR (mg/10days) | | ECAIR ($\mu\text{S}/\text{cm}/10$ days) | | CAAIR (CFU/10 days) | |
| | | <i>P. aerug.</i> | <i>S. aureus</i> | <i>P. aerug.</i> | <i>S. aureus</i> | <i>P. aerug.</i> | <i>S. aureus</i> |
| LDPE | pHi= 5 | -0.4 ($r^2=0.796$) | -0.4 ($r^2=0.9$) | 122.36 ($r^2=0.936$) | 195.21 ($r^2=0.889$) | 185.18 ($r^2=0.923$) | 24.10 ($r^2=0.163$) |
| | pHi= 7 | -0.4 ($r^2=0.892$) | -0.6 ($r^2=0.802$) | 102.39 ($r^2=0.957$) | 175.96 ($r^2=0.956$) | 65.82 ($r^2=0.194$) | 116.79 ($r^2=0.883$) |
| | pHi= 9 | -0.2 ($r^2=0.625$) | -0.5 ($r^2=0.790$) | 32.89 ($r^2=0.053$) | 75.92 ($r^2=0.684$) | 102.61 ($r^2=0.630$) | 34.39 ($r^2=0.332$) |
| PP | pHi= 5 | -0.9 ($r^2=0.878$) | -0.7 ($r^2=0.940$) | 91.42 ($r^2=0.655$) | 203.39 ($r^2=0.844$) | 297.61 ($r^2=0.173$) | 4.53 ($r^2=0.658$) |
| | pHi= 7 | -0.7 ($r^2=0.867$) | -0.7 ($r^2=0.960$) | 102.11 ($r^2=0.860$) | 171.57 ($r^2=0.628$) | 48 ($r^2=0.342$) | 67.64 ($r^2=0.861$) |
| | pHi= 9 | -0.3 ($r^2=0.778$) | -0.7 ($r^2=0.940$) | 99.28 ($r^2=0.881$) | 95.53 ($r^2=0.648$) | 79.07 ($r^2=0.282$) | 16.25 ($r^2=0.448$) |

P. aerug= *Pseudomonas aeruginosa*

between the presence of the 2 bacteria are significantly different ($P < 0.01$) only when the pHi of the solutions was 5. For the electrical conductivity of the solutions, these temporal variations were not significantly different between the presence of the 2 bacteria ($P > 0.05$). The variations in the abundances of *P. aeruginosa* during the biodegradation of PP differ significantly ($P < 0.05$) from those of *S. aureus* when the pHi of the solutions is 5 or 9 (Table 2).

3.7 Assessment of the Parameters Changing Apparent Rates at the Presence of each Polymer and each Bacterial Species

It has been noted that during incubations, the pH of the solutions sometimes increases or decreases at the presence of each polymer and each bacterial species considered, and under each pHi condition of solutions. In most cases, the electrical conductivity increases, as well as the cell abundances. And the weights of the polymers decreased. The cells abundance apparent increasing rates (CAAIR), the electrical conductivity apparent increasing rates (ECAIR), and the polymers weight apparent decreasing rates (PWADR) were estimated per 10days by the linear regression model. The values of these apparent velocities are presented in Table 3.

It is noted that with LDPE fragments in the presence of the 2 bacteria *P. aeruginosa* and *S. aureus*, the PWADRs are identical under pHi 5 and are 0.4 mg/10days. These PWADRs decrease to 0.2 mg/10days under pHi 9 in the presence of *P. aeruginosa*, but increase to 0.6 mg/10days in the presence of *S. aureus* under pHi 7 of solutions (Table 3). With PP fragments in the presence of *P. aeruginosa* PWADR decrease from 0.9 mg/10days to 0.3 mg/10days with increasing pHi solution. On the other hand, in the presence of *S. aureus*, this PWADR was 0.7 mg/10days under all pHi values (Table 3).

The ECAIR of the solutions gradually decreased with increasing pHi of the solutions for both bacteria when the polymer was the LDPE. In the presence of *P. aeruginosa*, it increased from 122.36 $\mu\text{S/cm/10days}$ under pHi 5 to 32.89 $\mu\text{S/cm/10 days}$ under pHi 9 (Table 3). In the presence of *S. aureus*, it varied from 195.21 $\mu\text{S/cm/10 days}$ (pHi 5) to 75.92 $\mu\text{S/cm/10days}$ (pHi 9). With PP fragments in solutions, the ECAIR in the presence of *S. aureus* gradually decreased from 203.39 $\mu\text{S/cm/10days}$ (pHi 5) to 95.53 $\mu\text{S/cm/10 days}$ (pHi 9). In the presence of *P. aeruginosa*, the highest ECAIR 102.11

$\mu\text{S/cm/10days}$ was recorded under pHi 7 (Table 3).

The highest CAAIR for *P. aeruginosa* with the LDPE fragments was 185.18 CFU/10days recorded under pHi 5. That of *S. aureus* was 116.79 CFU/10days recorded under pHi 7 (Table 3). The lowest CAAIRs were 65.82 CFU/10days for *P. aeruginosa* (pHi 7) and 24.10 CFU/10days for *S. aureus* (pHi 5) (Table 3). With the PP fragments, the highest CAAIR was 297.61 CFU/10days for *P. aeruginosa* (pHi 5) and 67.64 CFU/10days for *S. aureus* (pHi 7). The lowest were 48 CFU/10days for *P. aeruginosa* (pHi 7) and 4.53 CFU/10days for *S. aureus* (pHi 5) (Table 3).

4. DISCUSSION

This study showed that LDPE and PP are not completely inert towards micro-organisms, but have demonstrated certain, though limited long term biodegradability. Many microorganisms including bacteria have been known to possess polyester degrading mechanisms because of various enzymes found in these organisms. These enzymes include among others peroxidase, laccase, hydrolases, styrene monooxygenase, depolymerase, esterase, dehydrogenases, tannases, cutinases, lipases and carboxylesterases [2,23,24]. The microorganisms use plastics as their sole carbon source for their survival and hence can flourish on plastic waste when provided with optimal conditions necessary for growth. Decrease in molecular weight of the plastic monomer is one of the main criteria that is employed to testify whether plastic is being degraded or not in the presence of microorganisms [10,25].

The primary mechanism for the biodegradation of polymer is the oxidation or hydrolysis by enzyme to create functional groups that improves its hydrophilicity. Consequently, the main chains of polymer are degraded resulting in polymer of low molecular weight and feeble mechanical properties, thus, making it more accessible for further microbial assimilation [26].

It has been indicated that plastics considered in this study are exclusively of carbon atoms and not attached to reactive groups and lack hydrolyzable bonds that would allow hydrolytic degradation. For being non-hydrolyzable, their initial depolymerization relies on redox reactions that release oligomers of lower molecular weight. These may be utilized by microorganisms,

entering in diverse metabolic pathways [27,28]. Extracellular enzymes such as depolymerases and hydrolases act on large plastic polymers to break them down into smaller molecules. Hydrolytic cleavage can occur either at the polymer chain terminus (exo-attack) or somewhere along the polymer chain (endo-attack) [23]. The extracellular oxidase found in a number of *Pseudomonas* can oxidize the considered polymers into a diketone structure [23,29,30]. Changing in pH solution may affect polymers surface by changing the concentration of hydroxyl group radicals that could oxidize polymer surfaces [23]. This would partly explain the variations from one pH to another, the values of the parameters measured.

Microorganisms that colonize the plastic surface first cause a reduction in the size of polymer, degrading it into monomers which can be absorbed into the microbial cells, and then these monomeric units are further acted upon inside their cells through enzymatic degradation, utilizing the monomers as carbon source for growth. On enzymatic degradation, mineralisation of the monomers takes place and end products that are given out include CO₂, H₂O, CH₄, N₂ and various other metabolic products [23,29]. This would lead to the increase in electrical conductivity of the aquatic environment as registered in this study. A further utilization of these end products can be very useful in eliminating harmful plastics completely from the environment. Li et al [31] working with *Pseudomonas putida* noted that the metabolism of ethylene glycol and its derivatives has resulted in different oxidation products such as glycolaldehyde, glyoxal, glycolate, and glyoxylate. All these products as indicated above would lead to the increase of the electrical conductivity of the medium as it has been noted in this study.

It has been noted that apparent changes rates of parameters varied according to the experimental conditions. It is known that important factors affecting the rate of biodeterioration include material composition, molecular weights, atomic composition and the chemical bonds in the structure, the physical and chemical characteristics of the surfaces, the indigenous microflora, and environmental conditions [26]. Degradation of many plastics begins with the attachment of microbes to its surface followed by the production of some extracellular enzymes. Under aerobic conditions, CO₂, water and microbial biomass are the final

degradation products whereas in case of anaerobic/methanogenic condition CO₂, water, methane and microbial biomass are the end products. The conversion of the long chain polymer into CO₂ and water is a complex process. Its degradation makes it fragile and sensitive to further oxidation by enzymes secreted by the microorganisms [3].

The complete process of biodegradation has been divided into four stages [24]: a)- biodeterioration, which is the formation of carbonyl-groups by the action of oxidative enzymes released by microorganisms or induced by exterior agents; b)- biofragmentation, which involves hydrolysis and/or fragmentation of the polymer carbon chains and the release of intermediate products, mediated by enzymes secreted by microorganisms; c)- bioassimilation, whereby small hydrocarbon fragments released by biofragmentation are taken-up and metabolized by bacteria, and d)- mineralization, which is the transfer of hydrolysis products within the cell wall, intracellular conversion of hydrolysis products to microbial biomass with the associated release of carbon dioxide and water excreted out the cell. During this process, a transformation in its basic structure leads to the formation of oxidized oligomers, followed by bioassimilation of small cleavage fragments by the microorganisms [3,24,32]. This would explain the increase in abundance of bacterial cells observed.

The role of some major groups of enzymes involved in the degradation of plastic polymers has been determined by Hou and Majumder [33]. Thus, cytochrome P450 are oxidoreductases catalyzing the introduction of one atom of molecular oxygen into nonactivated C-H bonds. Monooxygenase are oxidoreductases incorporating one atom of the oxygen molecule into substrates. Aromatic ring hydroxylase are oxidoreductases incorporating two atoms of dioxygen into the aromatic ring with the dihydroxylation reaction. Esterase are hydroxylases splitting esters into an acid and an alcohol. And alpha/beta hydrolase are hydroxylases involved in diverse catalytic functions including hydrolysis, proteolysis, removal of a halogen atom, and others. These enzymes are found in many Proteobacteria and Firmicutes [33,34].

Biological plastic degradation occurs when microorganisms use their enzymatic apparatus to break down polymers into smaller molecules and

monomers. These may be used as carbon and energy sources and are ultimately mineralized by microorganisms, being converted into carbon dioxide, water, methane and other compounds [35,36]. Biological processes can usually be performed under various environmental conditions (including temperature, pH, pressure), circumventing the utilization and production of dangerous chemicals and depending on the microorganisms concerned [36,37].

The biodegradation is widely accepted as selective, and biodegradable plastics usually break down upon interaction with UV, water, temperature, oxygen content, time, nutrient availability, enzymes, microorganisms' presence and gradual changes in pH [10,35,38]. Compiled information on microbial species and proteins associated with reports of plastic biodegradation, demonstrating that presumed plastic-degrading traits are widely dispersed across the microbial tree of life, although it is not always possible to know if such a bacterium can only degrade such a plastic and not such another, because the same enzyme can be synthesized by several different bacterial species [36].

It is also indicated that in the natural environment, water, oxygen, UV and enzymes (via microorganisms) are among the main agents initiating the degradation of materials by hydrolysis or oxidation. The processes implemented at the molecular scale (chain cutting, modification of chemical groups, etc.), at the meso- and macroscopic scales, have very diverse consequences depending on the general properties of the material concerned (in particular the chemical structure, the nature of the constituent atoms, the molar mass of the polymer, the physical state of the polymer, the levels of stress suffered, among others), and on the other hand, environmental conditions (temperature, pH, rate of oxygen, exposure to light, among others) [39-41]. These 2 groups of factors would impact the relative kinetics of micro-biogeochemical mechanisms in the material in the natural environment.

5. CONCLUSION

Polypropylène (PP) and low density polyethylene (LDPE) in the presence of *P. aeruginosa* and *S. aureus* bacteria in an aquatic environment undergo biodegradation. During this process, the pH of the medium varies over time ; the rate of loss of polymer weight, and the rate of increase in cell abundance and the electrical conductivity

of the medium vary on the one hand according to the initial pH value of the solution, and on the other hand according to the polymer and the bacteria present. The parameters values recorded in the presence of *P. aeruginosa* differed significantly ($P < 0.05$) from those recorded in the presence of *S. aureus* under each initial pH of solutions. It seems necessary to take this factor into consideration during the microbial biodegradation processes of plastic waste.

COMPETING INTERESTS

Authors have declared that no competing interests exist.

REFERENCES

1. Temoor A, Muhammad S, Farrukh A, Ijaz R, Asad Ali S, Muhammad N, Amir H, Natasha M, Irfan M, Sher M. Biodegradation of plastics: current scenario and future prospects for environmental safety. *Environ Sci Pollution Res*; 2018. DOI:10.1007/s11356-018-1234-9
2. Danso D, Chow J, Streit WR. Plastics: Environmental and biotechnological perspectives on microbial degradation. *Appl Environ Microbiol*. 2019;85:e01095-19. DOI:10.1128/AEM.01095-19
3. Montazer Z, Habibi Najafi MB, Levin DB. Challenges with verifying microbial degradation of polyethylene. *Polymers*. 2020;12:123. DOI:10.3390/polym12010123
4. Carlton JT, Chapman JW, Geller JB, Miller JA, Carlton DA, McCuller M, Trenaman NA, Steve BP, Ruiz GM. Tsunami-driven rafting: transoceanic species dispersal and implications for marine biogeography. *Science*. 2017;357:1402-1406. DOI:10.1126/science.aao1498
5. Koch D, Mihalyi B. Assessing the Change in Environmental Impact Categories when Replacing Conventional Plastic with Bioplastic in Chosen Application Fields. *Chemical Engineering Transactions*. 2018;70:853-858. DOI:10.3303/CET1870143
6. Lagana P, Caruso G, Corsi I, Bergami E, Venuti V, Majolino D, La Ferla R, Azzaro M. Do plastics serve as a possible vector for the spread of antibiotic resistance? *Int J*

- Hygiene Environ Health. 2019;222(1):89-100.
DOI:10.1016/j.ijheh.2018.08.009
7. Butbunchu N, Pathom-Aree W. Actinobacteria as promising candidate for polylactic acid type bioplastic degradation. *Frontiers in Microbiology*. 2019;10:1-10.
DOI:10.3389/fmicb.2019.02834
 8. Dela Torre DYZ, Delos Santos LA, Reyes MLC, Baculi RQ. Biodegradation of low-density polyethylene by bacteria isolated from serpentinization-driven alkaline spring. *Philippine Science Letters*. 2018;11:1-12.
DOI:10.1016/j.ijheh.2018.08.009
 9. Santacoloma-Londono S, Buitrago-Gonzalez ME, Lamus-Molina V, Asprilla S, Ruiz-Teran JE, Villegas-Méndez LC. Evaluation of the biodegradation of polyethylene, polystyrene and polypropylene, through controlled tests in solid suspension with the fungus *Aspergillus flavus*. *Scientia et Technica Año*. 2019;24(03):532-540.
 10. Mouafo Tamnou EB, Tamsa Arfao A, Nougang ME, Metsopkeng CS, Noah Ewoti OV, Mougang LM, Nana PA, Atem Takang-Etta L-R, Perrière F, Sime-Ngando T, Nola M. Biodegradation of polyethylene by the bacterium *Pseudomonas aeruginosa* in acidic aquatic microcosm and effect of the environmental temperature. *Environmental Challenges*. 2021;3, 100056 .
DOI:10.1016/j.envc.2021.100056
 11. Accarias S. Impact du phénotype des macrophages résidents sur la nature de la réponse inflammatoire précoce lors d'une infection par *Staphylococcus aureus*, Thèse de Doctorat, Université de Toulouse. 2014;212.
 12. Cottalorda A. Diversité phénotypique et moléculaire d'isolats urinaires de *Pseudomonas aeruginosa*. Médecine humaine et pathologie. Thèse de Doctorat, Normandie Université; 2020.
 13. Novotny E, Erbanov P, Sezimov H, Malachov KR, Rybkov Z, Malinov L, Prokopov I, Brozek J. Biodegradation of aromatic-aliphatic copolyesters and polyesteramides by esterase activity-producing microorganisms. *Int Biodeterioration Biodegradation*. 2015;97: 25-30.
DOI:10.1016/j.ibiod.2014.10.010
 14. Ghatge S, Yang Y, Ahn J-H and Hur H-G. Biodegradation of polyethylene: a brief Review. *Appl Biol Chem*. 2020;63:27.
DOI:10.1186/s13765-020-00511-3
 15. Duan H, Chen W, Meng H, Jianfang L, Gu K, Li J. Effects of photoaging on the tribological properties of engineering plastics: Tribological properties of engineering plastics. *Polymer Advanced Technologies*. 2014;25(9): 975- 980.
DOI:10.1002/pat.3337
 16. Saadi Z. Etude de la dégradation fongique des polymères : cinétique de dégradation des polymères et caractérisation des sous-produits de dégradation - Etude de l'écotoxicité de ces polymères. Thèse de Doctorat, Université Du Maine -UFR-Sciences et Technologie. 2008;151 P
 17. Karmakar A, Dua P, Ghosh C. Biochemical and molecular analysis of *Staphylococcus aureus* clinical isolates from hospitalized patients. *Can J Infect Dis Med Microbiol*. 2016;2016:9041636.
DOI:10.1155/2016/9041636
 18. Su SSS, Lae KZW, Ngwe H. Isolation and identification of *Pseudomonas aeruginosa* from clinical soil. *University of Yangon Res J*. 2018;8, 271-275.
DOI:10.33899/edusj.1970.163328
 19. Lontsi Djimeli C, Tamsa Arfao A, RossiV, Nsulem N, Raspal V, Bricheux G, Nola M, Sime-Ngando T. Impact of two disinfectants on detachment of *Enterococcus faecalis* from polythene in aquatic microcosm. *Rese Biotechnol*. 2016;7:28-42.
DOI:10.19071/rib.2016.v7.2981
 20. Pantachotia R. Predictive modelling using linear regression. 2020.
Available:<https://medium.com/swlh/predictive-modelling-using-linear-regression-e0e399dc4745> (accessed on 25th May 2022).
 21. Popovic B. The optimal solution to the problems by regression analysis. *J Eng Manag Competitiveness*. 2019;9(1):25-37.
DOI:10.5937/JEMC1901025P
 22. Nola M, Eheth JS, Nougang ME, Mougang ML, Noah Ewoti OV, Krier F, Chihib N-E, Servais P, Hornez J-P, Njiné T. Assessment of *in-situ* abundance dynamics of enterobacteria and total heterotrophic aerobic bacteria in groundwater in the equatorial region of

- Central Africa. Water SA 2012;38(5):737-746.
DOI:10.4314/wsa.v37i4.18
23. Wilkes RA, Aristilde L. Degradation and metabolism of synthetic plastics and associated products by *Pseudomonas* sp.: capabilities and challenges. J Appl Microbiol; 2017.
DOI:10.1111/jam.13472
 24. Mohanan N, Montazer ZK, Sharma P, Levin DB. Microbial and enzymatic degradation of synthetic plastics. Frontiers in Microbiology 11.2020; Article 580709.
DOI:10.3389/fmicb.2020.580709
 25. Kaushal J, Khatri M, Arya SK. Recent insight into enzymatic degradation of plastics prevalent in the environment: A mini – review. Cleaner Engin Technol. 2021;2, 100083.
DOI:10.1016/j.clet.2021.100083
 26. Sana Sheik, Chandrashekar KR, Swaroop K, Somashekarappa HM. Biodegradation of gamma irradiated low density polyethylene and polypropylene by endophytic fungi. Int Biodeter Biodegr. 2015;105:21-29.
DOI:10.1016/j.ibiod.2015.08.006
 27. Krueger MC, Harms H, Schlosser D. Prospects for microbiological solutions to environmental pollution with plastics. Appl Microbiol Biotechnol. 2015;99:8857-8874.
DOI: 10.1007/s00253-015-6879-4
 28. Barcoto MO, Rodrigues A. Lessons From Insect Fungiculture: From Microbial Ecology to Plastics Degradation. Frontiers in Microbiology. 2022;13:812143.
DOI:10.3389/fmicb.2022.812143
 29. Shah Z, Hasan F, Krumholz L, Atkas D and Shah AA. Degradation of polyester polyurethane by newly isolated *Pseudomonas aeruginosa* strain MZA-85 and analysis of degradation products by GC-MS. Int Biodeterior Biodegrad. 2013;77:114-122.
DOI:10.1016/j.ibiod.2012.11.009
 30. Shah Z, Gulzar M, Hasan F and Shah AA. Degradation of polyester polyurethane by an indigenously developed consortium of *Pseudomonas* and *Bacillus* species isolated from soil. Polymer DegradStab. 2016;134: 349-356.
DOI:10.1016/j.polymdegradstab.2016.11.003
 31. Li W-J, Jayakody LN, Franden MA, Wehrmann M, Daun T, Hauer B, Blank LM, beckhamGT, Klebensberger J, Wierckx N. Laboratory evolution reveals the metabolic and regulatory basis of ethylene glycol metabolism by *Pseudomonas putida* KT2440. Environ Microbiol. 2019;21:3669-3682.
DOI:10.1111/1462-2920.14703
 32. Montazer Z, Habibi-Najafi MB, Levin DB. Microbial degradation of low-density polyethylene and synthesis of polyhydroxyalkanoate polymers. Can J Microbiol. 2019;65:1-11.
DOI:10.1139/cjm-2018-0335
 33. Hou L, Majumder ELW. Potential for and distribution of enzymatic biodegradation of polystyrene by environmental microorganisms. Materials. 2021;14:503.
DOI:10.3390/ma14030503
 34. Zhu B, Wang D, Wei N. Enzyme discovery and engineering for sustainable plastic recycling. Trends Biotechnology. 2022;40(1) :23-37.
DOI:10.1016/j.tibtech.2021.02.008
 35. Alshehrei F. Biodegradation of synthetic and natural plastic by microorganisms. J Appl Environ Microbiol. 2017;5(1):8-19.
DOI:10.12691/jaem-5-1-2
 36. Gambarini V, Pantos O, Kingsbury JM, Weaver L, Handley KM, Lear G. PlasticDB: a database of microorganisms and proteins linked to plastic biodegradation. Database, 2022; 1-12.
DOI:10.1093/database/baac008
 37. Wei R and Zimmermann W. Microbial enzymes for the recycling of recalcitrant petroleum-based plastics: how far are we? Microb Biotechnol. 2017;10:1308-1322.
DOI: 10.1111/1751-7915.12710
 38. Folino A, Karageorgiou A, Calabro PS, Komilis D. Biodegradation of wasted bioplastics in natural and industrial environments: A review. Sustainability. 2020;12:6030.
DOI:10.3390/su12156030
 39. Devi RS, Kannan VR, Natarajan K, Nivas D, Kannan K, Chandru S, Antony AR. The role of microbes in plastic degradation. Environ Waste Manage ed. Chandra, R. 2016;341-370 United States: CRC Press.
DOI:10.1201/b19243-13
 40. Andrady A. The plastic in Microplastics, Marine Pollution Bulletin. 2017;119(1):12-22.
DOI: 10.1016/j.marpolbul.2017.01.082

41. Galgani F, Bruzard S, Duflos G, Fabre P, Casdaldi E, Ghiglione J, Grimaud R, Matthieu G, Huvet A, Lagarde F, Ika P-P, Ter Halle A. Pollution des océans par les plastiques et les microplastiques. Techniques de l'Ingénieur. 2020. Archimer, BIO9300, 17 P. Available:<https://archimer.ifremer.fr/doc/00663/77471/>

© 2022 Mouafo Tamnou et al.; This is an Open Access article distributed under the terms of the Creative Commons Attribution License (<http://creativecommons.org/licenses/by/4.0>), which permits unrestricted use, distribution, and reproduction in any medium, provided the original work is properly cited.

Peer-review history:

The peer review history for this paper can be accessed here:
<https://www.sdiarticle5.com/review-history/88550>