



**HAL**  
open science

# Caractérisation des extractibles des bois de *Petersianthus macrocarpus* et *Letestua durissima*: une approche multicritère pour comprendre leur durabilité naturelle et explorer de nouvelles opportunités de valorisation

Ley-Fleury Ella Nkogo

## ► To cite this version:

Ley-Fleury Ella Nkogo. Caractérisation des extractibles des bois de *Petersianthus macrocarpus* et *Letestua durissima*: une approche multicritère pour comprendre leur durabilité naturelle et explorer de nouvelles opportunités de valorisation. Matériaux. Université de Lorraine; École doctorale des grandes écoles (Libreville, Gabon), 2024. Français. NNT: 2024LORR0087 . tel-04750513

**HAL Id: tel-04750513**

**<https://hal.univ-lorraine.fr/tel-04750513v1>**

Submitted on 23 Oct 2024

**HAL** is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.



**UNIVERSITÉ  
DE LORRAINE**

**BIBLIOTHÈQUES  
UNIVERSITAIRES**

## AVERTISSEMENT

Ce document est le fruit d'un long travail approuvé par le jury de soutenance et mis à disposition de l'ensemble de la communauté universitaire élargie.

Il est soumis à la propriété intellectuelle de l'auteur. Ceci implique une obligation de citation et de référencement lors de l'utilisation de ce document.

D'autre part, toute contrefaçon, plagiat, reproduction illicite encourt une poursuite pénale.

Contact bibliothèque : [ddoc-theses-contact@univ-lorraine.fr](mailto:ddoc-theses-contact@univ-lorraine.fr)  
*(Cette adresse ne permet pas de contacter les auteurs)*

## LIENS

Code de la Propriété Intellectuelle. articles L 122. 4

Code de la Propriété Intellectuelle. articles L 335.2- L 335.10

[http://www.cfcopies.com/V2/leg/leg\\_droi.php](http://www.cfcopies.com/V2/leg/leg_droi.php)

<http://www.culture.gouv.fr/culture/infos-pratiques/droits/protection.htm>



**Thèse en cotutelle**

Présentée et soutenue publiquement pour l'obtention du titre de

**DOCTEUR DE L'UNIVERSITE DE LORRAINE ET DE L'ECOLE DOCTORALE  
DES GRANDES ECOLES DE LIBREVILLE**

**Mention : Sciences du bois et des fibres**

Par

**Ley-Fleury ELLA NKOGO**

\*\*\*\*\*

**Caractérisation des extractibles des bois de *Petersianthus macrocarpus* et  
*Letestua durissima* : une approche multicritère pour comprendre leur  
durabilité naturelle et explorer de nouvelles opportunités de valorisation**

\*\*\*\*\*

**Soutenue le 20/09/2024 devant le jury d'évaluation**

**Membres du jury :**

	Mr Prosper <b>EDOU ENGONGA</b>	Maître de conférences CAMES, ENS Libreville
<b>Directeurs de thèse :</b>	Mr Philippe <b>GERARDIN</b>	Professeur, Université de Lorraine, Nancy
	Mr Stéphane <b>DUMARÇAY</b>	Professeur, Université de Lorraine, Nancy
<b>Président du jury :</b>	Mme Céline <b>TARNUS</b>	Professeur, Université de Haute Alsace
<b>Rapporteurs :</b>	Mr Bertrand <b>CHARRIER</b>	Professeur, Université de Pau et des Pays de l'Adour
	Mme Marie France <b>THEVENON</b>	Docteur HDR, CIRAD, Montpellier
<b>Examineurs</b>	Mme Emeline <b>HOUËL</b>	ING HDR, CNRS, Banyuls-sur-Mer
	Mme Line Edwige <b>MENGOME</b>	Docteur, IPHAMETRA, Libreville, Gabon

**Membres invités :**

	Mr Rodrigue <b>SAFOU-TCHIAMA</b>	Maître de conférences, HDR, CAMES, USTM
	Mme Christine <b>GERARDIN</b>	Professeur, Université de Lorraine, Nancy

**Ce travail est dédié à**

*A Dieu, tout puissant, grâce à qui j'ai pu réaliser ce travail.*

*A la force de ma vie, mon soutien moral, source de joie et de bonheur, celle qui s'est toujours sacrifiée pour me voir réussir, Toi ma mère.*

*A mon exemple éternel et mon inspiration toi mon père.*

*A la flamme de mon cœur, ma vie et mon bonheur mon fils que j'adore.*

*A la source de mes efforts mes frères (Max, Arnaud, Ulrich, Christ et Franck) et mes sœurs (Régine, Angie, Julie et Caresse).*

## **Remerciements**

Cette étude a été menée conjointement dans trois laboratoires distincts : le Laboratoire de Chimie Organique de l'École Normale Supérieure de Libreville (ENS), le Laboratoire du Centre de Recherche de l'Institut de Pharmacopée et de Médecine Traditionnelle (IPHAMETRA) et le Laboratoire d'Études et de Recherche sur le Matériau Bois (LERMAB).

Je tiens à exprimer ma profonde gratitude envers toutes les personnes qui ont contribué activement à la réalisation de ce travail. Mes remerciements vont tout particulièrement à :

**Prosper Edou Engonga** : pour avoir encadré mes travaux depuis le master, pour ses conseils, son soutien financier et pour avoir accepté d'être mon directeur de thèse côté gabonais.

**Philippe Gérardin** : pour avoir accepté d'être mon directeur de thèse côté français, son implication dans les corrections du mémoire.

**Stéphane Dumarçay** : pour ses corrections de mon mémoire, son implication dans mon travail à la paillasse, l'initiation de GC-Ms, de la LC-Ms, de Py-GC-Ms...

**Privat Mezui** : pour avoir recommandé mon dossier à l'École Nationale des Eaux et Forêts.

**Line Edwige MENGOME** : pour son encadrement sur les tests de cytotoxicité.

**USTM** : pour m'avoir formé et forgé le moral.

**ANBG** : pour le financement de mes études de la licence jusqu'au doctorat.

**ENEF** : pour ma formation dans les sciences du bois, dans la discipline militaire et son aide pour l'échantillonnage.

**LERMAB** : pour m'avoir permis de réaliser mes travaux de thèse en m'offrant une paillasse avec tous les produits nécessaires et un environnement de qualité pour atteindre les objectifs visés. Merci aux personnels et à tous les doctorants pour leurs apports dans la réalisation de mes travaux de recherche.

**EDGE** : pour avoir accepté mon projet de thèse au sein de leur école.

**Famille Obame Eyi Simons** : pour son soutien moral, spirituel.

**Sophie Aboughe directrice de l'IPHAMETRA et son personnel** : pour l'accès à son laboratoire de phytochimie.

**Serge Kaboubi Waniyele** : pour son soutien financier, ses conseils, son apport sur l'obtention des échantillons de bois.

**Faustin Mezui M'Okane** : maître assistant CAMES, enseignant chercheur à l'Ecole Normale Supérieure de Libreville pour les corrections des fautes de grammaire et d'orthographe.

**Mes amis** : pour leurs conseils dans les moments difficiles, leur présence a permis de traverser les moments sombres durant ces quatre années de thèse.

**STARTUP PROFILIA** : pour leurs soutiens précieux dans l'analyse des extraits de bois avec GST. Vos efforts renforcent nos innovations.

**Donatien Mougala** : directeur provincial des eaux et forêts au Woleu Ntem, pour avoir facilité la récolte des échantillons de bois.

## Liste des abréviations

**ABTS** : Acide 2,2'-azino-bis(3-éthylbenzothiazoline-6-sulphonique)

**Ag/DmGSTD** : drosophile *Drosophila melanogaster*

**BHT** : Hydroxytoluène Butylé

**BSTFA** : N, O -Bis(triméthylsilyl)trifluoroacétamide

**CIRAD** : Centre de coopération internationale en recherche agronomique pour le développement

**CI<sub>50</sub>** : Concentration inhibitrice médiane

**CMB** : Concentration Minimale Bactéricide

**CMI** : Concentration minimale inhibitrice

**C=C** : Double liaison carbone-carbone

**C-O** : Liaison Carbone Oxygène

**COMIFAC** : Commission des forêts d'Afrique centrale

**CP** : *Coniophora puteana*

**DPPH** : 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl

**FTIR** : Spectroscopie Infrarouge à Transformée de Fourier

**G/S** : Guaiacyle/Syringyle

**GC-MS** : Chromatographie Gazeuse couplée à la Spectrométrie de Masse

**GST** : Glutathion S-transférase

**GT** : *Gloeophyllum trabeum*

**kDa** : kiloDalton

**LC-MS** : Chromatographie en phase liquide couplée à la spectrométrie de masse

**M<sub>éch</sub>** : masse anhydre de l'échantillon de poudre d'écorce en gramme

**M<sub>ext</sub>** : masse de l'extrait après évaporation en gramme

**pH** : Potentiel hydrogène

**PIB** : Produit intérieur brut

**PO** : *Pleurotus ostreatus*

**PP** : *Poria placenta*

**ppm** : partie par million

**PS** : *Pycnoporus sanguineus*

**TC** : Tanins condensés

**TIC** : Courant ionique total

**TV** : *Trametes versicolor*

**R** : rendement des extraits

**RT** : Temps de rétention

**UV** : Ultraviolet

## Table des matières

Introduction générale.....	1
Chapitre I : revue bibliographique .....	5
1. Structure du bois.....	6
2. Composition chimique .....	7
2.1. Cellulose.....	7
2.2. Hémicelluloses .....	8
2.3. Lignine .....	9
2.4. Extractibles.....	9
2.4.1. Terpènes et terpénoïdes.....	10
2.4.2. Cires et Graisses .....	10
2.4.3. Composés phénoliques .....	11
3. Substances minérales.....	17
4. Durabilité naturelle.....	17
4.1. Taux d'humidité .....	18
4.2. Agents biologiques d'altération du bois.....	18
4.2.1. Bactéries .....	18
4.2.2. Champignons.....	18
4.2.3. GST .....	19
4.2.4. Insectes xylophages.....	19
4.2.5. Tarets.....	20
5. Stabilité dimensionnelle .....	21
6. Description des essences étudiées .....	22
6.1. <i>Petersianthus macrocarpus</i> .....	22
6.2. <i>Letestua durissima</i> .....	23
Chapitre II : matériels et méthodes .....	25
1. Matériels.....	26

1.1. Produits Chimiques .....	26
1.2. Champignons.....	26
1.3. Matériel végétal.....	26
2. Méthodes .....	27
2.1. Teneur en extractible .....	27
2.1.1. Extraction au Soxhlet .....	27
2.1.2. Extraction par macération .....	28
2.2. Taux de cellulose.....	29
2.3. Taux d’holocellulose .....	30
2.4. Taux de lignine.....	30
2.5. Criblage phytochimique .....	31
2.6. Dosage des polyphénols .....	33
2.7. Dosage des tannins condensés.....	35
2.8. Dosage des flavonoïdes .....	36
2.9. FTIR .....	37
2.10. GC-MS .....	38
2.11. HPLC.....	39
2.12. Pyrolyse GC-MS .....	40
2.13. Cytotoxicité .....	41
2.13.1. Généralité sur le sang .....	41
2.13.2. Hémolyse.....	42
2.13.3. Echantillons de sang.....	43
2.13.4. Préparation des globules rouges .....	43
2.13.5. Test de cytotoxicité sur les globules rouges.....	43
2.14. Tests antifongiques.....	45
2.14.1. Tests antifongiques sur éprouvettes de bois .....	45
2.14.2. Effet des extractibles sur la croissance champignons .....	46

2.14.3. Effet de la sciure sur la croissance des champignons.....	46
2.14.4. Durabilité conférée par imprégnation des extractibles.....	47
2.15. Tests anti-termites .....	48
2.16. GST .....	49
2.17. Tests antioxydants .....	50
2.18. Angles de contacts.....	51
2.19. Test antibactérien .....	52
2.20. Stabilité dimensionnelle .....	52
2.21. Analyse en composante principale.....	53
Chapitre III : extractions, quantification, caractérisation des composés chimiques et activité antifongique, anti-termite, antibactérienne et antioxydantes des substances extractibles de <i>Letestua durissima</i> et de <i>Petersianthus macrocarpus</i> .....	55
1. Teneur en extractibles .....	56
1.1. Extraction au Soxhlet .....	56
1.2. Extraction par macération .....	58
2. Teneur en constituants pariétaux.....	59
3. Teneur en polyphénol.....	60
3.1. Dosage des polyphénols .....	60
3.2. Dosage des tannins .....	61
3.3. Dosage des flavonoïdes.....	62
4. Criblage phytochimique .....	63
4.1. Extraits obtenus au Soxhlet.....	63
5. Analyse infrarouge .....	68
6. Analyse GC-MS .....	69
7. Analyse LC-MS.....	77
8. Analyse UV .....	83
9. Activité antioxydante .....	85
9.1. Extraits obtenus par macération .....	85

9.2. Extraits obtenus au Soxhlet .....	87
10. Activité anti-termite .....	88
11. Test antibactérien contre <i>Escherichia coli</i> .....	91
12. Activité antifongique.....	93
12.1. Durabilité naturelle de <i>Letestua durissima</i> et de <i>Petersianthus macrocarpus</i> face aux agents de pourritures .....	93
12.1.1. Perte de masse .....	93
12.1.2. Prise d'humidité des blocs de bois .....	94
12.2. Inhibition de croissance des champignons par les différents extraits .....	95
12.3. Durabilité conférée par les extractibles .....	108
13. Evaluation de la cytotoxicité .....	109
Chapitre IV : étude multicritère des facteurs responsables la durabilité du bois .....	112
1. Composition chimique .....	113
2. Teneur en polyphénols totaux .....	115
3. Pyrolyse GC-MS .....	116
4. Stabilité dimensionnelle .....	117
4.1. Densité.....	118
4.2. Gonflement.....	119
4.3. Gain de masse.....	120
4.4. Taux d'humidité .....	121
5. Mouillabilité.....	122
6. Activité antioxydant .....	123
7. Activité antifongique.....	124
7.1. Inhibition de croissance des champignons par sciure extraite et non extraite .....	124
7.2. Tests antifongiques sur le bois massif .....	125
8. Les facteurs corrélés avec la durabilité .....	128
8.1. Corrélation.....	131

8.2. Corrélation avec le rapport sucre/lignine .....	132
8.3. Corrélation avec la mouillabilité .....	133
8.4. Corrélation avec la densité .....	134
9. Analyse ACP avec les données GSTs .....	135
Conclusion générale et perspectives .....	137
Conclusion générale .....	138
Perspectives .....	142
Références bibliographiques .....	143
Annexes .....	162
Résumé : .....	179
Summary : .....	179

## Liste des figures

Figure 1 : structure du bois.....	7
Figure 2 : structure de la cellulose .....	8
Figure 3 : sucres constituant les hémicelluloses.....	8
Figure 4 : unités phénylpropanoïdes utilisées dans la biosynthèse de la lignine .....	9
Figure 5 : structures de terpènes et terpénoïdes extraits du bois.....	10
Figure 6 : graisses et cires isolés du bois .....	11
Figure 7 : phénols simples isolés du bois.....	12
Figure 8 : différentes familles de flavonoïdes rencontrées dans le bois.....	13
Figure 9 : quinones extraites du bois de teck .....	14
Figure 10 : isomère du 1,2-diphényléthylène.....	14
Figure 11 : stilbènes contribuant à la durabilité du bois .....	15
Figure 12 : tanins hydrolysables.....	16
Figure 13 : structures de quelques tanins condensés.....	17
Figure 14 : bois altéré par les tarets.....	21
Figure 15 : allure du <i>Petersianthus macrocarpus</i> .....	23
Figure 16 : allure du <i>Letestua durissima</i> .....	24
Figure 17 : extraction au Soxhlet et extrait concentré.....	28
Figure 18 : extraction par macération .....	29
Figure 19 : cellulose obtenue sur le bois de <i>Letestua durissima</i> .....	29
Figure 20 : holocellulose obtenue sur le bois de <i>Letestua durissima</i> .....	30
Figure 21 : lignine obtenue sur le bois de <i>Letestua durissima</i> .....	31
Figure 22 : quelques tests positives du criblage phytochimique.....	33
Figure 23 : courbe d'étalonnage de l'acide gallique obtenue par méthode colorimétrique ....	34

Figure 24 : courbe d'étalonnage de l'acide gallique obtenue par méthode microplaque.....	35
Figure 25 : Courbe d'étalonnage : absorbance à 500 nm avec comme standard la catéchine .	36
Figure 26 : Courbe d'étalonnage : absorbance à 415 nm avec comme standard la catéchine .	37
Figure 27 : appareil FRTIR de type Nicolet 6700.....	37
Figure 28 : appareil GC-MS de type Perkin Elmer Clarus 680 .....	39
Figure 29 : appareil LC-MS. ....	40
Figure 30 : appareil Pyrolyse GC-MS de type Perkin Elmer Clarus 500 .....	41
Figure 31 : structure de la membrane des globules rouges .....	42
Figure 32 : photo illustrant une cellule de Thomas.....	43
Figure 33 : cellule de Thomas .....	44
Figure 34 : A = milieu gélosé, B = incubation des champignons, C = croissance du mycélium, D = mise en contact du bois massique avec les champignons, E = incubation pendant 16 semaines .....	46
Figure 35 : A= sciure extrait et non extraite du Padouk et B= milieu de culture.....	47
Figure 36 : représentent le principe de l'évaluation de l'activité anti-termite .....	48
Figure 37 : appareil qPCR.....	49
Figure 38 : appareil de lecteur de plaque de type EnSight.....	51
Figure 39 : goniomètre type Kruss DSA10 .....	51
Figure 40 : schéma d'imprégnation d'eau des éprouvettes .....	53
Figure 41 : spectres infrarouges des extraits de <i>P. macrocarpus</i> et <i>L. durissima</i> .....	68
Figure 42 : spectres UV des extraits de <i>Petersianthus macrocarpus</i> (A=écorce, B=aubier et C=duramen) enregistrés à x nm .....	83
Figure 43 : spectres UV des extraits de <i>Letestua durissima</i> (D=écorce, E=aubier et F=duramen) enregistrés à x nm.....	84
Figure 44 : pourcentage de survie des termites exposés au papier Whatman imprégné d'extrait hydroalcoolique de <i>Petersianthus macrocarpus</i> en fonction du temps .....	89

Figure 45 : pourcentage de survie des termites exposé au papier Whatman imprégné d'extrait hydroalcoolique de <i>Letestua durissima</i> en fonction du temps .....	89
Figure 46 : influence des différents extraits de <i>Letestua durissima</i> sur la croissance du mycélium de <i>Trametes versicolor</i> .....	95
Figure 47 : influence des différents extraits de <i>Petersianthus macrocarpus</i> sur la croissance du mycélium de <i>Trametes versicolor</i> .....	96
Figure 48 : influence des différents extraits de <i>Letestua durissima</i> sur la croissance du mycélium de <i>Pleurotus ostreatus</i> .....	97
Figure 49 : influence des différents extraits de <i>Petersianthus macrocarpus</i> sur la croissance du mycélium de <i>Pleurotus ostreatus</i> .....	98
Figure 50 : influence des différents extraits de <i>Letestua durissima</i> sur la croissance du mycélium de <i>Pycnoporus sanguineus</i> .....	99
Figure 51 : influence des différents extraits de <i>Petersianthus macrocarpus</i> sur la croissance du mycélium de <i>Pycnoporus sanguineus</i> .....	100
Figure 52 : influence des différents extraits de <i>Letestua durissima</i> sur la croissance du mycélium de <i>Gloephyllum trabeum</i> .....	101
Figure 53 : influence des différents extraits de <i>Petersianthus macrocarpus</i> sur la croissance du mycélium de <i>Gloephyllum trabeum</i> .....	102
Figure 54 : influence des différents extraits de <i>Letestua durissima</i> sur la croissance du mycélium de <i>Coniophora puteana</i> .....	103
Figure 55 : influence des différents extraits de <i>Letestua durissima</i> sur la croissance du mycélium de <i>Poria placenta</i> .....	104
Figure 56 : influence des différents extraits de <i>Letestua durissima</i> sur la croissance du mycélium de <i>Poria placenta</i> .....	105
Figure 57 : influence des différents extraits de <i>Petersianthus macrocarpus</i> sur la croissance du mycélium de <i>Poria placenta</i> .....	106
Figure 58 : pertes de masse des éprouvettes de <i>Pinus sylvestris</i> et de <i>Fagus sylvatica</i> imprégnées d'extraits d'écorce de <i>Letestua durissima</i> et de <i>Petersianthus macrocarpus</i> .....	108

Figure 59 : test de toxicité des extraits éthanol/eau d'écorces de <i>Petersianthus macrocarpus</i> .....	109
Figure 60 : tests de toxicité des extraits éthanol-eau d'écorces de <i>Letestua durissima</i> .....	110
Figure 61 : valeurs de densité des différentes essences étudiées.....	118
Figure 62 : valeurs de gonflement des différentes essences étudiées.....	119
Figure 63 : valeurs de gain de masse après imprégnation des essences étudiées.....	120
Figure 64 : taux d'humidité des différentes essences étudiées.....	121
Figure 65 : mesure de l'angle de contact sur la face transversale et la face perpendiculaire aux fibres .....	122
Figure 66 : pourcentage d'inhibition du radical cationique ABTS .....	123
Figure 67 : nuage des points entre la somme des pertes de masse.....	129
Figure 68 : la somme des pourcentages de dégradation en fonction du rapport sucre/lignine .....	132
Figure 69 : la somme des pourcentages de dégradation en fonction de l'angle de contact....	133
Figure 70 : la somme des pourcentages de dégradation en fonction de la densité.....	134
Figure 71 : ACP avec données GSTs .....	135
Figure 72 : prédiction de la durabilité naturelle du bois .....	136

## Liste des tableaux

Tableau 1 : familles d'insectes xylophages.....	20
Tableau 2 : taux d'extrait obtenu par macération successive sur les écorces de <i>Petersianthus macrocarpus</i> et de <i>Letestua durissima</i> .....	56
Tableau 3 : taux d'extrait obtenu par macération successive sur les écorces de <i>Petersianthus macrocarpus</i> et de <i>Letestua durissima</i> .....	58
Tableau 4 : teneur en macromolécule obtenu sur les parties d'écorce, d'aubier et du duramen de <i>Petersianthus macrocarpus</i> et de <i>Letestua durissima</i> .....	59
Tableau 5 : teneur en phénols totaux des différents compartiments de <i>Petersianthus macrocarpus</i> et de <i>Letestua durissima</i> .....	60
Tableau 6 : teneur en tanins totaux des différents compartiments de <i>Petersianthus macrocarpus</i> et de <i>Letestua durissima</i> .....	61
Tableau 7 : teneur en flavonoïdes totaux des différents compartiments de <i>Petersianthus macrocarpus</i> et de <i>Letestua durissima</i> .....	62
Tableau 8 : criblage phytochimique des extraits d'écorce, d'aubier et de duramen de <i>Petersianthus macrocarpus</i> et <i>Letestua durissima</i> .....	63
Tableau 9 : tests phytochimiques des écorces de <i>Petersianthus macrocarpus</i> et de <i>Letestua durissima</i> .....	66
Tableau 10 : composés détectés lors de l'analyse GC-MS des extraits à l'acétone des différents compartiments de <i>Letestua durissima</i> .....	69
Tableau 11 : composés détectés lors de l'analyse GC-MS des extraits au cyclohexane des différents compartiments de <i>Letestua durissima</i> .....	70
Tableau 12 : composés détectés lors de l'analyse GC-MS des extraits au dichlorométhane des différents compartiments de <i>Letestua durissima</i> .....	71
Tableau 13 : composés détectés lors de l'analyse GC-MS des extraits au toluène/éthanol des différents compartiments de <i>Letestua durissima</i> .....	72
Tableau 14 : composés détectés lors de l'analyse GC-MS des extraits au cyclohexane des différents compartiments de <i>Petersianthus macrocarpus</i> .....	73

Tableau 15 : composés détectés lors de l'analyse GC-MS des extraits au dichlorométhane des différents compartiments de <i>Petersianthus macrocarpus</i> .....	74
Tableau 16 : composés détectés lors de l'analyse GC-MS des extraits à l'acétone des différents compartiments de <i>Petersianthus macrocarpus</i> .....	75
Tableau 17 : composés détectés lors de l'analyse GC-MS des extraits au toluène/éthanol des différents compartiments de <i>Petersianthus macrocarpus</i> .....	75
Tableau 18 : composés identifiés dans les extraits acétone des différents compartiments de <i>Letestua durissima</i> .....	77
Tableau 19 : composés identifiés dans les extraits toluène/éthanol des différents compartiments de <i>Letestua durissima</i> .....	78
Tableau 20 : composés identifiés dans les extraits aqueux des différents compartiments de <i>Letestua durissima</i> .....	79
Tableau 21 : composés identifiés dans les extraits toluène/éthanol des différents compartiments de <i>Petersianthus macrocarpus</i> .....	80
Tableau 22 : composés identifiés dans les extraits aqueux de l'écorce, des différents compartiments de <i>Petersianthus macrocarpus</i> .....	81
Tableau 23 : composés identifiés dans les extraits acétone des différents compartiments de <i>Petersianthus macrocarpus</i> .....	82
Tableau 24 : IC50 des différents extraits d'écorces à l'aide de la méthode ABTS exprimé $\mu\text{g.mL}^{-1}$ .....	85
Tableau 25 : IC50 des différents extraits à l'aide de la méthode DPPH .....	87
Tableau 26 : IC50 des différents extraits à l'aide de la méthode ABTS .....	87
Tableau 27 : perte de masse du papier Whatman exposé aux termites pendant 15 jours .....	90
Tableau 28 : pourcentage d'inhibition d' <i>Escherichia coli</i> par extractibles de <i>Letestua durissima</i> et de <i>Petersianthus macrocarpus</i> .....	91
Tableau 29 : perte de masse des échantillons de <i>Letestua durissima</i> et de <i>Petersianthus macrocarpus</i> après 16 semaines d'exposition aux champignons.....	93

Tableau 30 : teneur en humidité des échantillons de <i>Letestua durissima</i> et de <i>Petersianthus macrocarpus</i> après 16 semaines d'exposition à différents agents de pourriture .....	94
Tableau 31 : taux en composition chimique des différentes essences .....	113
Tableau 32 : teneur en phénols totaux.....	115
Tableau 33 : ratios des fragments obtenus par pyrolyse GC-MS.....	116
Tableau 34 : indices antifongiques obtenus sur les sciures extraites et non extraites des différentes essences .....	124
Tableau 35 : durabilité naturelle des essences face aux champignons responsables des pourritures blanches (norme EN 350-1, 1994).....	126
Tableau 36 : durabilité naturelle des essences face aux champignons responsables des pourritures brunes inspiré de la norme EN 350-1, 1994).....	127
Tableau 37 : somme des pertes de masse des éprouvettes de bois exposés aux champignons .....	129
Tableau 38 : corrélation de la durabilité avec quelques paramètres.....	131

# **Introduction générale**

La gestion durable de la forêt gabonaise constitue un maillon essentiel du plan stratégique « Gabon émergent », dans le cadre de son pilier « Gabon vert » depuis 2009. Le Gabon s'est en effet doté d'une ambitieuse vision dans le secteur forêt-bois à l'horizon 2025, qui est de hisser le Gabon au rang de leader mondial dans le domaine du bois tropical certifié, en développant une industrie novatrice qui exploite pleinement les richesses de nos forêts gérées de manière durable (**Emergent, 2012**). Puits de carbone et sanctuaire de biodiversité, le Gabon est un pays d'Afrique centrale réputé pour sa vaste biodiversité forestière, sa forêt couvre une superficie de 80 % du territoire national, avec 10 000 espèces de plantes et plus de 400 essences forestières potentiellement exploitables (**Comifac, 2010**). Ce pays offre un potentiel considérable en termes de valorisation des essences secondaires dans le domaine de la science du bois. Alors que certaines essences principales, telle que l'okoumé, béli, azobé, okan, tali, gombé... sont largement exploitées avec plus de 60% des grumes produites par an (**ITC, 2019**), il existe un intérêt croissant pour les essences moins connues et souvent négligées. De plus, la problématique de la valorisation des essences secondaires revêt une importance particulière pour le Gabon, qui cherche à promouvoir une gestion durable de ses ressources forestières. En diversifiant l'utilisation des essences moins courantes, le pays peut réduire la pression exercée sur les espèces principales tout en créant de nouvelles opportunités économiques majeures, par la création de nouveaux emplois constituant un facteur de croissance. La mise au point de nouveaux produits ou matériaux issus de la biomasse suscite aussi un intérêt de plus en plus important, du fait de la diminution des ressources fossiles (**Duret, 2013 ; Aguilar et al., 2020**). Cependant, plusieurs essences fréquemment utilisées de manière traditionnelle (construction et médecine traditionnelle) sont peu connues par les industriels et n'ont fait l'objet que de peu d'études scientifiques. C'est le cas de *Petersianthus macrocarpus* (*P. macrocarpus*) et *Letestua durissima* (*L. durissima*) qui sont des bois divers à promouvoir. *Letestua durissima* est une essence très utilisée dans la médecine traditionnelle et dans le domaine de la construction au Gabon. Pourtant, sa composition chimique n'a jamais été déterminée. Sachant que, les bois tropicaux présentent des teneurs élevées en molécules extractibles (**Mounguengui, 2008 ; Huang et al., 2009 ; Fouquet et al., 2009 ; Saha, 2015**), il semble intéressant de mieux connaître ces essences pour les valoriser. Les composés extraits, comme démontré dans les travaux de **Mburu et al., en 2007**, peuvent être utilisés comme colorants naturels, agents antiseptiques, antioxydants et protecteurs du bois. Mais aussi comme principes actifs dans les domaines de la médecine, de la parfumerie, de la pharmacie, contribuant ainsi à maximiser la valeur commerciale de ces essences. Toutefois, le bois, en tant que matériau renouvelable

abondant et économique, est largement utilisé dans la construction et l'habitation pour sa facilité d'usinage et son esthétique (**Nebesarova, 1996**). Cependant, comprendre le comportement du bois face à divers niveaux d'humidité est crucial pour son utilisation optimale (**Almeida, 2006**), surtout dans des climats propices au développement d'agents de détérioration.

Le bois, un bio-composite poreux, anisotrope et hétérogène, présente un défi majeur en termes de durabilité (**Nebesarova, 1996**). Cette durabilité, définie comme la capacité du bois à résister à des éléments destructeurs tels que l'humidité, les insectes, le mulotage, les galeries, les termites et les champignons pendant les opérations liées à sa mise en œuvre (**Bolmont et Fouchard 2010**), est influencée par divers paramètres tels que la composition chimique, la densité, la capacité à absorber ou perdre de l'humidité, et l'origine du bois. La littérature indique que la composition chimique, notamment les taux d'extractibles, de lignine, de cellulose et d'hémicellulose, joue un rôle clé dans la durabilité naturelle du bois : ils permettent de résister aux attaques des agents de dégradation biologique (**Adler, 1977 ; Fengel et Wagner, 1984 ; Haluk et al., 1994**). De plus, des études ont démontré l'influence de facteurs tels que la nature de l'essence, l'anatomie du bois, l'orientation de la surface, le type d'usinage, le vieillissement, le taux d'humidité, et la rugosité (**Maldas et Kamdem, 1999 ; Shupe et al., 2001 ; Walinder et Johansson, 2001 ; Gindl et al., 2004 ; Sinn et al., 2004 ; Hernandez et Cool, 2008 ; Kocaefe et al., 2008**) sur la durabilité du bois.

Il en résulte qu'une meilleure connaissance des substances extractibles responsables de la durabilité naturelle des bois gabonais permettrait une utilisation optimale de ces matériaux. Il serait également envisageable d'utiliser ces substances extractibles pour améliorer la durabilité des essences naturellement peu durables (**Saha Tchinda, 2015**).

L'objectif du Gouvernement gabonais est de parvenir à une transformation locale plus poussée du bois afin d'augmenter sa contribution au produit intérieur brut (PIB). Cette contribution qui est actuellement de 4,5 % du PIB devrait atteindre 10 % à l'horizon 2020 (**Nze Nguema, 2010**).

Les objectifs de cette recherche sont :

- De quantifier et de caractériser exhaustivement les substances extractibles présentes dans les deux essences, afin d'en comprendre la nature et les propriétés.

- Caractériser les différents polyphénols des extraits par la chromatographie gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC-MS), Chromatographie en phase liquide couplée à la spectrométrie de masse (LC-MS), l'infrarouge (IR) ;
- Évaluer les activités antifongiques, antibactériennes et antioxydantes pour leurs utilisations dans la préservation du bois, dans les industries cosmétiques, agroalimentaires et textiles ;
- Mesurer la toxicité des extractibles ;
- Initier et planter les bases d'une étude multifactorielle plus large sur les paramètres responsables de la durabilité naturelle des bois à l'aide d'une analyse en composante principale et de résultats expérimentaux ;

La thèse est subdivisée en quatre chapitres :

- Le premier chapitre repose sur une revue bibliographique comprenant les éléments suivants : rappels sur le matériau bois, les antioxydants, les antiradicalaires, les agents d'altération du bois, les applications des composés extractibles, ainsi qu'une description détaillée de chaque essence étudiée.
- Le deuxième chapitre concerne la partie expérimentale et comprend une description des différentes méthodes et des équipements utilisés pour mener ces travaux.
- Le troisième chapitre présente successivement les résultats de l'extraction des composés des bois, leur quantification et leur caractérisation à l'aide de différentes méthodes et puis les résultats des pertes de masse des échantillons de différentes essences exposés aux pourritures brunes et blanches, ainsi que la mesure des activités antibactériennes et antioxydantes.
- Le quatrième chapitre présente les résultats de la mesure des paramètres influençant la durabilité naturelle du bois.

# **Chapitre I : revue bibliographique**

## Chapitre I : revue bibliographique

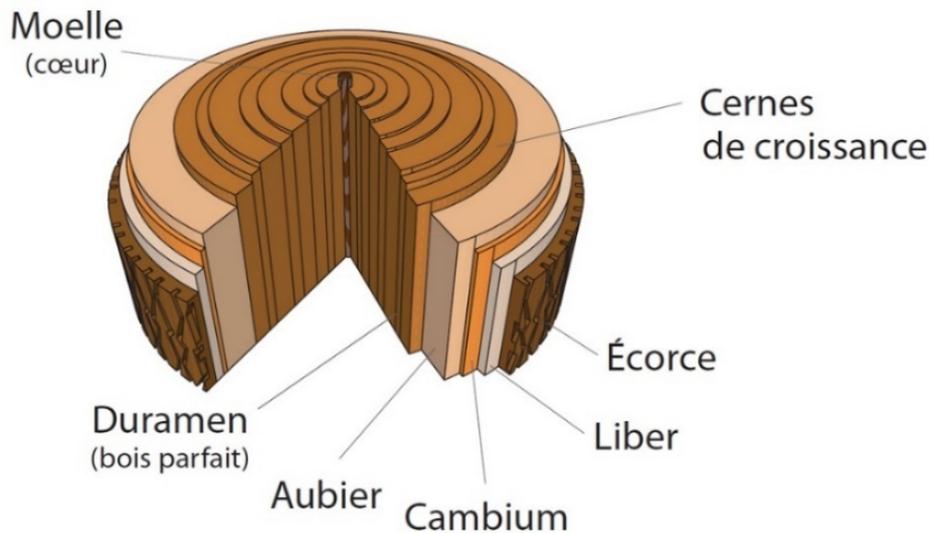
Dans ce chapitre seront présentés un rappel sur la structure, la composition chimique du bois, mais aussi sur les raisons de la durabilité naturelle du bois et le bilan des travaux réalisés sur *Petersianthus macrocarpus* et de *Letestua durissima*.

### 1. Structure du bois

Le bois est un matériau d'origine végétale formé par un organisme vivant, l'arbre, au sein d'un écosystème. Il représente la composante principale du tronc de l'arbre et se compose de différentes structures distinctes. L'écorce externe, appelée rhytidome, assure la première couche protectrice de l'arbre et est constituée de cellules mortes. L'écorce interne, connue sous le nom de liber, assure le transport de la sève élaborée. Le cambium, quant à lui, est un tissu de croissance de l'arbre qui produit vers l'extérieur le liber, également appelé phloème, et vers l'intérieur les cellules du xylème, qui constituent le bois. Le xylème se présente sous forme de couches concentriques appelées cernes de croissance annuels.

L'aubier, localisé dans les couches externes du tronc, est composé de cellules vivantes qui participent à la circulation de la sève brute. Le duramen, par ailleurs connu sous le nom de bois de cœur, occupe la partie centrale de la grume. Les cellules qui le constituent ne contribuent plus à la circulation de la sève (**Thiebaud S., 1995**).

La moelle, encore appelée cœur, correspond au bois juvénile résultant des premiers tissus formés lors de la croissance de l'arbre responsable de la croissance en diamètre et en hauteur du tronc.



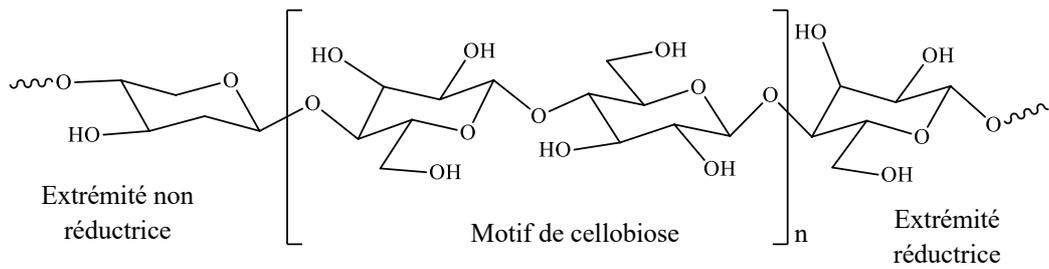
**Figure 1** : structure du bois. (« structure du bois », s. d.).

## 2. Composition chimique

La composition chimique du bois est d'une grande complexité. Il se compose principalement de trois constituants macromoléculaires essentiels : la cellulose, les hémicelluloses et la lignine, auxquels s'ajoutent des composants mineurs de faible masse moléculaire, appelés extractibles.

### 2.1. Cellulose

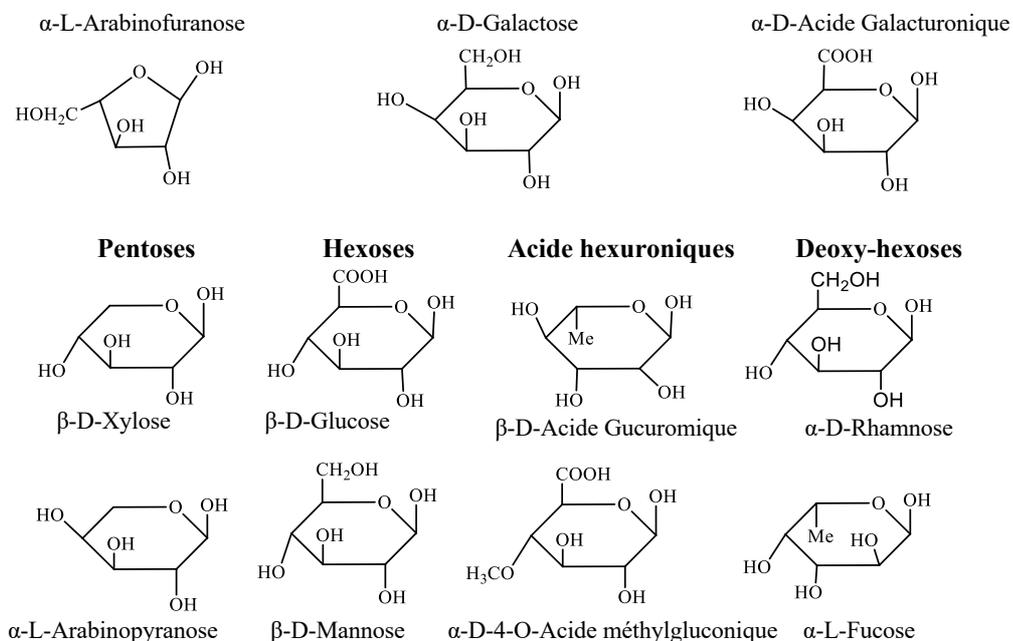
La cellulose est le polymère naturel le plus abondant sur terre. Elle constitue la paroi cellulaire des végétaux, avec une teneur variant de 17 à 99%. La cellulose est un polymère linéaire composé d'unités de cellobiose, qui correspondent à deux unités de  $\beta$ -D-glucopyranose reliées entre elles par une liaison glycosidique  $\beta$ -1,4. Les polymères de glucose peuvent avoir environ 15000 unités de glucose (Hill C., 2006). La cellulose possède des groupements hydroxyles libres qui lui permettent de former des liaisons hydrogène, tant à l'intérieur de la macromolécule qu'entre les macromolécules, ce qui conduit à la formation de cellulose fortement ordonnée, appelée cellulose cristalline. Cette cellulose cristalline est responsable des propriétés mécaniques du matériau. Parallèlement à la cellulose cristalline, il existe également une forme de cellulose désordonnée dite amorphe.



**Figure 2 :** structure de la cellulose.

## 2.2. Hémicelluloses

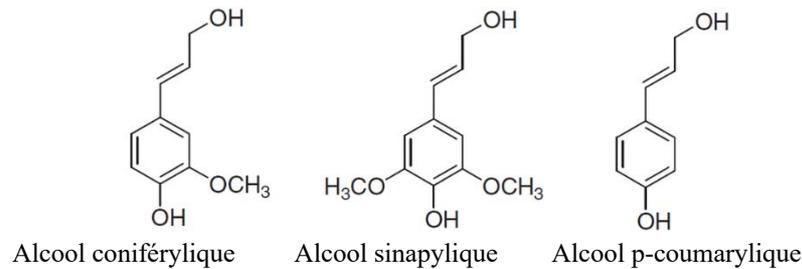
Les hémicelluloses sont des hétéropolysaccharides amorphes constituées des sucres en C6 comme le glucose, le mannose et le galactose et les sucres en C5 comme le xylose et l'arabinose avec des acides uroniques. Elles présentent une grande diversité structurale. Leur degré de polymérisation est inférieur à celui de la cellulose, avec généralement de 100 à 200 unités osidiques pour les xylanes présents dans les feuillus, par exemple (Hill C, 2006). Les hémicelluloses diffèrent entre les résineux et les feuillus. Dans les feuillus des zones tempérées, les hémicelluloses sont principalement constituées de glucuronoxylanes, qui représentent généralement entre 15 à 30% de leur composition (Fengel et Wegner, 1984), alors que les résineux sont constitués de galactoglucomannanes à hauteur de 20% environ.



**Figure 3 :** sucres constituant les hémicelluloses.

### 2.3. Lignine

La lignine est un polymère amorphe composé d'unités de phényl-propane. Elle occupe la deuxième place en termes d'abondance parmi les biopolymères renouvelables, juste après la cellulose. La lignine est formée par la polymérisation oxydative de trois alcools phénoliques : l'alcool p-coumarylique, l'alcool coniférylique et l'alcool sinapylique (**Figure 4**).



**Figure 4** : unités phénylpropanoïdes utilisées dans la biosynthèse de la lignine (**Bacovsky D. et al., 2013**).

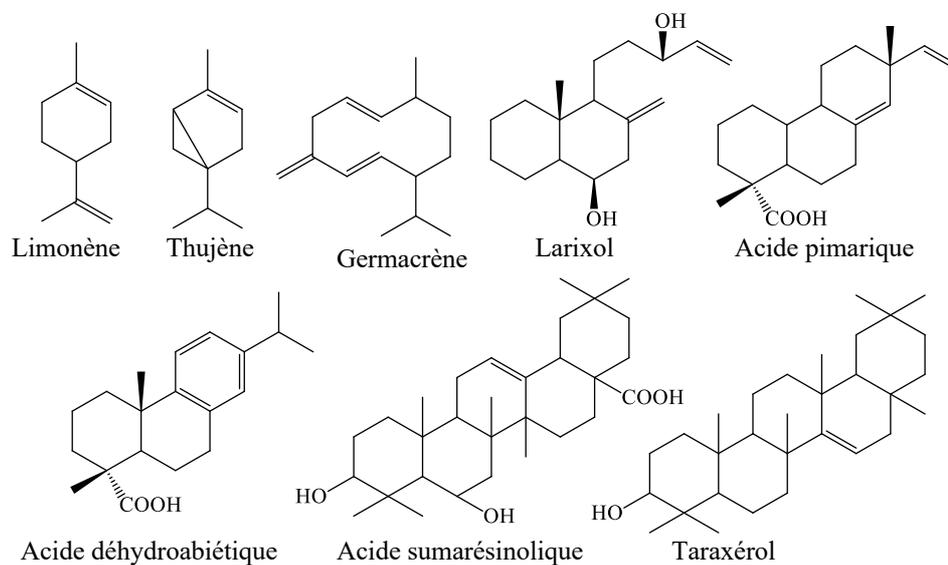
La lignine présente une grande diversité d'unités de base, telles que le parahydroxyphényle, le guaiacyle et le syringyle, ainsi que des combinaisons de ces unités qui conduisent à la formation de structures tridimensionnelles encore peu comprises. Les principales fonctions de la lignine sont de conférer de la rigidité, une résistance à l'eau et une protection contre les agents d'altération du bois (**Adler, 1977**). La composition de la lignine diffère entre les feuillus et les résineux. Dans les feuillus, le noyau aromatique de la lignine est substitué par un ou deux groupements méthoxy, ce qui correspond aux types G/S (guaiacyle ou syringyle, respectivement). En revanche, chez les résineux, la lignine ne comporte qu'un seul groupement méthoxy et est appelée type G (guaiacyle, dérivé de l'alcool coniférylique). De faibles quantités d'alcool coumarylique sont également associées aux lignines des feuillus et des résineux.

### 2.4. Extractibles

Les extractibles sont des composés de faible masse moléculaire présents dans le bois. Ils se trouvent principalement dans les parties poreuses du bois, telles que les vaisseaux et les rayons parenchymateux. Ces composés sont généralement solubles dans l'eau ou dans les solvants organiques (**Mounguengui WS., 2008**).

### 2.4.1. Terpènes et terpénoïdes

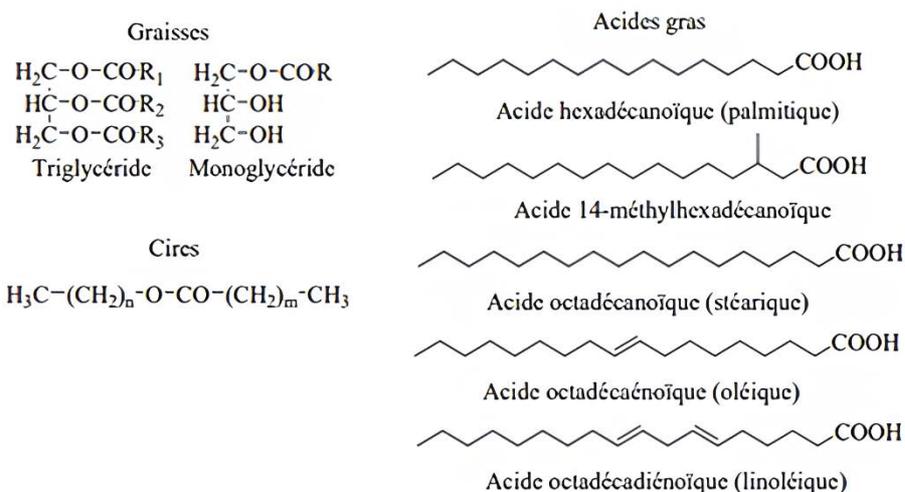
Les terpènes sont des composés présents dans de nombreuses plantes, composés principalement d'atomes de carbone et d'hydrogène, les terpènes sont des hydrocarbures résultant de la combinaison d'unités isoprènes en C5 (**Figure 5**). Ils constituent les résines des conifères. En revanche, les terpénoïdes sont des composés apparentés qui présentent des groupes fonctionnels supplémentaires contenant de l'oxygène, tels que des groupes alcool, carbonyle ou acide. Ce qui les relie, c'est qu'ils sont tous synthétisés à partir du même précurseur, le pyrophosphate d'isopentényl, qui est une structure à cinq atomes de carbone équivalente à l'isoprène. Ces substances possèdent des propriétés antifongiques et insecticides (**Sirmah, 2009**).



**Figure 5 :** structures de terpènes et terpénoïdes extraits du bois (**Mellouk, 2007**) cité par **Saha Tchinda**.

### 2.4.2. Cires et Graisses

Les cires sont définies comme des esters formés à partir d'alcools gras et d'acides gras, tandis que les graisses sont composées de glycérides, qui sont des esters d'acides gras et de glycérol. Les extractibles du bois peuvent contenir des mono, di ou triglycérides. Les graisses et les cires peuvent avoir une incidence sur le processus de fabrication de la pâte à papier et sur la mouillabilité du bois. On les trouve généralement en quantités importantes dans l'aubier et l'écorce du bois.



**Figure 6** : graisses et cires isolés du bois.

### 2.4.3. Composés phénoliques

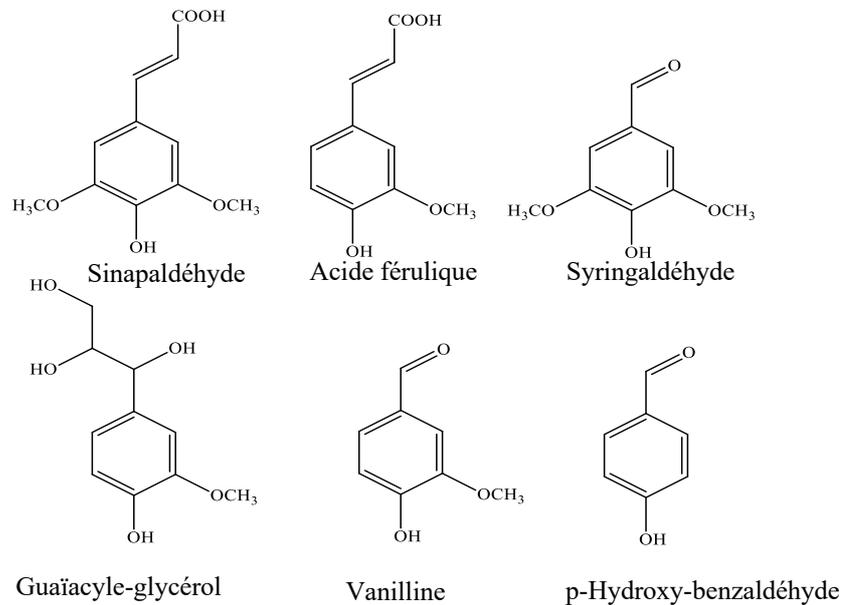
Les composés phénoliques sont des molécules qui possèdent un ou plusieurs noyaux aromatiques et sont dotées d'un ou plusieurs groupements hydroxyles. À ce jour, on a identifié et isolé plus de 8000 molécules de ce type. Les composés phénoliques naturels se regroupent en différentes familles en fonction de leur structure de base. On peut distinguer, par exemple, les phénols simples, les acides phénoliques, les flavonoïdes, les quinones, les stilbènes, les lignanes, les tanins, et bien d'autres encore (Saha Tchinda, 2013). Les quinones correspondant aux formes oxydées d'ortho ou para dihydroxybenzène.

#### Phénols simples

Dans les plantes supérieures, les composés phénoliques simples présentent une structure de base C6, C6-C1, C6-C2 ou C6-C3. Ils dérivent tous de la voie biosynthétique des unités phénylpropanes, qui sont à l'origine des précurseurs de la lignine, et sont formés par la dégradation du squelette C6-C3 initial. Parmi les phénols simples les plus connus, on retrouve l'acide gallique, présent dans toutes les plantes ligneuses, sous forme d'ester de l'acide quinique ou de tannins hydrolysables. L'acide salicylique (acide 2-hydroxybenzoïque), quant à lui, a été isolé à partir du saule. Ces composés phénoliques peuvent être présents à l'état libre ou liés à des sucres.

Ces composés phénoliques sont généralement incolores et très sensibles à l'oxydation, particulièrement en milieu alcalin. Lorsqu'ils sont exposés à l'air, ils tendent à se colorer,

prenant une teinte brun foncé. La plupart des glycosides de phénols simples sont solubles dans l'eau, contrairement à leurs formes aglycones. En raison de leur structure aromatique, ils présentent une forte absorption dans les ultraviolets. De plus, leurs noyaux benzéniques peuvent réagir avec de nombreux réactifs chromogènes, ce qui permet leur visualisation au microscope.

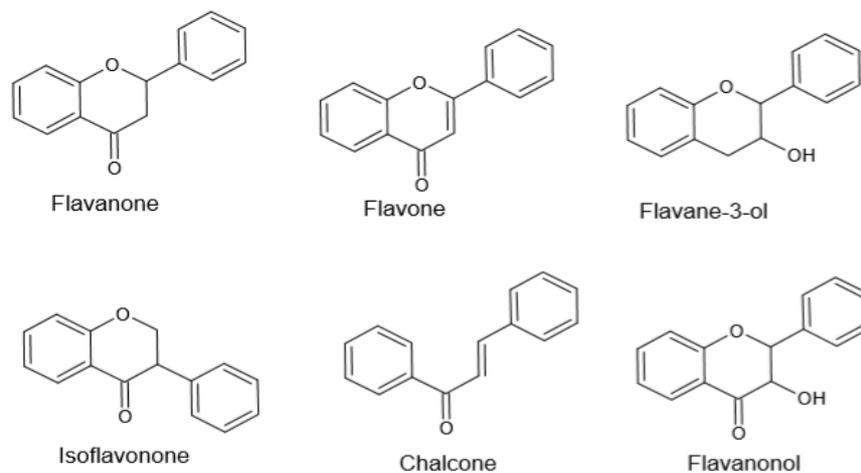


**Figure 7** : phénols simples isolés du bois (Saha, 2015).

## Les flavonoïdes

Les flavonoïdes constituent une classe de composés phénoliques largement étudiés et reconnus pour leurs puissantes activités antioxydantes. Ils sont considérés comme l'un des groupes les plus importants parmi les métabolites secondaires présents dans le règne végétal. Ces composés bioactifs se trouvent dans de nombreuses plantes, notamment dans les fruits, les légumes, les herbes et les graines. Les flavonoïdes sont caractérisés par leur structure chimique complexe, comprenant un noyau flavane ou flavonol relié à des groupes fonctionnels spécifiques. Cette structure chimique unique confère aux flavonoïdes leurs propriétés antioxydantes (**Raven et al., 2000**). Les flavonoïdes partagent une structure commune composée de six atomes de carbone reliés à trois atomes de carbone, formant ainsi une structure en C6-C3-C6. Ils peuvent être classés en différentes familles, chacune présentant une structure de base distincte. Au sein de chaque famille, on observe des variations de structure qui sont principalement dues au degré d'hydroxylation, de méthylation et de glycosylation de chaque cycle. Ces variations structurales influencent à la fois les propriétés physico-chimiques et les propriétés biologiques

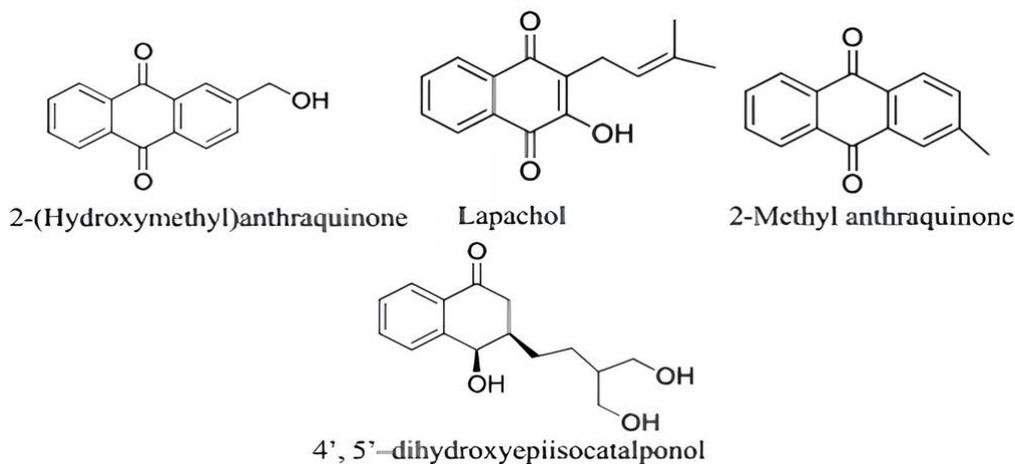
des flavonoïdes. En effet, la structure et le degré d'hydroxylation jouent un rôle clé dans leurs activités biologiques. Les motifs phénoliques présents dans leur structure sont particulièrement impliqués dans ces propriétés. Les propriétés physico-chimiques des flavonoïdes, telles que leur solubilité, leur stabilité et leur réactivité, sont étroitement liées à leur structure chimique. Les variations dans la position et le nombre des groupes fonctionnels hydroxyle, méthoxyle et glycosyle influencent ces propriétés, ce qui peut avoir un impact sur leur biodisponibilité et leur activité dans l'organisme (Ohmura et al., 2000 ; Macheix et al., 2005 ; Hooper et Cassidy, 2006).



**Figure 8 :** différentes familles de flavonoïdes rencontrées dans le bois (Saha, 2015).

## Quinones

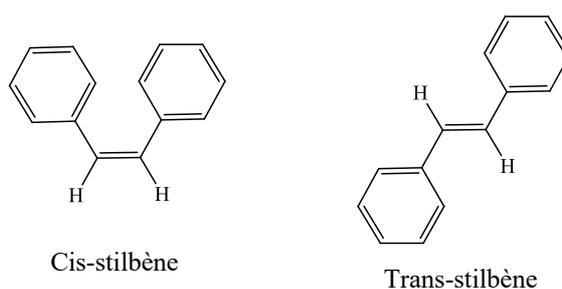
Les quinones sont des composés présents dans de nombreux végétaux. On distingue différents types de quinones, notamment les benzoquinones, les naphthoquinones et les anthraquinones. Les naphthoquinones agissent comme un répulsif contre les termites, ce qui contribue à la durabilité naturelle du bois de teck. En outre, le bois de teck contient également d'autres quinones telles que la naphthoquinone (Thévenon et al., 2001 ; Sirmah, 2009).



**Figure 9** : quinones extraites du bois de teck (Sirmah, 2009).

### Les Stilbènes

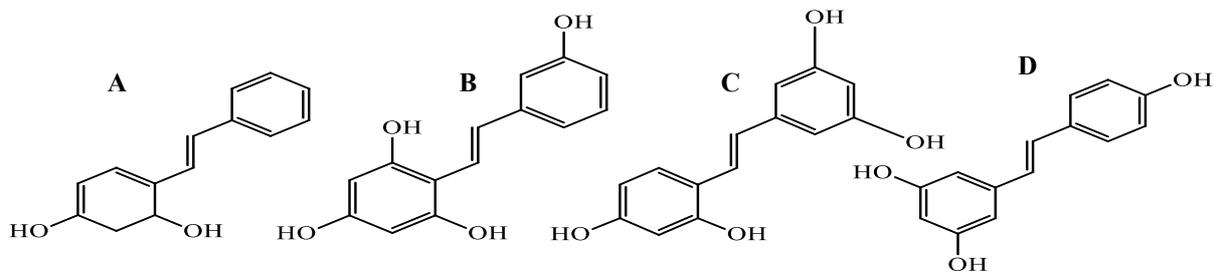
Les stilbènes sont produits par l'addition d'une à trois molécules de malonyl-CoA aux acides cinnamiques dérivés de la voie de biosynthèse des phénylpropanoïdes. Ils se caractérisent par une structure en 1,2-diphényléthène, avec un squelette C6-C2-C6. Les stilbènes sont constitués de deux cycles benzéniques reliés par deux atomes de carbone, unis par une double liaison. Parmi les isomères du 1,2-diphényléthène, on distingue le cis-stilbène et le trans-stilbène. Ces structures sont substituées par des groupements hydroxyles (ou méthoxy) en nombre plus ou moins importants et à différents endroits des cycles aromatiques, donnant ainsi des stilbènes avec des propriétés différentes.



**Figure 10** : isomère du 1,2-diphényléthylène.

La toxicité des stilbènes varie en fonction de leur structure, ainsi que de la souche bactérienne ou fongique étudiée (Venäläinen et al., 2004 ; Lee et al., 2005). Les trans-stilbènes jouent un rôle essentiel dans la durabilité du bois de cœur en le protégeant contre les attaques fongiques. Dans le cas du bois de *Pinus sylvestris* (Pinaceae), la résistance naturelle à la pourriture est due

à la présence de pinosylvines. Le 2,4,3',5'-tétrahydroxystilbène et le 2,4,5,3',5'-pentahydroxystilbène contribuent à la durabilité du bois en le protégeant des champignons lignivores (Schultz et al., 1995). La pinosylvine, le resvératrol et d'autres stilbènes possèdent diverses propriétés, agissant en tant que pièges de radicaux libres, agents biocides et chélateurs de métaux (Sirmah, 2009).



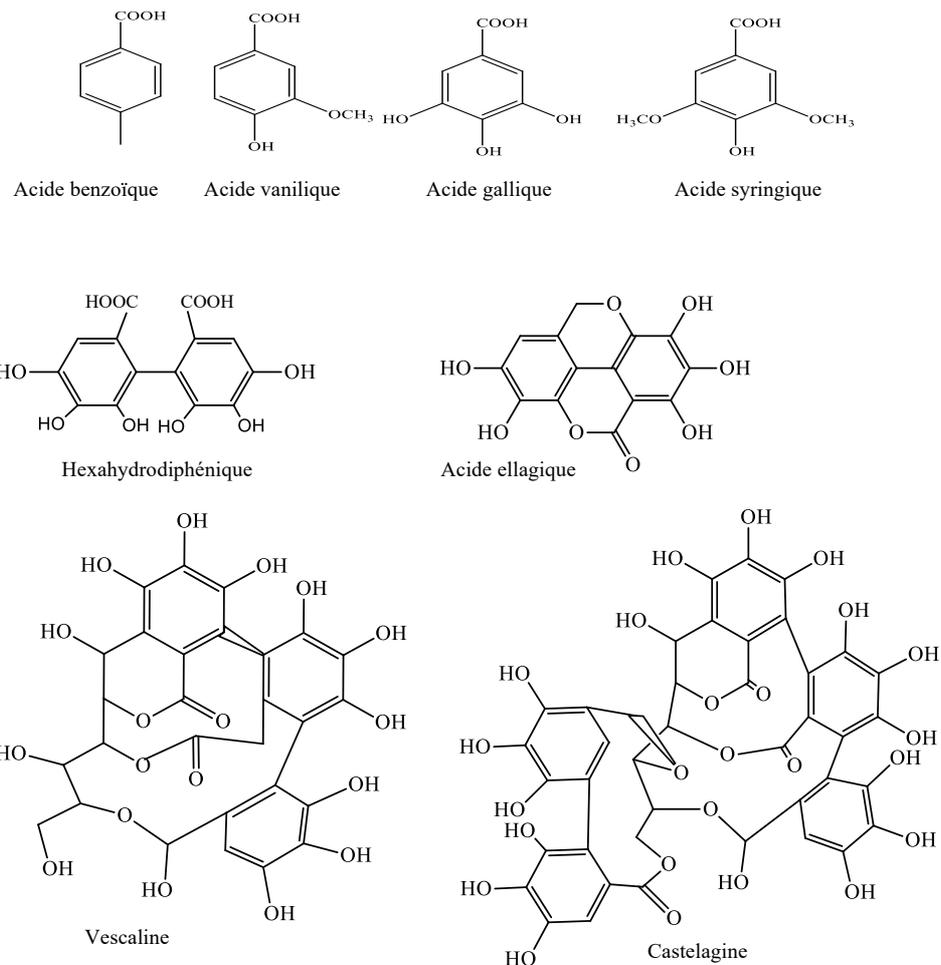
**Figure 11** : stilbènes contribuant à la durabilité du bois. A=Pinosylvine ; B=2,4,5,3',5'-tétrahydroxystilbène ; C=2,4,3',5'-tétrahydroxystilbène ; D=Resvératrol.

## Tanins

Les tanins sont des substances phénoliques qui possèdent la capacité de précipiter les alcaloïdes, la gélatine et certaines protéines. En présence de chlorure de fer, ils peuvent provoquer une coloration verte ou bleue caractéristique. Les tanins ont un poids moléculaire qui varie entre 500 et 3000 Daltons (Swain T. et al., 1962). Ils se trouvent dans quasiment toutes les parties des plantes, incluant l'écorce, les racines, les feuilles, les fruits, le bois et bien d'autres. Généralement, les tanins sont classifiés en deux principales catégories : les tanins hydrolysables et les tanins condensés.

### Tanins hydrolysables

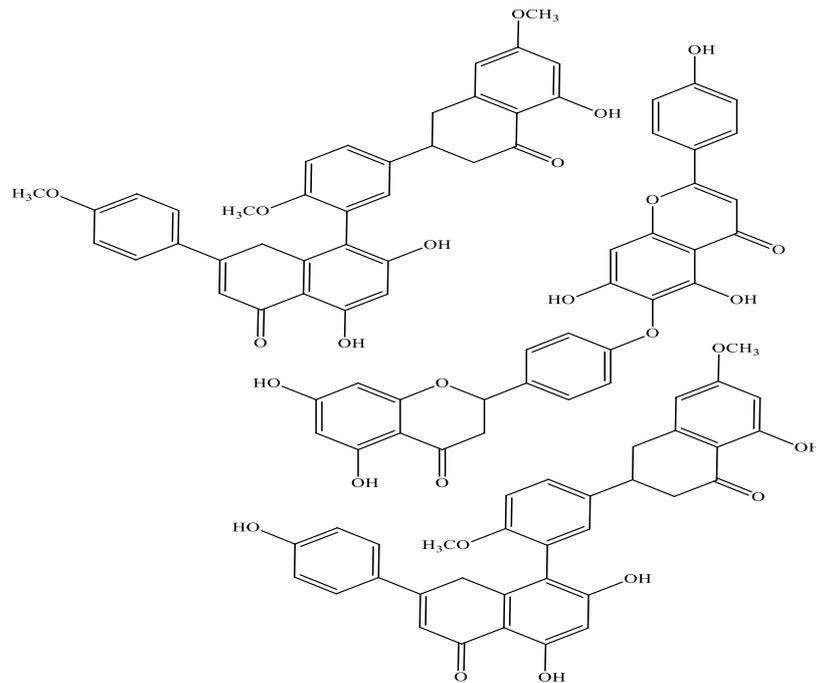
Les tanins hydrolysables sont composés d'esters d'acide gallique, de ses dimères (tels que l'acide ellagique et l'acide digallique) et de monosaccharides, principalement le glucose. Ils ont la particularité de pouvoir être facilement hydrolysés. L'hydrolyse des gallotanins entraîne la formation d'acide gallique, tandis que celle des ellagitanins conduit à la production d'acide ellagique. La figure 12 présente quelques exemples de tanins hydrolysables et les acides phénoliques impliqués dans la structure de ces derniers (Saha, 2015).



**Figure 12 : tanins hydrolysables (Saha, 2015).**

### Tanins condensés

Les tanins condensés présentent une structure similaire à celle des flavonoïdes, mais ils se distinguent par l'absence de partie osidique et leur caractère non hydrolysable. En milieu acide fort et à haute température, ces tanins se polymérisent pour former des précipités insolubles de couleur rouge-brun appelés phlobaphènes. Ils sont constitués de deux à plusieurs unités de flavan-3-ols (catéchol ou épicatechol) ou bien de flavan-3,4-diols (proanthocyanidols) liées entre elles par des liaisons C-C, généralement C4-C8 ou parfois C4-C6 (**source : univ.ency-education.com**). La figure ci-dessous présente quelques exemples de tanins condensés.



**Figure 13 :** structures de quelques tanins condensés ([univ.ency-education.com](http://univ.ency-education.com)).

### 3. Substances minérales

De nombreux éléments minéraux se trouvent à l'état de traces dans le bois, tels que le calcium, le magnésium, le chlore, ainsi que d'autres éléments. Parmi ceux-ci, on trouve également des éléments comme le manganèse, le sodium et le phosphore. Ces éléments minéraux sont présents en quantités très faibles et sont souvent analysés sous forme de cendres et quantifiés, qui sont les résidus de combustion du bois. Les concentrations de ces éléments varient en fonction de l'essence étudiée, de la nature des tissus (écorces, aubier, bois). Le bois contient généralement moins de 1% de cendres, alors que les écorces sont souvent plus riches en substances minérales.

### 4. Durabilité naturelle

Le climat tropical offre de bonnes conditions (chaleur et humidité) pour le développement des agents de détériorations du bois. La durabilité est la capacité du bois à résister contre les organismes destructeurs tels que l'humidité, l'attaque des insectes, mulotage et galeries, des termites, des champignons durant des opérations nécessaires à l'exploitation du bois (**Bolmont et Fouchard, 2010**).

## **4.1. Taux d'humidité**

Le bois est un matériau hygroscopique. Une pression faible abaisse le taux d'humidité du bois. La variation du taux d'humidité dans le bois influence la durabilité naturelle du bois et selon l'origine de l'eau :

**Eau libre** : c'est une eau contenue dans les cavités et les espaces intracellulaires, elle s'évapore facilement et n'occasionne aucune variation dimensionnelle.

**Eau liée** : encore appelée eau d'imprégnation ; cette eau est contenue dans les pores cellulaires, elle s'évapore difficilement et occasionne des variations dimensionnelles lors de son évaporation.

## **4.2. Agents biologiques d'altération du bois**

### **4.2.1. Bactéries**

Les actinomycètes, en tant que membres des bactéries présentes dans différents environnements, jouent un rôle crucial dans la décomposition progressive de matériaux tels que la cellulose, l'hémicellulose et l'amidon, particulièrement dans des conditions d'humidité élevée. Leurs actions notables incluent non seulement la dégradation de ces composés, mais également la facilitation du processus de décomposition du bois par les champignons. Cependant, la décomposition du bois par les bactéries est généralement très lente par rapport à celle due aux champignons, si bien que l'on a souvent tendance à la négliger.

### **4.2.2. Champignons**

Les champignons sont les consommateurs de tissus du bois et provoquent la pourriture du bois. On distingue les champignons lignicoles responsables du bleuissement, des moisissures et des échauffures et les champignons lignivores responsables de la pourriture brune qui dégradent préférentiellement les polysaccharides (hémicelluloses et cellulose) et modifient légèrement la lignine et les champignons lignivores responsables des pourritures blanches qui ont la capacité de dégrader les cellules de la paroi et ont une capacité de pouvoir dégrader la lignine de façon totale (Silva et al., 2007). Ces champignons ont une capacité d'attaquer les biocides utilisés pour la protection du bois et les extractibles (Schultz et Nicholas, 2002).

### 4.2.3. GST

Les glutathion S-transférase (GST) sont des enzymes composés de 211 acides aminés (26 kDa) qui jouent un rôle crucial dans les processus de détoxification à l'intérieur des cellules. Ils sont séparés en trois groupes par rapport à leur localisation : microsomale, mitochondriale et cytosolique (**Deroy, 2015**). Les cytosoliques sont des enzymes présentes dans le cytosol des cellules qui participent activement à la conjugaison du glutathion avec différents composés chimiques en facilitant ainsi leur élimination. Présents dans différentes espèces (mammifères, champignons, insectes et nématodes), les GST jouent un rôle dans la détoxification des cellules en neutralisant et en éliminant les substances toxiques. Ils sont impliqués dans la protection de la cellule face aux stress oxydatifs et des dommages causés par des substances étrangères (**Enayati, et al., 2005 ; Perrot, et al., 2018**).

### 4.2.4. Insectes xylophages

Les insectes xylophages causent une dégradation du bois souvent invisible de l'extérieur. Les dégâts occasionnés par les termites prennent la forme d'un feuillete du bois et réduisent la résistance mécanique et la beauté esthétique du bois. On distingue les insectes qui attaquent les bois frais à partir de 35% du taux d'humidité (bois sur pied ou en grume) exemple les sirex (*Sirex noctilio*), les capricornes (*Cerambycidae* de bois frais *Cerambyx scopolii*) ou scolytes (*Scolytes Xyloterus lieatus*) qui touche les résineux et les feuillus et ceux qui attaquent le bois sec inférieur à 18% du taux d'humidité exemples de *Capricirne* des maisons *Hylotrupes bajulus* qui touchent les essences résineuses et le Capricorne du chêne *Hesperophanes cinereus* qui touche les essences des feuillus (bois mis en œuvre comme les charpentes) (**Bolmont et Fouchard, 2010**).

**Tableau 1 : familles d'insectes xylophages (Bolmont et Fouchard, 2010).**

Groupe	Représentation	Description	Principaux insectes
<p><b>Coléoptères</b>  <b>Insectes à lave</b>  <b>xylophages</b></p>	 <p>(<a href="http://home.alquiercastilloshinchables.info">home.alquiercastilloshinchables.info</a>)</p>	<p>Insectes volants pourvus d'élytres (sorte d'étui pour les ailes) qui déposent leurs œufs dans les bois et donc dans les larves se nourrissent</p>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Capricorne</li> <li>• Petite vrillette</li> <li>• Grosse vrillette</li> <li>• Lyctus</li> <li>• Scolyte</li> </ul>
<p><b>Blattoptères</b>  <b>cubitérme</b>  <b>Insectes sociaux</b></p>	<p>(<a href="https://termitasweb.com/fotos-de-termitas.htm">https://termitasweb.com/fotos-de-termitas.htm</a>)</p>	<p>Insectes se répartissant entre ouvriers, soldats et reproducteurs suivant leur caste, ils sont pourvus ou non d'ailes</p>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Termites souterrains</li> <li>• Termites de bois sec</li> </ul>

#### 4.2.5. Tarets

Les tarets (mollusques ou térébrants) sont les principaux auteurs d'altérations du bois immergé dans l'eau de mer. Les tarets sont des organismes marins les plus redoutables qui pénètrent dans le bois par des petits orifices à l'état de jeune lave. La figure ci-dessous illustre le résultat de dégradation du bois par un taret.



**Figure 14** : bois altéré par les tarets.

([https://www.bois.com/uploads/cache/fb\\_og\\_image/uploads/media/5c785bc773cbc/colonne-termites-49.jpg](https://www.bois.com/uploads/cache/fb_og_image/uploads/media/5c785bc773cbc/colonne-termites-49.jpg))

## 5. Stabilité dimensionnelle

La stabilité dimensionnelle du bois se définit par la capacité du bois à maintenir ses dimensions physiques lors d'une prise ou une perte d'humidité. Le bois dans son environnement a tendance à libérer ou absorber l'humidité. Elle varie d'une essence à une autre (densité, la teneur en humidité, le retrait, le gonflement, le module d'élasticité et l'orientation des fibres). Elle dépend de la coupe du bois (façon que le bois est scié), des conditions environnementales (exposition du bois à des variations de température et d'humidité atmosphérique), de la présence ou non de finitions (l'application des finitions protectrices comme des vernis ou peintures) et des métabolites secondaires qui confèrent une protection contre les attaques extérieures, mais aussi bloquent le retrait (**Julie Bossu et al., 2016**). Plusieurs études ont été réalisées sur la modification chimique du bois avec l'alcool furfurylique afin d'améliorer la durabilité du bois (**Goldstein et Dreher, 1960 ; Lande et al., 2004, 2008 ; Nordstierna et al., 2008 ; Mantanis, 2017 ; Marefat et al., 2016**). La connaissance sur le retrait ou du gonflement du bois par rapport à l'humidité est un élément primordial pour l'utilisation du bois (**Julie Bossu et al., 2016**).

## 6. Description des essences étudiées

### 6.1. *Petersianthus macrocarpus*

Les noms vernaculaires au Gabon sont : abing (fang), mbindji (mpongwès, nkomi), mbindju (éshira, bavarama, bavungu, bapunu, balumbu, bavili, baduma, banzabi, masangu, ngowé) ; mvinzu (loango), bitsi (béséki), son usuel est essia (**Obame Engonga, 2009**).

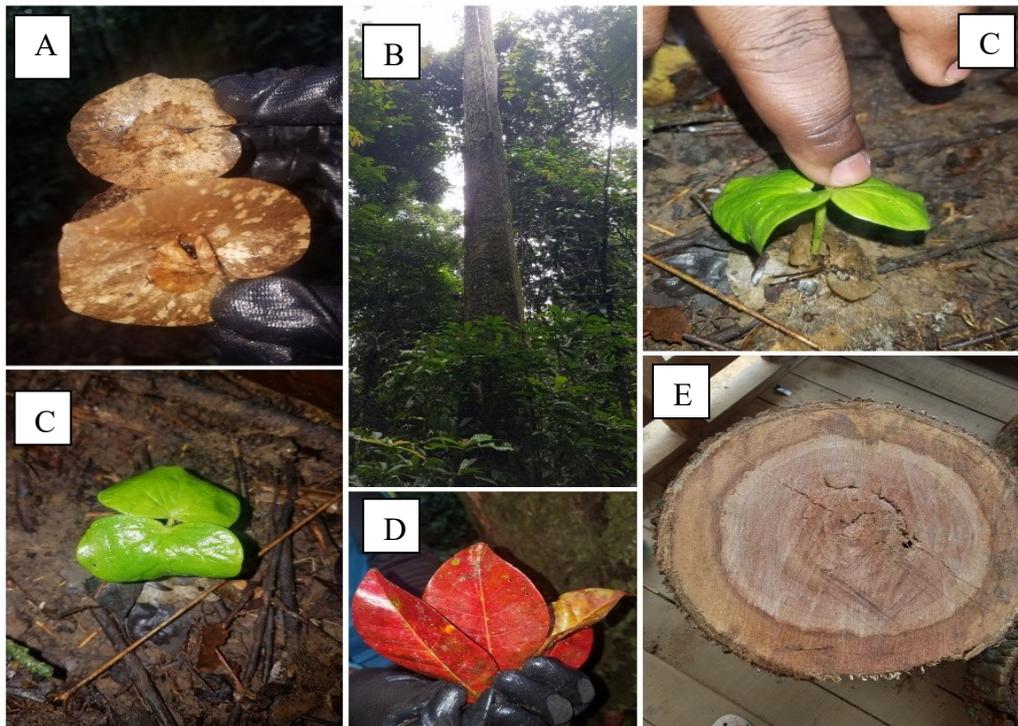
*Petersianthus macrocarpus* est un grand arbre à feuilles caduques (D) qui possède des fruits cordiformes à 4 ailes (A) qui donnent de futurs bourgeons (C). Le tronc peut atteindre 20 m avec un diamètre d'environ 1,3 m couvert d'une écorce très fibreuse (D) avec un aubier blanc jaunâtre et le bois de cœur rougeâtre (E).

*Petersianthus macrocarpus* est l'une des essences les plus utilisées au Gabon contre les maladies vénériennes. L'écorce chauffée sur la cendre est appliquée brûlante sur la région lombaire en cas de courbature. De plus, la décoction de son écorce soigne le mal de ventre (**Dibong et al., 2015**). Elle héberge des chenilles comestibles (*Imbrasia epinethea* et *Imbrasia truncata*) très appréciées par la population. (**Mitashi, 2009**). L'Essia est hôte aux insectes suivants *Imbrasia ertli* et *Imbrasia truncata*. L'écorce mélangée avec quelques piments verts, sert pour le traitement des courbatures. Les tradipraticiens l'utilisent pour soigner la dysenterie (**Walker et Sillans, 1976**). L'extrait aqueux de cette écorce est très employé en Côte d'Ivoire, par voie buccale, rectale ou les deux à la fois. L'effet désiré, du laxatif léger au purgatif énergétique, dépend de la dose absorbée. Son action abortive l'interdit aux femmes enceintes. Tous les guérisseurs ivoiriens sont d'accord sur l'action purgative de l'écorce de *Petersianthus macrocarpus*, administrée le plus souvent en lavement.

Des saponosides ont été isolés des écorces de *Petersianthus macrocarpus* et des propriétés pharmacologiques ont été décrites par (**Massiot et al., en 1992**). *Petersianthus macrocarpus* a été citée au Cameroun pour soigner les pathologies hémorroïdaires (**Dongmo et al., 2007**). Le criblage phytochimique préliminaire de *Petersianthus macrocarpus* a révélé la présence d'alcaloïdes, de saponines et de tanins (**Itoandon et al., 2012**). L'écorce contient des taux élevés de stérols, terpènes, de tanins et de saponosides, ainsi que des traces de flavonoïdes. L'extrait d'écorce a montré un puissant effet filaricide contre la filaire parasite *Loa loa*. De fortes concentrations d'extrait d'écorce agissent sur les muscles lisses, la circulation, les muscles cardiaques, et compromettent le cycle d'ovulation, la conception et la grossesse. Un

extrait éthanolique de la feuille a montré une activité antiproliférative sur des cellules cancéreuses du côlon chez l'homme ( $CI_{50} = 17 \mu\text{g.mL}^{-1}$ ) (Mengome et al., 2009).

Du point de vue de la durabilité et de l'imprégnabilité de son bois, il est moyennement durable aux attaques des champignons et des termites, durable aux insectes de bois sec et peu imprégnable (CIRAD, 2008).

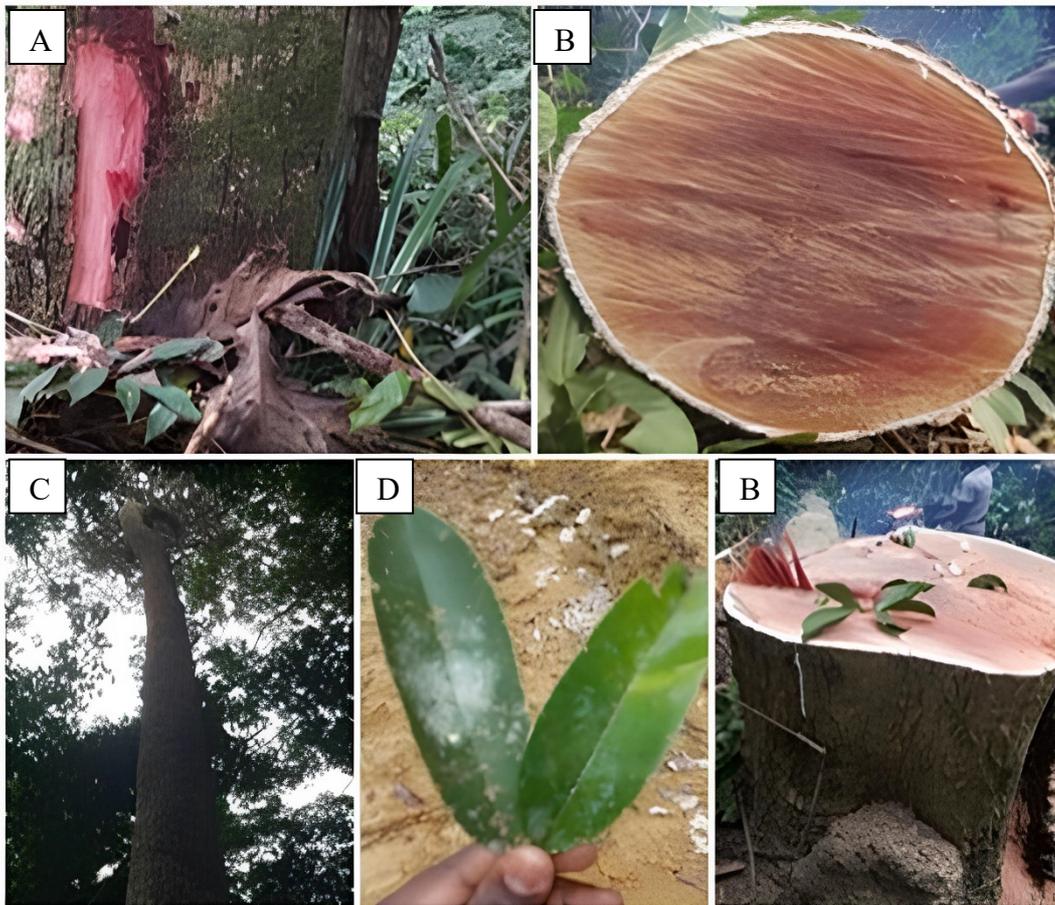


**Figure 15 :** allure du *Petersianthus macrocarpus* (Photo prise par ELLA NKOOGO Ley-Fleury, Oyem Décembre 2020).

## 6.2. *Letestua durissima*

*Letestua durissima* possède plusieurs appellations kong afan (Gabon et Guinée Equatoriale) ; Congotali (Congo et Espagne) ; Durissima et Congotali (France). *Letestua durissima* est originaire du Gabon et de la République du Congo. Il pousse aux sols aux caractères sableux, limoneux, argile et aux sols bien drainés et à pH acides ou neutres. Il ne pousse pas à l'ombre et préfère les sols humides. C'est la seule espèce reconnue du genre *Letestua* de la famille des Sapotacées. C'est un arbre atteignant 50 m de haut avec un tronc droit et cylindrique pouvant atteindre 240 cm de diamètre (C) avec des feuilles persistantes (D). Le tronc peut être sans branches jusqu'à 40 m. Son bois de cœur est brun-rouge foncé et se distingue de la bande

d'aubier brun pâle de 5 à 9 cm de large (B). *Letestua durissima* est une essence à fort potentiel, peu commercialisée avec une littérature en chimie du bois peu connue.



**Figure 16** : allure du *Letestua durissima* (Photo prise par ELLA NKOGO Ley-Fleury, Oyem Décembre 2020).

## **Chapitre II : matériels et méthodes**

## CHAPITRE II : MATERIELS ET METHODES

Dans ce chapitre, sont présentés les protocoles, le matériel et les produits chimiques utilisés.

### 1. Matériels

#### 1.1. Produits Chimiques

Dichlorométhane, cyclohexane, acétone, toluène, éthanol, eau, acide nitrique, acide acétique, chlorite de sodium, acide sulfurique, réactif de Dragendorff, chlorure ferrique, anhydride acétique, réactif de Liebermann-Buchard, perchlorure de fer ou chlorure de fer (III), liqueur de Fehling, alcool isoamylique, copeaux de magnésium, réactif de Folin-Ciocalteu, méthanol, catéchine, chlorure d'aluminium, phosphate de sodium, ABTS, DPPH, persulfate de potassium, SYPRO orange, acide formique ont été achetés chez Sigma Aldrich SARL et utilisé sans autre purification. L'eau distillée utilisée a été produite au laboratoire du LERMAB avec l'appareil PURELAB Option-Q de ELGA (**Annexe 20**).

#### 1.2. Champignons

Les souches de champignons ont été fournis par le CIRAD. Les références des différentes souches de champignons sont : *Poria placenta* (PP) [(Fries) Cooke sensu J. Eriksson, strain FPRL 280], *Coniophora puteana* (CP) [(Schumacher ex Fries) Karsten, strain BAM Ebw.15], *Gloeophyllum trabeum* (GT) (BAM Ebw. 109)], *Trametes versicolor* (TV) [(inneus) L. Quélet strain CTB 863 A], *Pycnoporus sanguineus* (PS) [Murill, 1904] et *Pleurotus ostreatus* (PO) [(Jacquin : Fr.) P. Kummer 1871].

#### 1.3. Matériel végétal

La phase de prélèvement des échantillons a été réalisée selon une procédure préalablement établie. L'échantillonnage a été réalisé au Gabon dans la province du Woleu-Ntem. Les différentes parties (écorce, aubier et bois de cœur) de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus* ont été collectées à l'aide d'une machette et d'une tronçonneuse le 8 avril 2021. Les échantillons ont été découpés en petits morceaux puis transportés au LERMAB en France, où ils ont été séchés à l'air pendant trois semaines. Les échantillons (écorce, aubier et duramen) ont été broyés en sciure fine à l'aide d'un broyeur Fritsch pulverisette. La sciure a ensuite été

tamisée pour obtenir une granulométrie comprise entre 1 et 2 mm et stockée à l'abri de la lumière dans des bocaux en verre fermés jusqu'au moment des tests chimiques.

## 2. Méthodes

### 2.1. Teneur en extractible

#### 2.1.1. Extraction au Soxhlet

Pour les extractions au Soxhlet (**Figure 17**), 10 g des différentes sciures préalablement séchées à 70°C dans une étuve pendant 24 heures ont été soumis à un cycle d'extraction successive avec des solvants de polarité croissante : cyclohexane, dichlorométhane, acétone, toluène/éthanol et eau (la durée d'extraction par solvant est de 24 heures). A la fin de chaque extraction, le solvant est évaporé au rotavapor (**Annexe 14**) ou lyophilisé (solvant aqueux) (**Annexe 16**). Les extraits ainsi concentrés sont séchés à l'air libre sous une hotte puis pesés pour pouvoir déterminer le taux d'extraits (**équation 1**).

$$R(\%) = \frac{M_{ext}}{M_{éch}} \times 100 \quad \text{Eq : 1}$$

Avec :

R : rendement des extraits en % ;

$M_{ext}$  : masse de l'extrait après évaporation en gramme ;

$M_{éch}$  : masse anhydre de l'échantillon de poudre d'écorce en gramme.



**Figure 17** : extraction au Soxhlet et extrait concentré.

### 2.1.2. Extraction par macération

La poudre d'écorce a été dosée à un rapport de 1/10 (10 g de matière sèche dans 100 mL de solvant) dans un erlenmeyer en verre de 250 mL, fermé par un bouchon de caoutchouc protégé par du papier d'aluminium. Cette mesure vise à prévenir tout contact du solvant avec le caoutchouc, minimisant ainsi les risques de contamination. De plus, les erlenmeyers ont été enveloppés de papier aluminium pour prévenir la dégradation des molécules photosensibles. Les mélanges ont été agités sur un agitateur de type PIERRON pendant 24 h (**Figure 18**). À la suite de cette période, les mélanges ont été séparés par filtration sous un filtre en papier Whatman n°4 à l'aide d'entonnoir Büchner. Pour l'extraction en milieu aqueux, l'eau a été évaporée par lyophilisation. Les extraits ont ensuite été séchés dans un ballon (pré-pesé) à l'évaporateur rotatif, dans un bain à 40°C, et placés à l'étuve à 40°C pendant environ 24 h, jusqu'à obtention d'une masse constante. Les extraits sont ensuite stockés au réfrigérateur dans des flacons fermés et enveloppés de papier aluminium en vue des prochains essais. Le pourcentage d'extractibles par rapport à la masse initiale de poudre d'écorce peut être calculé à l'aide de l'équation (1).



**Figure 18** : extraction par macération.

## 2.2. Taux de cellulose

La détermination de la teneur en cellulose a suivi le protocole élaboré par **Bopenga en 2020**. Dans cette méthode, 1 g d'extrait de sciure a été combiné avec 40 mL d'éthanol et 10 mL d'acide nitrique, puis chauffé à 100°C pendant trois heures. À chaque heure, le mélange a été filtré, soumis à un rinçage méticuleux avec de l'eau déminéralisée et de l'éthanol, et la fraction insoluble a été préservée. Après ce processus de trois heures, le résidu blanc résultant a été séché pendant trois jours à 103°C puis pesé. Le pourcentage de cellulose a été calculé selon l'équation (2).

$$R(\%) = \frac{\text{masse sèche du résidu de cellulose}}{1} \times 100 \quad \text{Eq : 2}$$



**Figure 19** : cellulose obtenue sur le bois de *Letestua durissima*.

### 2.3. Taux d'holocellulose

Pour évaluer la teneur en holocellulose, le protocole de Bopenga tiré de sa thèse a été suivi méticuleusement. Dans un ballon de 200 mL, 2 g de sciure extraite ont été introduits, accompagnés de 0,5 mL d'acide acétique, 80 mL d'eau déminéralisée et 1 g de chlorite de sodium. Le mélange porté à reflux pendant 8 heures à 70°C, avec l'addition chaque heure de 0,5 mL d'acide acétique et de 1 g de chlorite de sodium. Ensuite, la filtration du mélange a été effectuée, suivie d'un lavage abondant du résidu à l'eau distillée puis à l'acétone. Enfin, le résidu a été séché pendant 24 heures à 103°C. La teneur en holocellulose a été calculée à l'aide de l'équation (3).

$$R(\%) = \frac{\text{masse sèche du résidu d'holocellulose}}{2} \times 100 \quad \text{Eq : 3}$$



**Figure 20** : holocellulose obtenue sur le bois de *Letestua durissima*.

### 2.4. Taux de lignine

La quantité de lignine dans les essences étudiées a été évaluée selon le protocole détaillé dans la thèse de Bopenga. Dans un bocal de 100 mL, 0,175 g de sciure ont été placés, extraits avec 1,5 mL d'acide sulfurique à 72%, puis fermés et laissés reposer pendant 1 heure. Ensuite, le bocal a été soumis à un autoclave pendant 1 heure 30 minutes à 120°C. Après addition de 100 mL, le mélange a été filtré et le résidu noir obtenu, correspondant à la lignine de Klason a été séché pendant 24 heures à 103°C. L'utilisation de l'équation (4) suivante permet de calculer la teneur en lignine.

$$R(\%) = \frac{\text{masse sèche du résidu de lignine}}{0,175} \times 100 \quad \text{Eq : 4}$$



**Figure 21** : lignine obtenue sur le bois de *Letestua durissima*.

## 2.5. Criblage phytochimique

Les réactifs utilisés pour effectuer le screening phytochimique des extraits ont été préparés et utilisés selon les protocoles décrits par (Houghton et Raman, 1998 ; Akinjogunla et al., 2010 ; Badiaga, 2011). Tous les différents tests ont été effectués en triplicat.

**Alcaloïdes** : 2 mL d'extrait ont été introduits dans un tube à essais puis on ajoute quelques gouttes de la solution du réactif de Dragendorff. L'apparition d'un précipité de coloration rouge-orangé indique la présence des alcaloïdes (N'Guessan, 2009 cité par Medza, 2022).

**Polyphénols** : 2 mL d'extrait ont été introduits dans un tube à essais puis on ajoute quelques gouttes de la solution éthanolique de chlorure ferrique à 2%. L'apparition d'une coloration bleu-noirâtre indique la présence des polyphénols (N'Guessan, 2009 cité par Medza, 2022).

**Stérols et triterpènes** : leur présence est mise en évidence en introduisant 2 mL d'extrait dans un tube à essais et 1 mL d'anhydride acétique puis on ajoute 1 mL d'acide sulfurique concentré. L'apparition d'une interphase pourpre ou violette et la coloration du surnageant vert bleu ou violet indique respectivement la présence de stérols et triterpènes (réaction de Liebermann-Buchard) (Nze Kamsi, 2020).

**Tannins** : leurs présences ont été mises en évidence en ajoutant à 1 mL d'extrait, 1 mL d'eau distillée et 1 à 2 gouttes de solution FeCl<sub>3</sub> (perchlorure de fer ou chlorure de fer (III)) diluée à

1%. L'apparition d'une coloration vert foncé indique la présence des tannins (**Bentab Lasгаа, 2015 cité par Hamid, 2018**).

**Composés réducteurs :** 2 mL d'extrait sont introduits dans un tube à essai, puis 2 mL de liqueur de Fehling sont ajoutées. L'ensemble a ensuite été porté au bain-marie bouillant durant 8 minutes. L'apparition d'un précipité rouge brique a indiqué la présence des composés réducteurs (**Bentabet Lasгаа, 2015 cité par Hamid, 2018**).

**Flavonoïdes :** 1 mL d'extrait est introduit dans un tube à essais, suivi de 1 mL d'acide chlorhydrique et 1 mL d'alcool isoamylique, puis quelques copeaux de magnésium sont ajoutés. L'apparition d'une coloration rose-orangée, indique la présence de flavonoïdes (**Harbone et Grayer, 1988 cité par Medza, 2022**).

**Saponosides :** leur présence est identifiée en introduisant, 10 mL de chaque extrait dans un tube à essais puis on agite vigoureusement au vortex pendant 15 secondes. On laisse reposer le tube pendant 15 minutes. L'apparition d'une mousse persistante indique la présence des saponosides (**N'Guessan, 2009 cité par Medza 2022**).

**Quinones libres :** leur présence est mise en évidence en ajoutant à 1 mL de chaque extrait quelques gouttes de NaOH à 1%. L'apparition d'une couleur qui vire au jaune rouge ou violet indique la présence des quinones libres (**Oloyede, 2005**).

**Glycosides cardiaques :** 1 mL d'extrait sont ajoutés à 2 mL de chloroforme, l'apparition d'une coloration brun-rougeâtre après l'ajout de quelques gouttes de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> (acide sulfurique) indique la présence des glycosides cardiaques (**Yam M.F., 2009**).

**Mucilages :** 1 mL d'extrait est introduit dans un tube à essais puis on ajoute 5 mL d'alcool absolu. L'obtention d'un précipité floconneux après agitation indique la présence de mucilage (**Awor, 2003**).

**Coumarines :** 1 mL d'ammoniaque dilué à 25% est additionné dans 2 mL d'extrait. L'ensemble est chauffé au bain marie pendant 5 minutes puis on effectue une lecture en UV à 365 nm. L'apparition d'une fluorescence intense dans le tube (jaune, bleue, bleu-vert, orange, rose violace) indique la présence de coumarines (**Samseny, 2003**).

**Sucres totaux :** 3 gouttes de réactif de Molish sont ajoutés à 2 mL d'extrait puis 1 mL d'acide sulfurique concentré. L'apparition d'une interphase de coloration violette indique la présence de sucres totaux (**Tchouya, 2015 ; Mengome, 2009**).

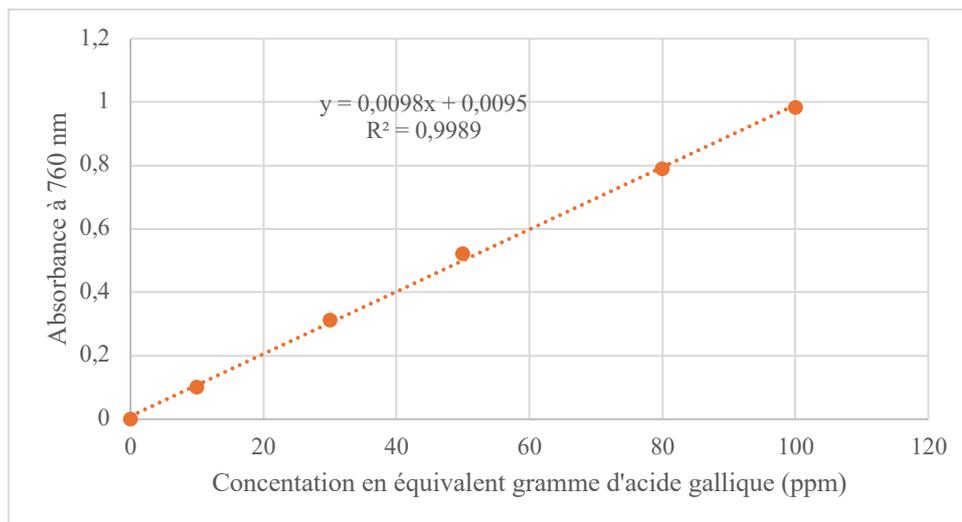


**Figure 22** : quelques tests positifs du criblage phytochimique.

## 2.6. Dosage des polyphénols

### Méthode colorimétrique

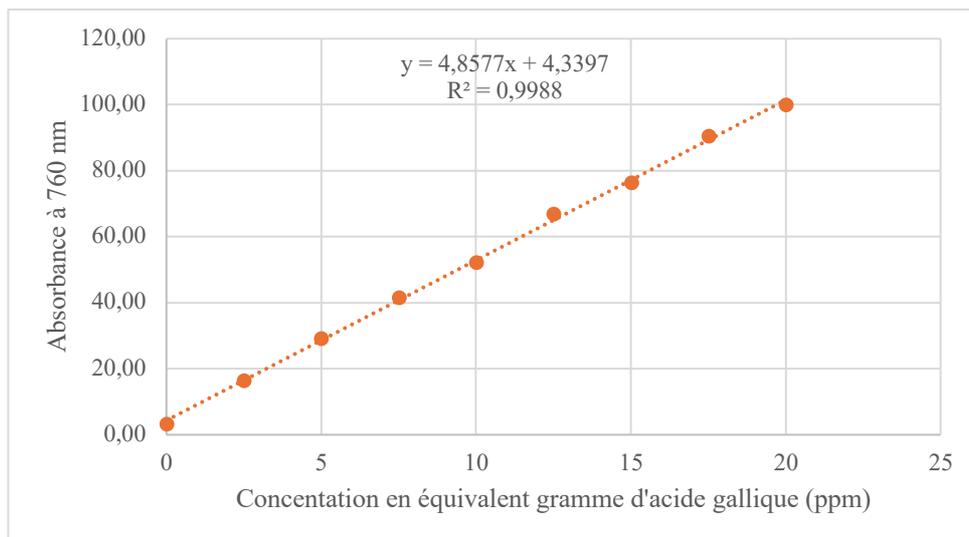
La méthode colorimétrique Folin-Ciocalteu décrite par **Wootton-Beard et al., 2011** a été utilisée pour la détermination de la teneur totale en phénols. Pour réaliser le dosage, 0,5 mL d'extraits à 100 ppm dilués dans du méthanol sont ajoutés à 2,5 mL de réactif Folin-Ciocalteu (dilué 10 fois dans de l'eau distillée). Après avoir ajouté le réactif Folin-Ciocalteu à l'extrait, 2 mL de carbonate de sodium à  $75 \text{ g.L}^{-1}$  ont été ajoutés au bout de 8 minutes. Les mélanges réactionnels sont agités et incubés pendant 5 minutes à  $50^\circ\text{C}$  dans un bain-marie thermostaté. Après ce temps de réaction, les tubes à essai sont transférés dans un bain d'eau froide pendant 5 minutes. Après 60 minutes de repos, l'absorbance du mélange est mesurée à 760 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible SHIMADZU UV-2550. Une gamme étalon est réalisée avec de l'acide gallique (6 points de concentration de 0 à  $100 \text{ mg.L}^{-1}$ ). Le calcul de la concentration moyenne en polyphénols présents dans les extraits est déterminé à l'aide de la courbe d'étalonnage (**Figure 23**) en mg d'équivalent acide gallique/g d'extraits (**Wootton-Beard et al., 2011**).



**Figure 23** : courbe d'étalonnage de l'acide gallique obtenue par méthode colorimétrique.

### Méthode microplaque

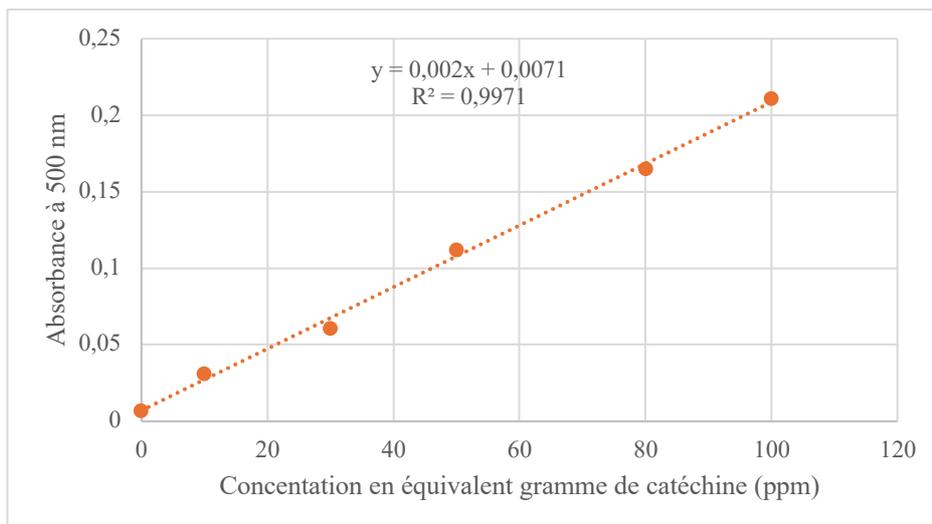
Le protocole utilisé par **Herald et al., 2012**, avec une légère modification, a permis de réaliser le dosage en polyphénols. Les extraits ont été dilués pour obtenir une concentration de 100 mg.mL<sup>-1</sup>. Les mesures ont été effectuées à l'aide d'un lecteur de plaque EnSight (PerkinElmer), et l'absorbance a été lue à 760 nm sur des microplaques de 96 puits de types Greiner Bio-One. Une gamme d'étalons d'acide gallique de 2 à 20 mg.mL<sup>-1</sup> a été utilisée pour établir la relation entre l'absorbance et le taux de polyphénols (**Figure 24**). Pour chaque puits, les réactifs suivants ont été ajoutés : 2 µL d'extractibles, 100 µL de réactif de Folin-Ciocalteu 1X, 80 µL de carbonate de sodium à 75 g.L<sup>-1</sup>, 18 µL d'H<sub>2</sub>O milliQ, puis laissé incubé pendant 5 minutes à 40°C. Le taux de polyphénols pour chaque extrait est déterminé grâce à la relation  $y = ax + b$  de la courbe de tendance de l'étalon catéchine et est exprimé en mg équivalent acide gallique/g de matière sèche.



**Figure 24** : courbe d'étalonnage de l'acide gallique obtenue par méthode microplaque.

## 2.7. Dosage des tannins condensés

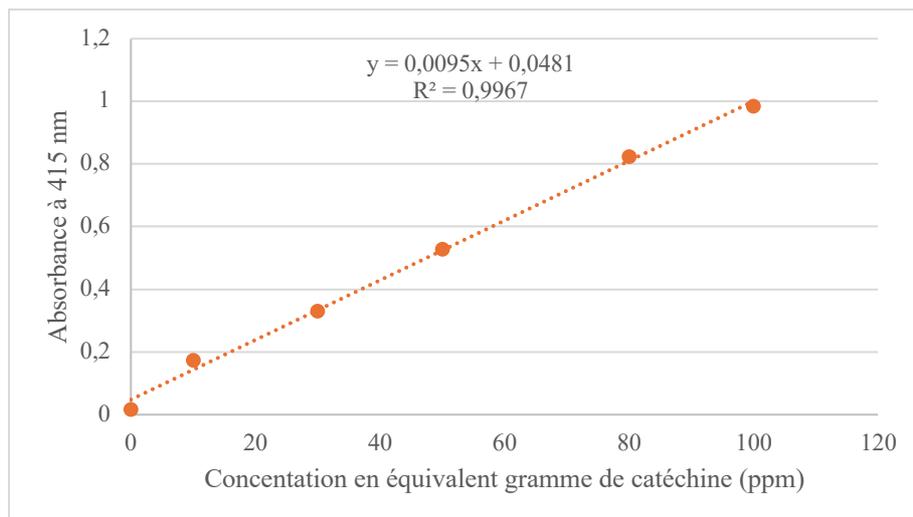
La technique acide/butanol utilisée par **Chamorro S. et al., (2012)** a été utilisée pour évaluer les tanins condensés contenus dans les extractibles. Dans un ballon de 1 L, 0,7 g de  $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$  ont été introduits et dissous avec le mélange butan-1-ol/HCl 950/50 (v/v). Le tout est placé dans un bain à ultrasons (DECON Ultrasons, balayage de fréquence FS 100) pour dissoudre complètement le solide. 7 mL de la solution préparée et 50 mg d'extractible sont introduits dans un tube à essai. Les tubes à essai sont soigneusement agités pour dissoudre les extractibles, puis mis à reflux à 95°C pendant 50 minutes. Les tubes sont ensuite refroidis dans un bain de glace et l'absorbance est lue à 550 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible (UV-2550, de la marque SHIMADZU). Le test témoin est réalisé dans les mêmes conditions sans, ajout d'extraits dans le tube à essai. Les tanins condensés sont exprimés en équivalents mg catéchine/g d'extraits. La courbe d'étalonnage produite à partir de la catéchine est donnée ci-dessous (**Figure 25**).



**Figure 25** : Courbe d'étalonnage : absorbance à 500 nm avec comme standard la catéchine.

## 2.8. Dosage des flavonoïdes

La quantification des flavonoïdes a été réalisée par la méthode colorimétrique avec le trichlorure d'aluminium décrite par **Shraim et al., en 2021** avec quelques modifications. Dans un tube à essai, 400  $\mu\text{L}$  d'extrait ou d'eau distillée (témoin) sont ajoutés à 120  $\mu\text{L}$  de  $\text{NaNO}_2$  à 5%. Après 5 minutes, 120  $\mu\text{L}$  d' $\text{AlCl}_3$  à 10% ont été ajoutés et le milieu mélangé vigoureusement. Après 6 minutes, un volume de 800  $\mu\text{L}$  de  $\text{NaOH}$  1 M est ajouté au milieu. 6 points de concentration de 0 à 100  $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$  sont réalisés avec de la catéchine pour tracer la courbe d'étalonnage et les différents extraits sont lus à 510 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible (SHIMADZU UV-2550). La courbe d'étalonnage produite à partir de la catéchine est donnée ci-dessous (**Figure 26**).



**Figure 26** : Courbe d'étalonnage : absorbance à 415 nm avec comme standard la catéchine.

## 2.9. FTIR

L'analyse infrarouge a été réalisée avec un spectromètre infrarouge de type Nicolet 6700. Environ 2 mg d'extrait sont déposés sur un cristal de diamant ATR d'un. La sciure est pressée à l'aide d'un applicateur de pression avec un bouton rotatif pour assurer un bon contact. L'absorbance est enregistrée dans le domaine de l'infrarouge moyen de 4000 à 400  $\text{cm}^{-1}$  et les spectres obtenus à l'aide du logiciel OMNIC.



**Figure 27** : appareil FRTIR de type Nicolet 6700.

## 2.10. GC-MS

Pour l'analyse GC/MS, environ 2 mg d'extraits secs ont été prélevés dans des piluliers de 1 mL. Des échantillons de différents solvants ont subi une dérivation (réaction de silylation) avant injection pour faciliter la solubilisation et la volatilité de tous les composés présents. Pour cela, 50  $\mu\text{L}$  de BSTFA ont été ajoutés dans les piluliers puis laissés 24 h dans une étuve à 70°C. Après cette étape, le BSTFA a été évaporé, puis l'extrait dérivé a été dissous dans 1 mL d'acétate d'éthyle. 1 à 3  $\mu\text{L}$  de cette solution dans le chromatographe en phase gazeuse, la température d'entrée est de 250°C, mode splitless. De l'hélium avec un débit de 1 mL.min<sup>-1</sup> a été utilisé comme phase mobile. Le programme de température était le suivant : 80°C pendant 2 minutes, puis chauffer à 190°C à raison de 10°C min<sup>-1</sup>, puis 15°C min<sup>-1</sup> jusqu'à 280°C et maintenir à cette température pendant 10 minutes, puis chauffer à nouveau à 10°C min<sup>-1</sup> jusqu'à 300°C et maintenir à cette température pendant 14 min. Le programme de chauffage peut être légèrement modifié pour améliorer la résolution et la séparation de certains échantillons. La séparation a été réalisée sur une colonne DB-5MS (phase stationnaire (95% diméthyle / 5% diphenylpolysiloxane ; longueur : 30 m ; diamètre interne : 0,25 mm ; épaisseur du film : 0,25  $\mu\text{m}$ ) couplée à un chromatographe en phase gazeuse Perkin Elmer (Clarus 680) et à un spectromètre de masse Clarus SQ8. Après l'étape de séparation, le composé est transféré au spectromètre de masse à ionisation via une ligne de transfert chauffée à 250°C en utilisant la méthode d'impact électronique (énergie d'ionisation 70 eV). Le logiciel pilote est Turbo Mass v 6.1 avec la base de données NIST (American National Standards and Technology, Gaithersburg, MD, États-Unis) (édition 2011). L'identification des composés a été réalisée en comparant leurs spectres de masse avec la bibliothèque NIST MS Search 2.0 (2011). L'identification est considérée comme pertinente pour une correspondance Reverse Match pour les valeurs de coefficient supérieures à 900.



**Figure 28** : appareil GC-MS de type Perkin Elmer Clarus 680.

## 2.11. HPLC

Pour l'analyse HPLC, environ 5 mg d'extrait ont été dissous dans 100  $\mu$ L de méthanol. 2  $\mu$ L ont été injectés sur un appareil Shimadzu de type LCMS-8030 (Kyoto, Japon) associé d'un détecteur UV-vis à barrettes de diodes et d'un spectromètre de masse triple-quadrupôles. Cet appareil procède un injecteur automatisé SIL-20A, deux pompes LC-20AD pour le mélange des deux flux de solvants dégazés en ligne, d'un four CTO 20-A contenant une colonne C18 (Phenomenex<sup>®</sup> Luna 3u 150 x 3 mm) thermostatée à 40°C et d'un détecteur à barrettes de diodes SPD-M20A muni d'une diode en tungstène et une diode de deuterium enregistrant de 190 à 800 nm.

L'éluant est constitué d'un mélange d'eau ultrapure acidifiée à 0,1% d'acide formique (solvant A) et d'acétonitrile acidifié à 0,1% d'acide formique (solvant B) avec un débit total de 0.4mL/min. Sa composition évolue selon le gradient binaire suivant, avec une pression maximale de 4550 psi :

Proportion A/B	Temps (min)
95/5	0
95/5	1
10/90	9
95/5	10

Le spectromètre de masse a été utilisé en mode simple quadropôle. Il est équipé d'un électro nébuliseur (ESI) comme source d'ionisation et utilise de l'azote comme gaz de nébulisation (3,0 L/min) et gaz de séchage (15,0 L/min). Les températures de nébulisation et désolvatation sont respectivement 250 et 400°C. Les potentiels d'ionisation sont de +4,5 kV/-3,5 kV. Les spectres de masse et les chromatogrammes sont enregistrés en mode positif et en mode négatif avec une résolution de 15000 amu/sec dans la gamme m/z 100-2000.

Le logiciel utilisé pour piloter le matériel et retraiter les données d'acquisition est LabSolutions 5.92.



**Figure 29** : appareil LC-MS.

## 2.12. Pyrolyse GC-MS

Pour réaliser la pyrolyse, 2 mg de sciure extraits sont introduits dans un petit tube en quartz, puis l'introduire dans la sonde du pyrolyseur. La température de pyrolyse est fixée à 550°C pendant 5 secondes. Après pyrolyse, les gaz sont transférés dans une colonne dans un injecteur GC (Perkin Elmer, Clarus 580) à 280°C avec un split de 75 mL/min. La colonne utilisée est une DB-1701 (60 m x 0,5 mm x 0,5 µm, Agilent J&W).

Le four est chauffé à 50°C pendant 5 min, suivi d'une montée en température de 6°C/min jusqu'à 280°C. La température finale a été maintenue pendant 6,7 min pour un total de 50 min. Cette durée a pour but de bien séparer les composés majeurs et de ne pas avoir un programme trop long, permettant ainsi de pyrolyser de nombreux échantillons. Un spectromètre de masse de type Perkin Elmer Clarus 500 a permis d'identifier les masses. Les conditions d'utilisation

étaient telles que la température de l'interface était maintenue à 280°C et l'énergie et la température d'ionisation de 70 eV et 250°C respectivement.



**Figure 30** : appareil Pyrolyse GC-MS de type Perkin Elmer Clarus 500.

## 2.13. Cytotoxicité

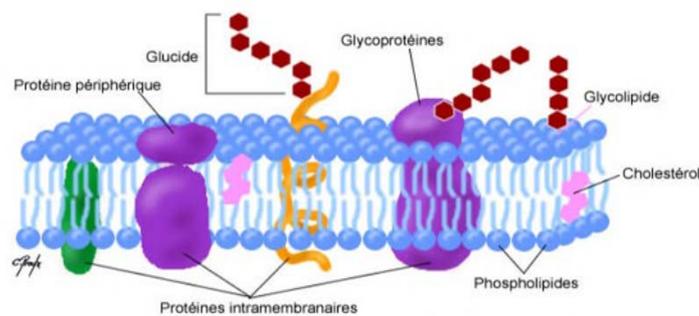
### 2.13.1. Généralité sur le sang

Le sang est le liquide vital qui coule dans les artères et les veines du corps. Il permet le transport de l'oxygène des poumons vers les différents organes de l'organisme. Il véhicule des milliers de cellules et de substances nécessaires au fonctionnement de l'organisme. Chez un sujet sain, le sang qui représente 7% du poids corporel est composé de globules rouges, de globules blancs et des plaquettes mises en suspension dans le plasma. Une goutte de sang frais contient 55% de plasma et 45% de cellules sanguines (**Whelihan et al., 2013**).

Les globules rouges sont des disques biconcaves de diamètre variant entre 7 à 8 $\mu$ m, ils sont produits dans la moelle osseuse au cours d'un processus appelé l'hématopoïèse. La production quotidienne des globules rouges est de  $2.10^{11}$  par jour et leurs durées de vie 120 jours. (**Whelihan et al., 2013**). Le globule rouge est composé d'une membrane complexe avec 40% de lipides, 52% de protéines et 8% de glucides (**Chiaroni et al., 2011**). Les lipides forment une bicouche continue de 4 à 5 nm d'épaisseur composée de 95% de phospholipides et de cholestérol, interagissant avec un réseau complexe de protéines et de glucides (glycolipides ou

glycoprotéines), le cytosquelette membranaire est tout un ensemble de protéines et glucides externes qui se projettent au-delà de la surface cellulaire (**Chiaroni et al., 2011**).

La membrane des globules rouges a servi pendant de nombreuses années de modèle simplifié des membranes plasmiques des mammifères (**Figure 31**). Elle est constituée essentiellement de lipides et de protéines qui s'imbriquent intimement par des interactions non-covalentes telles que l'interaction de Van der Waals, les liaisons hydrogène, les forces électrostatiques et hydrophobes pour former une structure complexe. Les dommages oxydatifs associés à la membrane des globules rouges (lipides/protéines) peuvent être impliqués dans l'hémolyse (**St-Onge, 2020**).



**Figure 31** : structure de la membrane des globules rouges (**Zandecki, 2006**).

### 2.13.2. Hémolyse

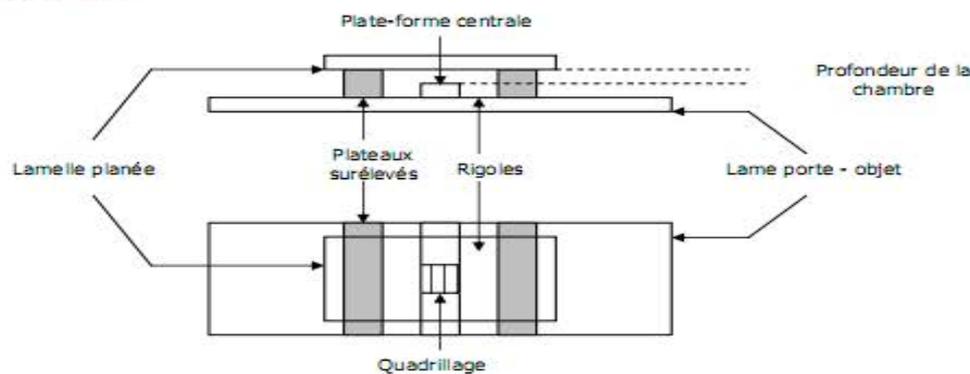
L'hémolyse est causée par l'entrée des molécules d'eau dans les cellules par osmose plus rapidement qu'elles n'en sortent. La membrane plasmique des érythrocytes, qui enveloppe la molécule d'hémoglobine, s'use à force de traverser les capillaires et sa rupture provoque l'éclatement de la cellule (**Schaer et al., 2013**). C'est un phénomène physiologique qui se fait naturellement dans l'organisme au bout de 120 jours de vie des érythrocytes (**Thomas, 2013**). Ce cycle peut être perturbé par des pathophysiologies telles que les maladies vasculaires aiguës et chroniques, l'inflammation, la thrombose et l'insuffisance rénale (**Schaer et al., 2013**).

### 2.13.3. Echantillons de sang

Du sang frais a été collecté chez un volontaire sain, non médicamenté, dans des tubes héparinés au niveau du nœud du coude.

### 2.13.4. Préparation des globules rouges

Le sang a été centrifugé à 3000 rpm, pendant 10 min. Le surnageant est éliminé et le culot de globules rouges a été lavé avec de l'eau physiologique, jusqu'à obtention d'un surnageant clair, Les globules rouges ont été mesurés à l'aide des cellules de Malassez au microscope (**Figure 32**) afin de préparer une suspension de 10% de globules rouges humains, avec le PBS<sub>7,4</sub>. Nous avons procédé à des dilutions dans le but de pouvoir quantifier les cellules.



**Figure 32** : photo illustrant une cellule de Thomas.

### 2.13.5. Test de cytotoxicité sur les globules rouges

Ce test consiste en la détermination in vitro à l'aide d'un microscope de la stabilité de la membrane cytoplasmique des globules rouges mis au contact avec des extraits de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus*. La quantification se fait par observation des globules rouges sur les cellules de Malassez selon la formule :

$$N = \frac{n}{V} \times f \quad \text{Eq : 5}$$

Dans notre cas nous sommes partis dans la base de 16800 Cellules

Avec : n : nombre de cellules comptées.

V : volume de comptage.

f : facteur de dilution.

N : nombre de cellules par litres.

Le principe est basé sur le contact des globules rouges avec les extraits de *Petersianthus macrocarpus* et *Letestua durissima* à différentes concentrations dans une solution isotonique et le suivi de la concentration des cellules hémolysées.

Nous avons utilisé la méthode de l'équipe de **Okoko et Ere, (2012)** pour déterminer la cytotoxicité des extraits de *Petersianthus macrocarpus* et *Letestua durissima* avec des triplicatas. Les extraits sont testés à des concentrations allant de  $1 \mu\text{g.mL}^{-1}$ ,  $5 \mu\text{g.mL}^{-1}$  et  $10 \mu\text{g.mL}^{-1}$ .

Dans des tubes à essais, nous avons reparti  $200 \mu\text{L}$  de suspension cellulaire puis  $200 \mu\text{L}$  de chaque concentration à un intervalle de temps de 10 minutes, puis chaque tube a été incubé pendant 30 minutes. Au terme de ce temps,  $20 \mu\text{L}$  du mélange sont déposés sur les cellules de Malassez (**Figure 33**), puis observés au microscope afin de les compter. Cette opération se répète pendant 3 heures.



**Figure 33** : cellule de Thomas.

## 2.14. Tests antifongiques

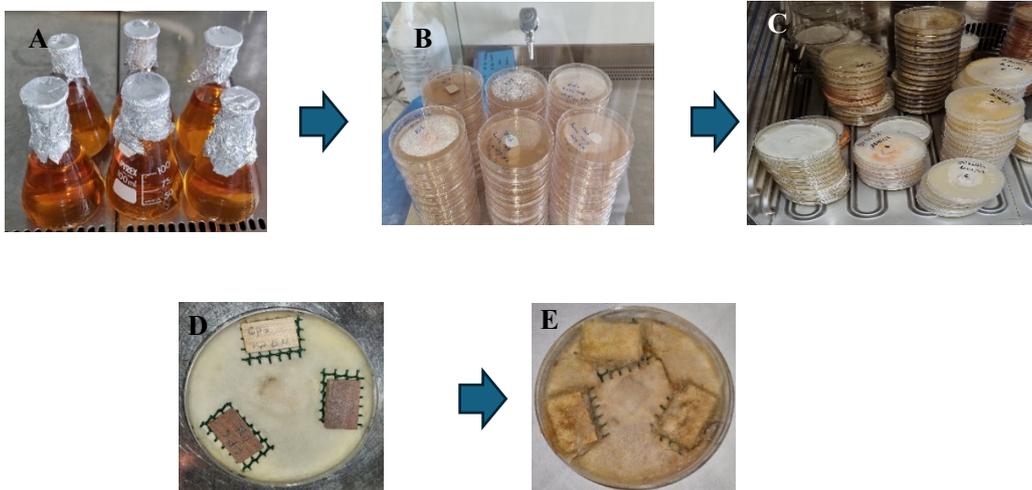
### 2.14.1. Tests antifongiques sur éprouvettes de bois

À partir des lattes préalablement confectionnées lors de la mise en forme de nos échantillons, des éprouvettes de bois de cœur mesurant  $30 \times 15 \times 5 \text{ mm}^3$  ont été soigneusement taillées dans les directions longitudinale, radiale et tangentielle afin de procéder à des essais en laboratoire. Ces éprouvettes ont ensuite été minutieusement poncées, numérotées, puis soumises à un processus de séchage à une température de  $103^\circ\text{C}$  pendant une durée de 24 heures avant d'être pesées ( $m_0$ ). Après cette pesée, une partie de ces éprouvettes a été soumise à une extraction en utilisant l'appareil de Soxhlet pendant une période de trois semaines, en utilisant un mélange d'acétone et d'eau (1/1, v/v), dans le but d'évaluer l'influence des composés extractibles sur la durabilité naturelle de notre matériau. Le solvant d'extraction était ajouté selon les besoins. Il convient de noter que, comparativement aux extractions réalisées sur des copeaux de bois, une durée particulièrement longue est nécessaire pour obtenir une extraction efficace des éprouvettes de bois massif.

Les champignons ont été élevés sur un milieu de culture gélosé préparé en mélangeant 4 g d'extrait de malt et 2,5 g d'agar dans 100 mL d'eau distillée. Par la suite, la solution gélosée a été stérilisée à une température de  $120^\circ\text{C}$  pendant 25 minutes à l'aide d'un autoclave. Après refroidissement à environ  $40^\circ\text{C}$ , le milieu gélosé a été réparti dans des boîtes de Pétri d'un diamètre de 8,5 cm, avec une quantité de 20 mL de milieu gélosé par boîte, en utilisant une hotte à flux laminaire et en prenant soin de la proximité d'une flamme. Les milieux ont été laissés au repos sous la hotte jusqu'à ce qu'ils se solidifient. Une fois solidifiés, les milieux de culture sont inoculés avec un disque de mycélium fongique prélevé à partir d'une culture fraîchement repiquée de champignon. Ensuite, chaque boîte a été scellée à l'aide de parafilm. Les boîtes de Pétri sont conservées dans une enceinte régulant la température à  $22^\circ\text{C}$  et le taux d'humidité à  $70^\circ\text{C}$  pendant 15 jours d'incubation pour permettre la prolifération du mycélium sur toute la surface du milieu gélosé.

Après la croissance du mycélium, trois éprouvettes dimensionnées, extraites ( $m_1$ ) et non extraites ( $m_0$ ), ont été préparés en les séchant et en les stérilisant dans un autoclave. Dans chaque boîte de Pétri, les blocs ont été placés sur des grilles en plastique préalablement stérilisées avec de l'éthanol. Les expériences ont été répétées en triplicata avec comme témoin de virulence des champignons responsable de la pourriture blanche le bois de hêtre (*Fagus sylvatica*) et l'aubier

de pin sylvestre (*Pinus sylvestris linnaeus*) pour les champignons responsables de la pourriture brune. Les boîtes de Pétri, scellées avec du parafilm, ont été incubées à une température de 22°C et à une humidité relative de 70% pendant une période de 16 semaines.



**Figure 34 :** **A** = milieu gélosé, **B** = incubation des champignons, **C** = croissance du mycélium, **D** = mise en contact des éprouvettes avec les champignons, **E** = incubation pendant 16 semaines.

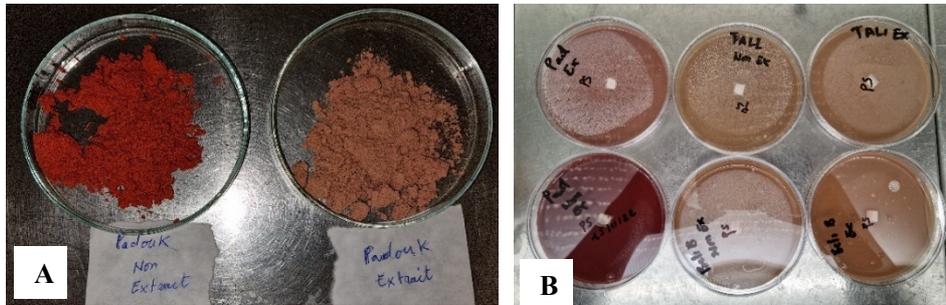
### 2.14.2. Effet des extractibles sur la croissance champignons

La méthode de **Chang et al. (1999)** a été utilisée afin d'évaluer l'impact des substances extractibles sur la croissance des champignons. Les différentes substances extractibles ont été dissoutes dans 1 mL l'éthanol. Pour la préparation des milieux gélosés, on a additionné 4 g d'extrait de malt et 2 g d'agar, puis on a ajouté 100 mL d'eau distillée. Par la suite, les solutions gélosées ont été stérilisées dans un autoclave à 120°C pendant 25 minutes.

### 2.14.3. Effet de la sciure sur la croissance des champignons

Le bois de cœur des différentes essences a été broyé et tamisé à une granulométrie de 0,25 mm puis lessivé au Soxhlet par un processus d'extraction successive par ordre de polarité croissante (dichlorométhane, acétone, toluène/éthanol et eau). Pour la préparation des milieux gélosés, on a additionné 4 g d'extrait de malt et 2 g d'agar, puis on a ajouté 100 mL d'eau distillée. Par la suite, les solutions gélosées et la sciure emballée dans du papier aluminium ont été stérilisées

dans un autoclave à 120°C pendant 25 minutes. Les milieux de culture ont été préparés en mélangeant 2 g de sciure stérilisée et 50 mL de malt-agar (4 g d'extrait de malt et 2 g d'agar dans 100 mL). Après solidification du milieu gélosé, les champignons sont déposés au centre de la boîte puis incubés. La mesure du diamètre de croissance du mycélium est effectuée après chaque jour afin de pouvoir calculer les indices antifongiques équation (6).



**Figure 35 :** A= sciure extrait et non extrait du Padouk et B= milieu de culture.

$$\text{Indice antifongique} = \frac{D - d}{D} \times 100 \quad \text{Eq : 6}$$

Avec :

D : diamètre de croissance du mycélium dans la boîte témoin

d : diamètre de croissance du mycélium dans la boîte testée

#### 2.14.4. Durabilité conférée par imprégnation des extractibles

Pour l'étude de la durabilité conférée par imprégnation des extractibles, l'aubier de pin et de hêtre deux essences non durables ont été dimensionnés avec une taille de 25×15×5 dans le sens longitudinal, radial et tangentiel, leur puis une masse anhydre ( $m_0$ ) déterminée séchage à 103°C pendant 24 heures. Deux concentrations ont été préparées pour imprégner les éprouvettes anhydres. Pour cela, 5 et 10 g d'extrait de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus* sont dissous dans 100 mL d'éthanol pour avoir des concentrations 5% et 10%. Pour l'imprégnation, les éprouvettes placées dans un béccher et lestées par les billes de verres sont maintenues sous vide à 5 mbar durant 15 minutes dans un dessiccateur. Ensuite, les solutions à 5% ou 10% sont introduites par aspiration dans le dessiccateur jusqu'à recouvrement complet des éprouvettes à l'aide d'un robinet. Le dispositif est ensuite laissé au repos à pression atmosphérique pendant 30 minutes avant d'être égoutté pour être séché à 103°C pendant 24 heures et pesé ( $m_1$ ).

## 2.15. Tests anti-termite

L'activité anti-termite a été évaluée en exposant les termites face au papier filtre Whatman de 2,5 cm imprégné de 70 µL d'extrait. Deux concentrations sont utilisées pour évaluer les propriétés anti-termite des extraits des différentes de *Petersianthus macrocarpus* et *Letestua durissima*. Chaque extrait est solubilisé dans de l'éthanol, pour des préparations 1/1 et 1/3 (extraits bruts/ éthanol, g/g). Après imprégnation, les papiers sont séchés à l'air pendant 2 heures.

Les papiers Whatman imprégnés sont ensuite déposés sur des grilles en plastique dans des boîtes de Pétri de 9 cm contenant du sable humide (4 volumes de sable pour 1 volume d'eau) placés à la périphérie de la boîte contenant 20 termites (termites souterrains). Les boîtes de Pétri sont ensuite placées à l'obscurité à 27°C et à une humidité relative de 75%. Enfin, trois dispositifs de contrôle d'alimentation contenant uniquement 15 g de sable humide et 20 termites sont mis en œuvre pour vérifier la survie des termites sans aucune possibilité d'alimentation. Ces dispositifs sont régulièrement surveillés tout au long de l'essai afin de contrôler l'humidité du sable, d'ajouter de l'eau si nécessaire et de surveiller le comportement et l'activité des termites. Après 21 jours, lorsque tous les termites contenus dans les dispositifs de contrôle (pour les concentrations 1/1 et 1/3) de la diète sont morts, le test est arrêté.

Trois types de contrôles sont testés dans les mêmes conditions (trois répétitions par modalité) : papier imbibé d'eau, papier imbibé d'acétone et papier témoin.

Le taux de survie des termites est calculé selon l'équation (7) :

$$\text{Taux de survie (\%)} = \frac{\text{Nombre de termites ouvriers vivants à la fin du test}}{\text{Nombre de termites ouvriers utilisé pour le test}} \times 100 \quad \text{Eq : 7}$$



**Figure 36** : représentent le principe de l'évaluation de l'activité anti-termite.

## 2.16. GST

Pour cette étude, nous avons examiné trois isoformes de GST oméga issus du champignon *Trametes versicolor* (TvGSTO2S, TvGSTO3S et TvGSTO6S), ainsi que trois isoformes delta de la *drosophile Drosophila melanogaster* (Ag/DmGSTD1, Ag/DmGSTD2 et Ag/DmGSTD10). L'objectif de l'expérience consistait à dénaturer les protéines par chauffage, brisant ainsi les parties hydrophobes de la protéine. Cette dénaturation permet à une sonde SYPRO orange d'interagir avec les protéines et d'émettre de la fluorescence dans un environnement hydrophobe. L'évaluation a été réalisée au moyen d'une qPCR sur une période de deux heures. Dans chaque puits d'une plaque de 96 puits, les étapes suivantes ont été suivies : introduction séquentielle de 11  $\mu\text{L}$  de tampon tris HCl, 5  $\mu\text{L}$  d'eau ultrapure, 5  $\mu\text{L}$  de GST diluée à 50  $\mu\text{mol.L}^{-1}$  dans du tampon tris HCl, 2  $\mu\text{L}$  d'extraits dilués à 5  $\text{mg.mL}^{-1}$  dans du DMSO à partir des solutions à 100  $\text{mg.mL}^{-1}$ , et enfin 2  $\mu\text{L}$  de SYPRO orange dilué 80 fois dans de l'eau ultrapure. Après une centrifugation brève à 2000 g (Centrifuge 5810 R Eppendorf), la plaque a été placée dans le qPCR pour la lecture des résultats.



**Figure 37** : appareil Qpcr.

## 2.17. Tests antioxydants

### Méthode DPPH

La méthode décrite par **Brand-Williams et al., en 1995** avec le radical 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyl a permis d'évaluer l'activité antioxydante. 39,4 mg de DPPH ont été dissous dans 100 mL de méthanol. Ensuite, 20 mL de cette solution ont été prélevés et dilués dans un flacon de 100 mL. Des extraits à différentes concentrations ont été dissous dans du méthanol. 1 mL de DPPH ( $10^{-4}$  M) et 1 mL d'extraits dissous dans le méthanol ont été introduits dans la cellule d'analyse du spectrophotomètre. Le tout est conservé à l'obscurité à température ambiante pendant 3 minutes. Après cette période, l'absorbance est mesurée à 517 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible (SHIMADZU UV-2550). Les tests ont été réalisés en double et l'activité antioxydante des extraits (AA) a été exprimée en pourcentage sur la base du DPPH seul dans le méthanol sans extrait (**équation 8**).

$$AA(\%) = \frac{A_0 - A}{A_0} \times 100 \quad \text{Eq : 8}$$

### Méthode ABTS<sup>+</sup>

L'activité antioxydante a été évaluée par le radical cationique 2,2'-azinobis (3-éthylbenzothiazoline-6-sulfonique) (**Piccolella et al., 2008**) avec une légère modification. ABTS<sup>+</sup> (7 mM) a été préparé en mélangeant 384 mg d'ABTS solide dans 100 mL de persulfate de potassium (2,45 mM). Ensuite, la solution est diluée avec du tampon phosphate de sodium à 5 Mm et à pH=7 jusqu'à l'ajustement de l'absorbance à 1,4 à 734 nm. Des extraits à différentes concentrations ont été dissous dans du méthanol. Dans des tubes à essai, 1 mL d'ABTS<sup>+</sup> et 1 mL d'extraits dissous dans le méthanol sont introduits. L'ensemble est conservé à l'obscurité à température ambiante pendant 30 secondes. Passé ce temps, l'absorbance est mesurée à 734 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible (SHIMADZU UV-2550). Les tests ont été dupliqués et l'activité antioxydante des extraits (AA) est exprimée en pourcentage d'inhibition comme précédent équation (8), l'ABTS<sup>+</sup> remplaçant le DPPH.

### Méthode microplaque

Pour la méthode par microplaques, une gamme d'étalon d'acide gallique de 0 à 25  $\mu$ M est réalisée pour avoir une relation entre l'absorbance et l'activité antiradicalaire. Dans une plaque de 96 puits de types Greiner Bio-One, on introduit dans chaque puit successivement : 2  $\mu$ L d'extraits à 1 mg.mL<sup>-1</sup> ou d'acide gallique ; 98  $\mu$ L de tampon phosphate de sodium 5 mM et

100  $\mu\text{L}$  d'ABTS dilués 20 fois dans du persulfate de potassium 2,45 mM. La plaque est incubée pendant 10 min à 25°C et l'absorbance est lue dans le lecteur de plaque EnSight à 734 nm.



**Figure 38** : appareil de lecteur de plaque de type EnSight.

## 2.18. Angles de contacts

Pour la caractérisation de l'angle de contact, nous avons utilisé un goniomètre de modèle Kruss DSA10. Les relevés ont été réalisés à la fois sur la face orientée selon la direction des fibres et sur la face perpendiculaire à celles-ci. Un volume d'environ quelques microlitres d'eau a été délicatement déposé sur la surface horizontale de la face tangentielle/radiale du bois. La captation visuelle à l'aide d'une caméra permet de suivre les variations de l'angle de contact au fil du temps.



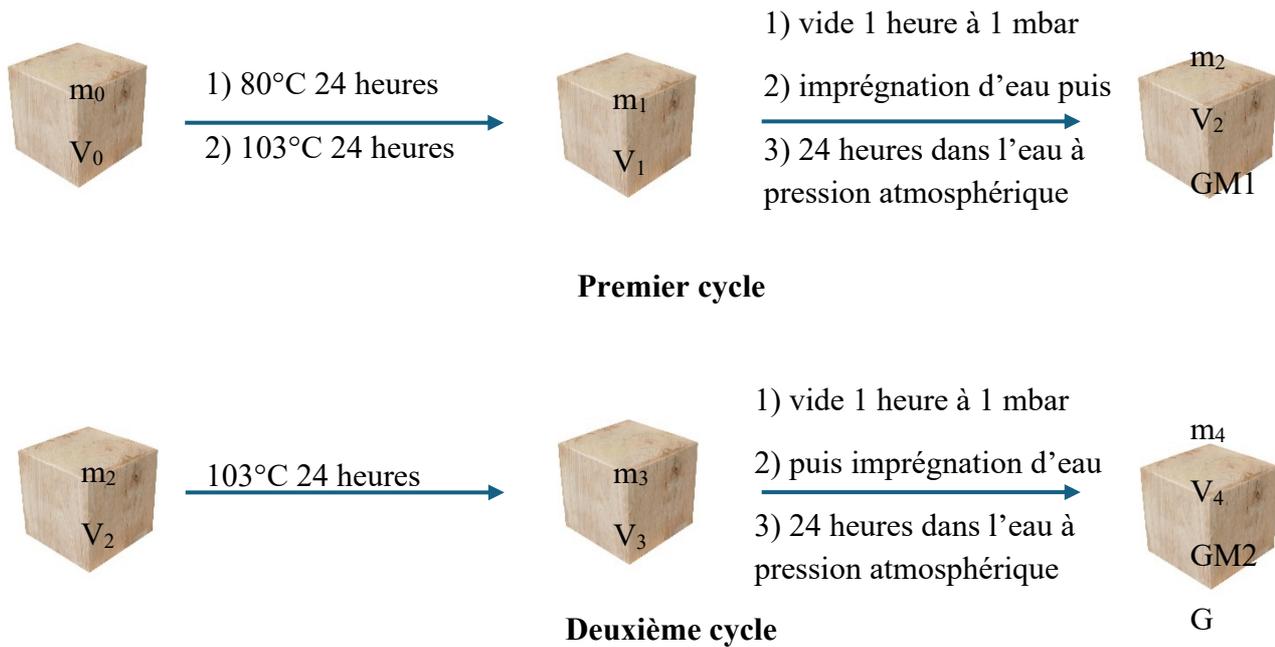
**Figure 39** : goniomètre type Kruss DSA10.

## 2.19. Test antibactérien

La bactérie gram-négative *Escherichia coli* a été sélectionnée pour effectuer le test antibactérien. L'activité antibactérienne a été évaluée en utilisant la méthode décrite par **Pauline Gérardin et al., (2023)**, basée sur la réduction de la résazurine par les extraits. Les souches d'*Escherichia coli* ont été incubées dans une microplaque de 96 puits contenant des extraits concentrés à 100 ppm, ainsi que de l'éthoxy éthanol en tant que témoin négatif et du DMSO utilisé comme contrôle.

## 2.20. Stabilité dimensionnelle

Afin d'analyser la stabilité dimensionnelle des essences étudiées, des échantillons de taille  $20 \times 20 \times 20 \text{ mm}^3$  ont été découpés selon les directions longitudinales, radiales et tangentielles. Ensuite, une masse initiale  $m_0$  (masse à l'état sec à l'air libre) a été mesurée avant de procéder à l'étape de séchage. Les échantillons ont été soumis à deux cycles de séchage successifs : un premier cycle à  $80^\circ\text{C}$  pendant 24 heures, suivi d'un second cycle à  $103^\circ\text{C}$  pendant 24 heures. Après 48 heures, à la sortie du four, une nouvelle mesure de masse  $m_1$  (masse à l'état sec) a été effectuée en prenant des mesures dans les trois directions : longitudinale, radiale et tangentielle. Ensuite, les échantillons ont été placés sous vide à une pression de 1 mbar, disposés dans un récipient rempli d'eau distillée et lestés à l'aide de billes de verre pour éviter leur flottaison. Après une heure sous vide, l'ensemble a été exposé à l'air libre pendant 24 heures. Au bout de ces 24 heures, une nouvelle mesure de masse  $m_2$  (masse en état humide) a été effectuée en prenant des mesures dans les trois directions. Enfin, les échantillons ont été placés dans une étuve à une température de  $103^\circ\text{C}$  pendant 24 heures. Ce cycle a été répété trois fois. Les données obtenues ont servi à calculer la densité, le gonflement, le taux d'humidité et le gain de masse.



**Figure 40** : schéma d'imprégnation d'eau des éprouvettes.

Les équations 9, 10, 11 et 12 ont permis de calculer respectivement la prise d'humidité, le gain de masse, le taux de gonflement et la densité.

$$\%H1 = \frac{m0 - m1}{m0} \times 100 \quad ; \quad \%H2 = \frac{m2 - m0}{m2} \times 100 \quad \text{et} \quad \%H3 = \frac{m4 - m0}{m4} \times 100 \quad \text{Eq : 9}$$

$$GM1 = \frac{m2 - m1}{m1} \times 100 \quad \text{et} \quad GM2 = \frac{m0 - m1}{m0} \times 100 \quad \text{Eq : 10}$$

$$G = \frac{V2 - V1}{V1} \times 100 \quad \text{Eq : 11}$$

$$\text{Densité} = \frac{\rho \text{ de l'éprouvette}}{\rho \text{ de l'eau}} \times 100 \quad \text{Eq : 12}$$

## 2.21. Analyse en composante principale

L'analyse en composantes principales (ACP) est une méthode statistique visant à réduire la dimensionnalité d'un ensemble de données tout en préservant au maximum l'information initiale. Cette méthode a été utilisée pour étudier la corrélation entre les pertes de masse des échantillons exposés à la pourriture du bois et plusieurs paramètres. Parmi ces paramètres, on

compte la stabilité dimensionnelle, la mouillabilité, les taux d'extrait, de lignine, de cellulose, d'holocellulose, l'activité antioxydante, ainsi que la teneur en phénol, tanin et flavonoïde, ainsi que leurs réactions avec les GSTs. Cette analyse a été effectuée à l'aide du logiciel XLSTAT, permet de mieux appréhender les interactions complexes entre ces différents facteurs et les pertes de masse dues à la pourriture du bois.

**Chapitre III : extractions, quantification, caractérisation  
des composés chimiques et activité antifongique, anti-  
termite, antibactérienne et antioxydantes des substances  
extractibles de *Letestua durissima* et de *Petersianthus  
macrocarpus*.**

### Chapitre III : extractions, quantification, caractérisation des composés chimiques et évaluation antifongique, anti-termite et antioxydantes des substances extractibles de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus*.

Cette partie s'articule d'abord sur la quantification du taux d'extractibles, de cellulose, d'holocellulose, de lignine et du dosage des phénols totaux, tanins condensés, flavonoïdes. Ensuite, elle se concentre sur l'analyse IR, UV, LC-MS et GC-MS pour l'identification des composés présents dans les extractibles. Enfin, elle aborde l'activité biologique des extractibles de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus* grâce à l'évaluation des tests de cytotoxicité, d'activités antioxydante, antifongique, anti-termite et antibactérienne.

#### 1. Teneur en extractibles

Pour avoir une idée sur le taux d'extractible, deux méthodes d'extraction ont été réalisées. Une extraction successive par macération à froid avec des solvants éthanol, le mélange eau/éthanol et l'eau qui sont compatibles avec les méthodes industrielles et une extraction successive au Soxhlet avec les solvants cyclohexane, dichlorométhane, acétone, le mélange toluène/éthanol et l'eau pour extraire les familles de composés apolaire et polaire.

##### 1.1. Extraction au Soxhlet

Les résultats des extractions successives au Soxhlet par ordre de croissant de polarité sont consignés dans le tableau ci-dessous.

**Tableau 2** : taux d'extrait obtenu par macération successive sur les écorces de *Petersianthus macrocarpus* et de *Letestua durissima*.

Taux d'extraits échantillon de la base (moyenne de trois essais $\pm$ écart-type en %)						
Solvant	<i>Petersianthus macrocarpus</i>			<i>Letestua durissima</i>		
	Ecorce	Aubier	Duramen	Ecorce	Aubier	Duramen
Cyclohexane	1,0 $\pm$ 0,2	0,3 $\pm$ 0,0	0,4 $\pm$ 0,1	Nd	Nd	Nd
Dichlorométhane	1,4 $\pm$ 0,2	1,2 $\pm$ 0,2	1,6 $\pm$ 0,3	1,8 $\pm$ 0,7	0,2 $\pm$ 0,0	0,1 $\pm$ 0,0
Acétone	6,2 $\pm$ 0,9	4,7 $\pm$ 0,0	6,1 $\pm$ 0,2	25,3 $\pm$ 0,8	3,6 $\pm$ 0,3	2,6 $\pm$ 0,4
Toluène/éthanol	4,8 $\pm$ 0,8	1,7 $\pm$ 0,5	2,1 $\pm$ 0,0	3,4 $\pm$ 1,1	4,7 $\pm$ 0,6	2,7 $\pm$ 1,3
Eau	6,7 $\pm$ 1,5	2,5 $\pm$ 0,1	2,5 $\pm$ 0,0	6,8 $\pm$ 0,3	3,09 $\pm$ 0,5	2,3 $\pm$ 0,6
<b>Total</b>	<b>20,2</b>	<b>10,3</b>	<b>12,6</b>	<b>37,3</b>	<b>11,6</b>	<b>7,7</b>

Les résultats obtenus dans le tableau 2 indiquent que les teneurs en extractibles varient d'un solvant à l'autre, avec la partie de l'arbre utilisée et d'une essence à une autre. Les teneurs des extraits d'écorce sont les plus élevées (37,3%) suivie de l'aubier (11,6%) puis du bois de cœur (7,7%) pour *Letestua durissima*. Tandis que chez *Petersianthus macrocarpus*, les teneurs d'extraits sont obtenues sur les extraits d'écorce (20,2%) suivi du duramen (12,6%) puis de l'aubier (10,3%). La littérature sur les bois tropicaux rapporte des niveaux plus élevés d'extraits dans l'écorce que dans d'autres parties de l'arbre (aubier et bois de cœur) (**Pohjamo et al., 2003 ; Pietarinen et al., 2005 ; Bopenga et al., 2021 ; Ella Nkogo et al., 2022**). Le dichlorométhane et le cyclohexane conduisant aux rendements les plus faibles dans toutes les parties de l'arbre pour *Letestua durissima* et *Petersianthus macrocarpus*. Les teneurs avec le dichlorométhane les plus élevées sont obtenues dans l'écorce (1,8%) et les plus faibles dans le bois de cœur (0,10%) chez *Letestua durissima*. La teneur la plus élevée avec le cyclohexane est de 1,0% pour l'écorce de *Petersianthus macrocarpus* et la plus faible est de 0,3% pour l'aubier de *Petersianthus macrocarpus*. Pour le mélange toluène/éthanol, l'aubier a la teneur en extractibles la plus élevée chez *Letestua durissima* et chez *Petersianthus macrocarpus*, elle est observée sur l'écorce avec des rendements respectifs de 4,7% et de 3,4% ; la valeur la plus faible est observée dans le bois de cœur, soit 2,68% (*Letestua durissima*) et sur l'aubier 1,7% (*Petersianthus macrocarpus*). Pour les solvants aqueux et acétoniques, les teneurs en extrait les plus élevées sont obtenues avec l'écorce (respectivement 6,8% et 25,3% chez *Letestua durissima* et 6,7% et 6,2% pour *Petersianthus macrocarpus*) et les rendements les plus faibles sont obtenus avec le bois de cœur (respectivement 2,6% et 2,3% *Letestua durissima* et 2,5% et 4,7% pour *Petersianthus macrocarpus*). Le cyclohexane et le dichlorométhane, sont les premiers solvants utilisés lors des extractions successives, présentant de faibles polarités, Ils solubilisent principalement les substances apolaires (huiles, graisses, terpènes), tandis que les solvants polaires sont capables de solubiliser les composés polaires et polaires moyens tels que les polyphénols. L'extraction successive permet d'extraire les différents composés par rapport à leurs polarités et facilite aussi la caractérisation chimique. La somme des extraits avec chaque solvant donne une idée de la teneur globale en extraits dans chaque composant du bois. Ces taux d'extraits corroborent avec des études réalisées sur plusieurs espèces tropicales qui ont montré des teneurs extractives très variables, avec des teneurs parfois élevées de 20 à 22% pour certains bois (**Neya et al., 2004 ; Mburu et al., 2007 ; Huang et al., 2009 ; Cheumani et al., 2009 ; Cheumani et al., 2009, Saha Tchinda, 2015 ; Bopenga et al 2020 ; Ella Nkogo et al., 2022**).

## 1.2. Extraction par macération

Les résultats des extractions au Soxhlet sont consignés dans le tableau ci-dessous

**Tableau 3** : taux d'extrait obtenu par macération successive sur les écorces de *Petersianthus macrocarpus* et de *Letestua durissima*.

Taux d'extraits (moyenne de trois essais $\pm$ écart-type en %)		
Solvants	<i>Petersianthus macrocarpus</i>	<i>Letestua durissima</i>
Ethanol	4,51 $\pm$ 0,75	17,43 $\pm$ 1,35
Eau/éthanol	2,54 $\pm$ 0,13	5,05 $\pm$ 0,74
Eau	3,66 $\pm$ 0,76	1,81 $\pm$ 0,23
<b>Total</b>	<b>10,71</b>	<b>24,3</b>

Les résultats obtenus dans le tableau précédant indiquent que les taux d'extractibles varient d'un solvant à un autre dans les écorces de *Petersianthus macrocarpus* et de *Letestua durissima*. Les taux d'extraction à l'éthanol sont les plus élevés pour les deux essences. En effet, l'éthanol est le premier solvant utilisé lors de l'extraction successive. Il solubilise la majorité des composés phénoliques. Le taux d'extrait total de *Letestua durissima* obtenu était de 24,3% et 10,71% pour ceux de *Petersianthus macrocarpus*.

L'extraction successive qui combine ces solvants permet ainsi de partitionner les extractibles en différentes fractions facilitant les analyses ultérieures et la somme des extraits avec chaque solvant donne une idée de la teneur globale en extraits des écorces. Ainsi, les taux d'extraits globaux des différentes parties étudiées varient de 10,71 % à 5,78 % respectivement pour la base et à la hauteur de 4,5 m du sol (**tableau 3**). Ces résultats corroborent avec plusieurs autres études, car de nombreuses études menées sur plusieurs essences tropicales ont montré des taux d'extraits très variables avec parfois des forts rendements de 20 à 22% pour certains bois (Neya et al., 2004 ; Mburu et al., 2007 ; Sirmah, 2009 ; Huang et al., 2009 ; Cheumani, 2009).

## 2. Teneur en constituants pariétaux

Les résultats des teneurs en macromolécule sont consignés dans le tableau ci-dessous

**Tableau 4** : teneur en macromolécule obtenu sur les parties d'écorce, d'aubier et du duramen de *Petersianthus macrocarpus* et de *Letestua durissima*.

Taux d'extraits échantillon de la base (moyenne de trois essais $\pm$ écart-type en %)						
Essences	<i>Petersianthus macrocarpus</i>			<i>Letestua durissima</i>		
	Ecorce	Aubier	Duramen	Ecorce	Aubier	Duramen
Cellulose	24,1 $\pm$ 3,0	47,2 $\pm$ 2,2	38,7 $\pm$ 6,2	23,1 $\pm$ 1,7	34,2 $\pm$ 2,7	41,7 $\pm$ 6,3
Holocellulose	38,0 $\pm$ 1,3	60,2 $\pm$ 3,6	47,3 $\pm$ 0,4	42,8 $\pm$ 1,3	66,0 $\pm$ 2,1	63,8 $\pm$ 1,3
Lignine	18,8 $\pm$ 2,3	27,4 $\pm$ 2,1	34,2 $\pm$ 4,2	26,1 $\pm$ 4,2	32,6 $\pm$ 2,4	45,4 $\pm$ 4,0

Les résultats concernant les taux de cellulose, d'holocellulose et de lignine des différentes parties de *Petersianthus macrocarpus* et de *Letestua durissima* révèlent que les taux de ces macromolécules varient avec la partie de l'arbre considérée et d'une essence à une autre. Dans l'ensemble, les plus petites quantités sont obtenues sur l'écorce et les plus grandes avec l'aubier et le duramen pour les deux essences. Pour la cellulose, elle varie 24,1% (écorce) à 47,2% (aubier) pour *Petersianthus macrocarpus* et de 23,1% (écorce) à 41,7% (duramen) pour *Letestua durissima*. Pour le holocellulose, il varie de 38,0% (écorce) à 60,2% (aubier) pour *Petersianthus macrocarpus* et de 42,1% (écorce) à 66,0% (aubier) pour *Letestua durissima*. Et pour la lignine, elle varie de 18,8% (écorce) à 34,2% (duramen) pour *Petersianthus macrocarpus* et de 26,1% (écorce) à 45,4% (duramen) pour *Letestua durissima*. Les taux de macromolécules de nos essences corroborent avec les ceux trouvés par **Mounguengui et al., (2016)** sur le Bilinga, le Doussie et le Okan ; ceux de **Miranda et d'autres auteurs (2011)** sur le Teck du Timor oriental et ceux de **Bopenga et al., (2020)**.

### 3. Teneur en polyphénol

Le dosage des polyphénols, des tannins et des flavonoïdes ont été effectués uniquement sur les extractibles obtenus par extraction au Soxhlet.

#### 3.1. Dosage des polyphénols

**Tableau 5** : teneur en phénols totaux des différents compartiments de *Petersianthus macrocarpus* et de *Letestua durissima*.

Teneur en phénols totaux (mg EGA.g <sup>-1</sup> d'extrait sec)						
Solvants	<i>Petersianthus macrocarpus</i>			<i>Letestua durissima</i>		
	Ecorce	Aubier	Duramen	Ecorce	Aubier	Duramen
Acétone	59,7 ± 6,3	52,6 ± 6,6	55,3 ± 5,7	95,6 ± 2,4	73,9 ± 1,5	79,9 ± 3,3
Toluène/éthanol	56,9 ± 5,7	50,9 ± 4,7	40,1 ± 2,2	92,4 ± 3,2	57,5 ± 2,9	76,9 ± 4,2
Eau	50,8 ± 3,5	35,9 ± 4,4	38,2 ± 6,7	64,1 ± 3,8	47,6 ± 3,8	55,6 ± 4,0

Les données compilées dans le tableau 5 révèlent des variations significatives de la concentration moyenne en phénols dans les différentes parties du bois de *Petersianthus macrocarpus* et de *Letestua durissima* en fonction des solvants utilisés. Les teneurs en phénols totaux des différentes fractions varient de manière substantielle, allant de 47,6 à 95,6 mg EGA.g<sup>-1</sup> d'extrait sec pour *Letestua durissima* et de 35,9 à 59,7 mg EGA.g<sup>-1</sup> d'extrait sec pour *Petersianthus macrocarpus* respectivement dans l'eau et dans l'acétone. L'extrait acétonique se distingue en présentant les concentrations les plus élevées en composés phénoliques, atteignant 95,6 et 59,7 mg EGA.g<sup>-1</sup> d'extrait sec. Cette observation peut être expliquée par le fait que l'acétone, étant un solvant polaire, est le premier solvant utilisé, suivi du mélange toluène-éthanol, après l'extraction initiale au dichlorométhane, qui extrait principalement les composés lipophiles ou les huiles. En revanche, l'acétone permet d'extraire efficacement les composés phénoliques. En ce qui concerne les différentes parties du bois, on constate que l'écorce présente les concentrations en phénols les plus élevées, suivie du duramen, et enfin de l'aubier. Ces résultats sont en accord avec plusieurs études portant sur vingt-deux bois tropicaux similaires (Hang et al., 2009 ; Saha Tchinda et al., 2015 ; Bopenga et al., 2021). Les teneurs en phénols totaux dans les extraits acétoniques et toluène/éthanol du duramen de *Letestua durissima* se rapprochent de celles observées pour le Moabi, atteignant respectivement 51,2 mg EGA.g<sup>-1</sup> et

44,5 mg EGA.g<sup>-1</sup>. À titre de comparaison, **Saha Tchinda (2015)** rapporte des concentrations de 64,5 mg équivalents acide gallique/g pour l'extrait sec soluble dans l'acétone, contre 30,87 mg EGA.g<sup>-1</sup> pour l'extrait sec soluble dans le toluène/éthanol du duramen du bois de Moabi (*Baillonelle toxisperma*). Ces résultats concordent avec les teneurs en extractibles et les résultats du criblage phytochimique, confirmant ainsi la présence de polyphénols dans les fractions acétoniques, toluène/éthanol et aqueuses.

### 3.2. Dosage des tannins

**Tableau 6 :** teneur en tanins totaux des différents compartiments de *Petersianthus macrocarpus* et de *Letestua durissima*.

Solvants	Teneur en tanins totaux (mg EC.g <sup>-1</sup> d'extrait sec)					
	<i>Petersianthus macrocarpus</i>			<i>Letestua durissima</i>		
	Ecorce	Aubier	Duramen	Ecorce	Aubier	Duramen
Acétone	61,1 ± 1,4	41,1 ± 3,8	43,9 ± 4,6	109,1 ± 2,5	61,6 ± 6,5	77,5 ± 2,8
Toluène/éthanol	44,8 ± 2,5	43,7 ± 4,7	44,1 ± 1,5	113,5 ± 2,5	43,9 ± 3,9	69,1 ± 4,6
Eau	46,2 ± 5,9	25,0 ± 1,2	29,5 ± 1,7	62,5 ± 2,2	33,9 ± 3,3	45,4 ± 1,0

Les résultats révèlent que les teneurs totales en tanins varient considérablement entre les différents extraits (écorce, aubier et bois de cœur), du solvant d'extraction et d'une essence à une autre. Le tableau montre que les fractions acétone et toluène/éthanol de *Letestua durissima* et les fractions acétone et eau de *Petersianthus macrocarpus* contiennent les plus fortes concentrations de tanins condensés, avec une valeur de 109,1 et 113,5 mg EC par gramme d'extrait sec (*Letestua durissima*) et 46,2 et 61,1 mg EC par gramme d'extrait sec (*Petersianthus macrocarpus*). Les plus faibles teneurs en tanins ont été obtenues sur les extraits d'aubier pour les deux essences. Cette variation peut s'expliquer par le fait que l'extraction des tanins condensés dépend de leur nature chimique et de leur poids moléculaire, du solvant utilisé et des conditions opératoires (**Deba et al., 2008**). Les résultats de **Hillis et al., (1997)**, sur les principales sources de tanins condensés commerciaux, rapportés par **Stevanovic et Perrin (2009)** ont montré que le rendement en tanins de certaines plantes de zone tempérée dans le bois de cœur et dans l'aubier ainsi que dans l'écorce ne dépassait pas 55 mg d'équivalents catéchine/g d'extraits (**Stevanovic et Dominique, 2009**). La concentration en tanins condensés

de *Letestua durissima* est bien supérieure aux résultats de cet auteur. Ces résultats sont cohérents avec la teneur totale en phénols et le criblage phytochimique.

### 3.3. Dosage des flavonoïdes

**Tableau 7** : teneur en flavonoïdes totaux des différents compartiments de *Petersianthus macrocarpus* et de *Letestua durissima*.

Teneur en flavonoïdes totaux (mg EGA g <sup>-1</sup> d'extrait sec)						
Solvants	<i>Petersianthus macrocarpus</i>			<i>Letestua durissima</i>		
	Ecorce	Aubier	Duramen	Ecorce	Aubier	Duramen
Acétone	5,2 ± 1,1	1,3 ± 0,2	2,8 ± 0,5	19,3 ± 0,5	10,9 ± 0,2	14,6 ± 1,3
Toluène/éthanol	2,8 ± 0,5	1,9 ± 0,2	2,5 ± 0,2	20,5 ± 0,5	3,97 ± 1,2	12,0 ± 1,9
Eau	1,5 ± 0,4	0,9 ± 0,8	1,4 ± 0,7	5,4 ± 0,2	1,1 ± 0,3	3,1 ± 0,5

Les résultats montrent que les teneurs totales en flavonoïdes varient considérablement entre les différents extraits (écorce, aubier et bois de cœur) et d'une essence à une autre. Les concentrations les plus élevées de flavonoïdes se trouvent dans l'écorce, suivie du bois de cœur et de l'aubier pour les deux essences. L'extrait toluène/éthanol contient la plus forte concentration de flavonoïdes (20,5 mg d'équivalents catéchine/g d'extraits secs), suivi de l'extrait acétonique (19,3 mg d'équivalent catéchine/g d'extraits secs), tandis que la plus faible concentration de flavonoïdes a été mesurée dans l'extrait aqueux (1,1 mg EC par gramme d'extrait sec) chez *Letestua durissima*. Pour *Petersianthus macrocarpus*, la plus forte teneur en flavonoïdes est observée dans l'extrait acétone de l'écorce (5,2 mg d'équivalent catéchine/g d'extraits secs) et la plus faible dans l'extrait aqueux de l'aubier (0,9 mg d'équivalent catéchine/g d'extraits secs). La concentration en flavonoïdes dans les extraits de *Petersianthus macrocarpus* et de *Letestua durissima* dépend de la polarité des solvants utilisés pour l'extraction et de la partie de l'arbre étudiée (Marco et al., 1968). Les teneurs en flavonoïdes dans les extraits acétoniques et le mélange toluène/éthanol de l'aubier de *Letestua durissima* sont similaires à celles trouvées pour l'aubier du bois de *Coula edulis* (Bopenga et al., 2021).

## 4. Criblage phytochimique

### 4.1. Extraits obtenus au Soxhlet

Plusieurs tests qualitatifs ont été réalisés pour identifier les principales familles de composés présents dans les différentes fractions d'extractibles obtenues par macération à froid afin d'avoir une idée de la composition de chaque extrait. Les résultats des criblages phytochimiques sont rapportés dans le tableau ci-dessous.

**Tableau 8** : criblage phytochimique des extraits d'écorce, d'aubier et de duramen de *Petersianthus macrocarpus* et *Letestua durissima*.

Composés	Essences		<i>P. macrocarpus</i>			<i>L. durissima</i>		
	Réactifs	Solvants	EC	AU	DI	EC	AU	DI
Alcaloïdes	Mayer, Bouchardat	Cyclohexane	-	-	-	n/a	n/a	n/a
		Dichlorométhane	-	-	-	+	+	+
		Acétone	+	+	+	+	+	+
		Toluène/éthanol	+	+	+	+	+	+
		Eau	+	+	+	+	+	+
Flavonoïdes	Test de Shinoda	Cyclohexane	-	-	-	-	n/a	n/a
		Dichlorométhane	-	-	-	-	-	-
		Acétone	-	-	-	+	+	+
		Toluène/éthanol	-	-	-	+	+	+
		Eau	+	+	+	+	+	+
Polyphénols	Fer (III) chlorures	Cyclohexane	-	-	-	-	n/a	n/a
		Dichlorométhane	-	-	-	-	-	-
		Acétone	+	+	+	+	+	+
		Toluène/éthanol	+	+	+	+	+	+
		Eau	+	+	+	+	+	+
Saponines	Pouvoir aphrogène	Cyclohexane	-	-	-	-	-	-
		Dichlorométhane	-	-	-	-	-	-
		Acétone	-	-	-	+	+	+
		Toluène/éthanol	+	+	+	+	+	+
		Eau	+	+	+	+	+	+
Stérols et terpènes	Lieberman n-Buchard	Cyclohexane	+	+	+	+	n/a	n/a
		Dichlorométhane	+	+	+	+	+	+
		Acétone	-	-	-	-	-	-
		Toluène/éthanol	-	-	-	-	-	-
		Eau	-	-	-	-	-	-

EC= écorce, AU=aubier et DI=duramen

Il ressort de ce tableau que des alcaloïdes sont présents dans les extraits aqueux, acétone ainsi que dans le mélange toluène/éthanol des différentes parties des essences étudiées (écorce, aubier et bois de cœur). Flavonoïdes, saponines et polyphénols sont présents dans les extraits à l'acétone, à l'eau et ceux obtenus avec le mélange toluène/éthanol, absent dans les extraits au dichlorométhane quelle que soit la partie de l'arbre étudiée pour *Letestua durissima*. Des stérols et des terpènes ont été identifiés dans des extraits d'écorce au dichlorométhane, les parties d'aubier et de bois de cœur.

Pour *Petersianthus macrocarpus*, on note la présence de stérols et de terpènes uniquement dans les extraits au cyclohexane et au dichlorométhane. Les polyphénols et les alcaloïdes sont présents dans les extraits d'acétone, de toluène/éthanol et d'eau. Les flavonoïdes sont exclusivement présents dans les extraits aqueux. Quant aux saponines, on note leurs présences dans les extraits aqueux et dans le toluène/éthanol.

Les tests phytochimiques ont révélé la présence d'alcaloïdes, polyphénols, stérols, triterpènes, flavonoïdes et saponines. La présence de telles classes de composés dans les bois tropicaux a déjà été rapportée dans la littérature (**Mounguengui et al., 2016**). Ces auteurs ont mis en évidence la présence de composés lipophiles, principalement des acides gras et des composés hydrophiles (acides phénoliques, flavonoïde, stérols, stilbènes et lignanes). **Fengel (1984)** a rapporté que l'extraction à l'eau chaude dissout les alcaloïdes, les protéines, tanins et glucides, tandis que le mélange toluène/éthanol extrait des composés de masse moléculaire inférieure comme les matières colorantes, des stilbènes ainsi que des flavonoïdes et des anthocyanes. Ces composés possèdent de multiples propriétés dans la littérature en tant qu'antioxydants, antifongique, anti-termites, antibactérien, antimicrobien. Les flavonoïdes présentent des propriétés antifongiques, activités antibactériennes et anti-termites (**Arima et al., 2002**). En plus de conférer la couleur et une durabilité naturelle au bois, les flavonoïdes peuvent être considérés comme une source importante d'antioxydants (**Pietta et al., 2000 ; Harborne et al., 2000**). Les alcaloïdes détectés dans les extraits pourraient avoir des activités biologiques intéressantes (**Fengel et Wegener, 1984**). Les alcaloïdes ont plusieurs applications pharmaceutiques chez l'homme, ces applications ont été cliniquement prouvées (**Silvestrini et al., 2002 ; Eklund et al., 2005**). Ils agiraient également comme des antibiotiques (**Akinjogunla et al., 2012**). Les polyphénols tels que les lignanes ont des propriétés antifongiques et antioxydantes (**Eklund et al., 2005 ;**

**Pauline Gérardin et al., 2023**). Ils sont étudiés pour des applications pharmaceutiques et nutraceutiques (**Murkies et al., 1998 ; Hooper et al., 2006**). Les saponines ont de nombreuses applications dans l'industrie alimentaire et cosmétique en raison de leur propriété moussante. Leurs applications potentielles s'étendent à l'agriculture dans la dépollution des sols et les pesticides naturels (**Dzubak et al., 2006**) Les stérols et les triterpènes sont des molécules ayant des activités biologiques dans l'arbre. Ils ont des activités antibactériennes. La durabilité naturelle du bois pourrait leur être attribuée ainsi qu'à d'autres extractibles tels que les polyphénols (**Huang et al., 2009**).

#### **III.4.2. Extraits obtenus par macération**

Plusieurs tests qualitatifs ont été réalisés pour identifier les principales familles de composés présents dans les différentes fractions d'extractibles obtenues par macération à froid afin d'avoir une idée de la composition de chaque extrait. Les résultats des criblages phytochimiques sont rapportés dans le tableau ci-dessous.

**Tableau 9** : tests phytochimiques des écorces de *Petersianthus macrocarpus* et de *Letestua durissima*.

Composé	Essences et solvants					
	<i>Petersianthus macrocarpus</i>			<i>Letestua durissima</i>		
	Ethanol	Eau/éthanol	Eau	Ethanol	Eau/éthanol	Eau
Flavonoïdes	+	+	-	+	+	+
Alcaloïdes	+	+	+	+	+	+
Saponines	-	+	+	-	+	+
Tannins	+	+	+	+	+	+
Polyphénols	+	+	+	+	+	+
Anthraquinones	-	-	-	+	+	+
Stérols et triterpènes	-	-	-	+	+	-
Composés réducteurs	+	+	+	+	+	+
Sucres totaux	+	+	-	+	+	-
Coumarines	+	+	+	+	+	+
Leucoanthocyanes	+	+	-	+	+	-
Quinones libres	+	+	+	+	+	+
Mucilages	-	-	-	-	-	-
Glycosides cardiaques	+	+	+	+	+	-
Terpénoïdes	+	+	-	+	+	+

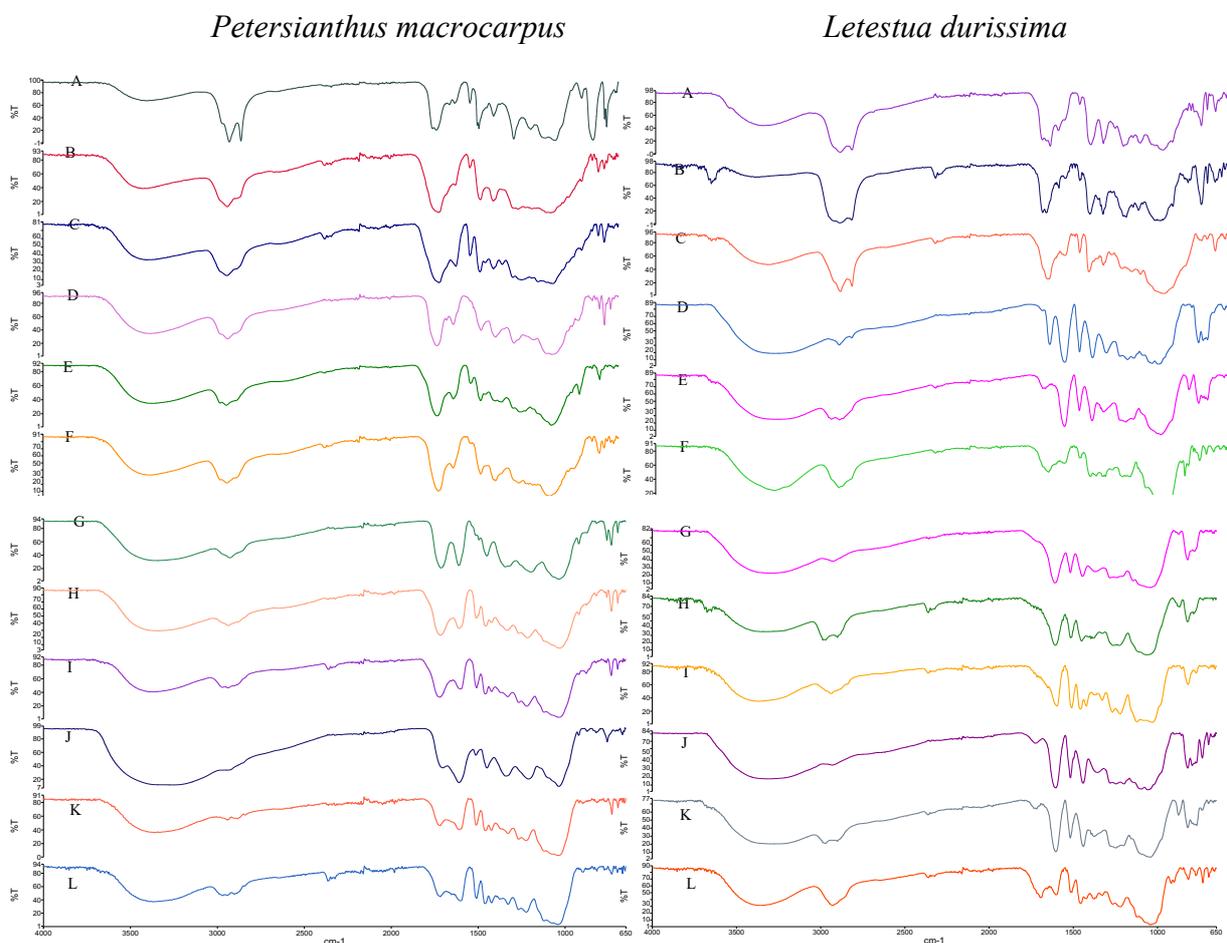
L'ensemble de tests phytochimiques (**tableau 9**) que nous avons réalisé sur les écorces de *Petersianthus macrocarpus* et de *Letestua durissima* indique la présence d'alcaloïdes, de tanins, de polyphénols, de composés réducteurs, de flavonoïdes, de leucoanthocyanes, de sucres totaux, de coumarines, de quinones libres, de glycosides cardiaques, de terpénoïdes. Les anthraquinones, les mucilages, les stérols et triterpènes sont absents dans tous les extraits. Les composés détectés possèdent de multiples propriétés thérapeutiques (**Raponda Walker, 1961 ; Obeng EA., 2011**). Ces résultats soutiennent l'utilisation de ces deux essences en médecine traditionnelle dans le traitement des pathologies qui leurs sont associées. L'espèce *Letestua durissima* est utilisée au Gabon et au Congo dans le traitement des infections cutanées, les infections vénériennes, les indigestions, les tumeurs, l'infertilité, l'épilepsie, la malaria et les

fièvres (Focho et al., 2009). L'espèce *Petersianthus macrocarpus* est l'une des essences les plus utilisées au Gabon contre les maladies vénériennes, sur la région lombaire en cas de courbature, le mal de ventre (Dibong et al., 2015). Les tradipraticiens l'utilisent pour soigner la dysenterie (Walker et Sillans, 1976). Cette essence soigne les pathologies hémorroïdaires (Dongmo et al., 2007). Des saponosides isolés des écorces de *Petersianthus macrocarpus* ont des propriétés pharmacologiques (Massiot et al., en 1992). Hémorroïdaires (Dongmo et al., 2007). Les résultats du criblage phytochimique sont en accord avec les résultats trouvés par (Mengome et al., 2009 ; Itoandon et al., 2012) qui révèlent la présence d'alcaloïdes, de saponines, de tanins et de terpénoïdes dans les écorces de *Petersianthus macrocarpus*. Obame (2009) a trouvé dans les extraits chloroformique, méthanolique et aqueux lors du ciblage chimique des écorces de *Petersianthus macrocarpus* des saponosides, des tanins, des composés réducteurs, des flavonoïdes, des proanthocyanes, des anthocyanes, des stérols et triterpènes et des polyphénols. Les extraits aqueux et méthanolique sont actifs aussi bien sur les bactéries à Gram positif que négatif. Ces extraits ont donné une grande activité antimicrobienne et une inhibition notable avec des diamètres variant de 11 à 26 mm sur les souches *Staphylococcus camorum*, *Salmonella enterica*, *Enterococcus faecalis*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Staphylococcus aureus*, *Shigella dysenteria*, *Streptococcus pyogenes*, *Bacillus cereus* et *Staphylococcus aureus*.

L'extrait méthanolique de *Petersianthus macrocarpus* possède des propriétés bactéricides avec des CMI et CMB égales à 200 mg.mL<sup>-1</sup> sur les souches *Staphylococcus aureus* et *Salmonella enterica*. L'extrait alcoolique présente un effet bactéricide avec des CMI et CMB=100 mg.mL<sup>-1</sup> sur *Escherichia coli*, *Listeria innocua*, *Proteus mirabilis*, *Staphylococcus camorum*, *Streptococcus pyogenes*, *Pseudomonas aeruginosa*. *Shigella dysenteria*. L'activité microbiocide est due à la composition chimique des extraits riches en composés polyphénoliques (Obame, 2009). Cet ensemble de résultats obtenus lors du screening chimique effectué milite en faveur de l'utilisation de *Petersianthus macrocarpus* et *Letestua durissima* en tradithérapeutique traditionnelle dans le traitement des maladies bactériennes.

## 5. Analyse infrarouge

L'analyse FTIR a été réalisée pour vérifier les résultats obtenus en criblage phytochimique



A=extraits dichlorométhane écorce, B=extraits dichlorométhane aubier, C=extraits dichlorométhane duramen ; D=extraits acétone écorce, E=extraits acétone aubier, F=extraits acétone duramen ; G=extraits toluène/éthanol écorce, H=extraits toluène/éthanol aubier, I=extraits toluène/éthanol duramen et J=extraits eau écorce, K=extraits eau aubier, L=extraits eau duramen.

**Figure 41 :** spectre infrarouge des extrais de *Petersianthus macrocarpus* et *Letestua durissima*.

Les spectres FTIR des différents extraits de *Petersianthus macrocarpus* et *Letestua durissima* révèlent des différences notables selon la nature du solvant d'extraction, en particulier pour les solvants non polaires par rapport aux solvants plus polaires. Les solvants à faible polarité mettent en évidence des composés tels que les acides gras et les terpènes, avec des pics caractéristiques à 2913, 2849 ou 1462 cm<sup>-1</sup> caractéristiques des absorptions des C-H aliphatiques et à 1720 cm<sup>-1</sup> caractéristique du groupe carbonyle. Au contraire, l'utilisation de solvants plus polaires indique la présence de composés différents par rapport à ceux observés dans le dichlorométhane indépendamment des compartiments du bois analysés (écorces, aubier

et duramen). Dans tous les cas, l'acétone, le toluène/éthanol (2/1, v/v) et les extraits aqueux présentent des spectres FTIR assez similaires indiquant la présence de composés phénoliques et glucidiques comme le démontre la forte absorption à 3218 cm<sup>-1</sup> correspondant à la vibration d'élongation de la liaison O-H de structures aromatiques et aliphatiques. Les pics à 1601, 1519 et 1442 cm<sup>-1</sup> sont caractéristiques de la vibration C=C des cycles aromatiques, tandis que le pic à 1698 cm<sup>-1</sup> est attribuable aux groupes carbonyle conjugués présents dans différents extractibles phénoliques de faible poids moléculaire. La large adsorption autour de 1045 cm<sup>-1</sup> a été attribuée à différents C-O des alcools et des éthers présents dans différentes structures identifiées lors du criblage. Toutes ces observations corroborent les résultats déjà obtenus lors du criblage phytochimique et des polyphénols totaux, tanins totaux et flavonoïdes totaux.

## 6. Analyse GC-MS

Pour l'analyse GC-MS, les extraits cyclohexane, dichlorométhane, acétone et toluène/éthanol obtenus par extraction au Soxhlet des différentes parties de *Petersianthus macrocarpus* et de *Letestua durissima* se trouvent dans les tableaux ci-dessous.

**Tableau 10** : composés détectés lors de l'analyse GC-MS des extraits à l'acétone des différents compartiments de *Letestua durissima*.

Composé identifié	TR (min)	Ecorce (%)	Aubier (%)	Duramen (%)
Glycérol	8,3		-	11
Acide 4-Hydroxybenzoïque	12,9	2	-	-
Acide protocatéchique	14,8	2	7	2
Acide gallique	15,8	-	-	13
Sucre	15,1 à 24,6	18	89	53
Docosanol	19,6	-	5	-
Catéchine	21,9	6	-	-
Stigmastérol dérivé	27,2	-	-	20
Taraxerone	27,7	6	-	-
β-Amyrine	28	3	-	-
β-Amyrone isomère	28,7	6	-	-
α-Amyrine, triméthylsilyl éther	28,9	12	-	-
β-Amyrine acétate isomère	30,6	35	-	-
Friedelan-3-one	31,4	2	-	-

**Tableau 11** : composés détectés lors de l'analyse GC-MS des extraits au cyclohexane des différents compartiments de *Letestua durissima*.

Composés identifiés	TR (min)	Ecorce (%)	Aubier (%)	Duramen (%)
Acide palmitique	16,6	-	-	2
Octadéc-9-enolide	17,4	-	-	2
Acide Oléique	17,8	-	-	3
Nd	18,9	-	-	3
Nd	19,7	-	3	-
1-Octacosanol	25,9	-	-	12
Stigmastérol	27,3	-	-	10
Taraxerone	27,7	1	-	-
$\beta$ -Amyrone	28,0	6	-	-
Stigmasta-4,22-dien-3-one	28,2	1	18	12
$\beta$ -Amyrone isomère	28,7	20	-	-
$\alpha$ -Amyrine triméthylsilyl éther	28,9	5	-	26
$\beta$ -Amyrine acétate	29,7	9	-	-
Lupéol, triméthylsilyl éther	30,3	1	20	16
$\beta$ -Amyrine acétate isomère	30,6	46	-	-
Friedelan-3-one	31,4	1	42	-
Bétuline	31,9	2	-	-
Epilupéol acétate	32,1	2	-	-
Inconnue	34,4	-	-	14

Nd= non déterminé

**Tableau 12** : composés détectés lors de l'analyse GC-MS des extraits au dichlorométhane des différents compartiments de *Letestua durissima*.

Composé identifié	TR (min)	Ecorce (%)	Aubier (%)	Duramen (%)
Glycérol	8,4	2	-	-
Hydroquinone	10,2	1	-	-
3,4-dihydroxybenzaldéhyde	12,8	2	-	-
Acide 4-Hydroxybenzoïque	12,9	6	-	-
Nd	13,2 à 15	-	-	22
Acide isovanillique	14,3	2	-	-
Acide protocatéchique	14,8	2	-	7
Acide gras	13,2 à 24,7	14	15	35
Taraxerone	26,9	4	-	-
Ergostadienone	27,8	-	3	-
Stigmastérol	27,9	-	2	-
$\beta$ -Amyrone	28,0	7	5	-
Stigmasta-4,22-dien-3-one	28,2	-	2	2
$\beta$ -Amyrine	28,5	-	1	-
$\beta$ -Amyrone isomère	28,7	18	16	1
$\alpha$ -Amyrine triméthylsilyl éther	28,9	-	-	-
$\beta$ -Amyrine acétate	29,7	7	9	-
Lupéol, triméthylsilyl éther	30,2	-	4	1
$\beta$ -Amyrine acétate isomère	30,7	30	38	-
Stigmastérol	31,3	-	-	6
Friedelan-3-one	31,4	-	-	4
Bétuline	31,9	-	-	2
Epilupéol acétate	32,2	5	1	3

Nd= non déterminé

**Tableau 13** : composés détectés lors de l'analyse GC-MS des extraits au toluène/éthanol des différents compartiments de *Letestua durissima*.

Composé identifié	TR (min)	Ecorce (%)	Aubier (%)	Duramen (%)
Glycérol	8,3	3	-	-
Sucre	10,0 à 24,3	78	95	94
Acide protocatéchique	14,7	2	4	-
Acide tricarboxylique	15,2	3	-	3
Acide gallique	15,8	9	-	2
Acide palmitique	16,6	2	-	-
Acide oléique	17,9	2	-	-
Nd	18,8	1	-	-

Les chromatogrammes confirment ce qui avait déjà été observé par FTIR concernant la nature différente des extractibles obtenus par extraction avec un solvant de faible polarité comme le cyclohexane par rapport à ceux obtenus avec des solvants de polarité plus élevée. L'analyse de l'extrait d'écorce au cyclohexane par GC/MS indique la présence de nombreux terpènes dans le cyclohexane (également présent dans l'extrait au dichlorométhane) avec l'oléan-12-en-3-one et le (3 $\alpha$ )-oléan-12-en- Acétate de 3-yle comme composants principaux, 20% et 46% du courant ionique total (TIC). D'autres triterpènes comme les  $\alpha$  et  $\beta$ -amyrines ou la bétuline ont également été identifiés. Les mêmes composés ont été détectés dans l'extrait de dichlorométhane mélangé à d'autres composés comme les acides gras et les composés phénoliques (3,4-dihydroxybenzaldéhyde, acide 4-hydroxybenzoïque, acide isovanilique, acide protocatéchique) apparaissant à des temps de rétention (TR) inférieurs à ceux des terpènes. L'analyse de l'extrait acétonique indique la présence de composés assez similaires à ceux identifiés dans le dichlorométhane. Différents acides carboxyliques comme les acides benzoïque, sébacique, protocatéchique, hexadécanoïque, oléique ou octadécanoïque ont été identifiés représentant 25% du TIC. Les produits restants identifiés dans les extraits acétoniques correspondent aux mêmes composés terpénoïdes que ceux identifiés dans le cyclohexane et le dichlorométhane. L'écorce de *Letestua durissima* apparaît donc comme une riche source de triterpènes.

L'aubier contient de grandes quantités d'oléan-12-én-3-one et de (3 $\beta$ )-oléan-12-én-3-yle représentant respectivement 20 et 39% du TIC, tandis que le bois de cœur contient des

triterpènes en quantités relativement faibles. Dans tous les cas, à l'exception de la catéchine et de l'acide protocatéchique détectés dans l'extrait acétonique d'écorce, relativement peu de composés phénoliques ont été détectés dans les différents compartiments du bois. L'analyse des extraits d'aubier et de bois de cœur utilisant un solvant plus polaire comme l'acétone indique principalement la présence d'acides gras et de sucres. L'analyse GC-MS de l'extrait toluène/éthanol des différents compartiments (écorce, aubier et bois de cœur) a révélé uniquement la présence de sucres.

**Tableau 14** : composés détectés lors de l'analyse GC-MS des extraits au cyclohexane des différents compartiments de *Petersianthus macrocarpus*.

Composé identifié	TR (min)	Ecorce (%)	Aubier (%)	Duramen (%)
Acide gras	-	62	62	57
Vanilline	12	-	-	3
Acide protocatéchique	12,8	-	-	2
Nd	13,2	-	-	1
Nd	13,7	-	-	1
Syringaldéhyde	13,8	-	-	3
Acide Vanilique	14,3	-	-	6
Acide-5-Dihydroxybenzoïque	14,7	-	-	1
Acide protocatéchique	14,8	-	-	2
Acide Syringique	15,5	-	1	3
Nd	15,7	-	-	2
Nd	16,4	-	-	2
Acide 2-(9-Decenyl) glutaconoïque	19,2	-	1	-
Nd	19,4	-	2	-
Nd	19,6	-	3	-
Lanost-8-ene-3 $\beta$ ,7 $\alpha$ -diol, 3-acetate	25,5	18	3	-
Stigmastérol	27,1	2	6	7
Diméthyl (4-phenylphenoxy) octadécyloxy	27,8	5	4	-
$\alpha$ -Amyrine triméthylsilyl éther	27,9	-	-	5
Bétuline	31,8	25	-	-

Nd= non déterminé

**Tableau 15** : composés détectés lors de l'analyse GC-MS des extraits au dichlorométhane des différents compartiments de *Petersianthus macrocarpus*.

Composé identifié	TR (min)	Ecorce (%)	Aubier (%)	Duramen (%)
Acide gras	-	35	37	80
5-Hydroxy-2-(hydroxyméthyl) pyridine	11,8	-	3	-
Vanilline	11,9	-	9	-
2,6-Diméthoxyhydroquinone	13,4	-	6	-
Acide isovanillique	14,3	-	14	1
Acide Eremophiladien-12-oïque	15,4	-	9	3
3-Hydroxy-4-methoxyphenyl	16,1	-	6	-
Nd	16,8	-	10	-
4-Hydroxy-3-methoxyphenylglycol	19,6	-	2	3
(3-Hydroxy-4-methoxyphenyl)	19,7	-	4	-
Diméthyl (4-phenylphenoxy) tétradécyloxy	22,9	1	-	-
Lanost-8-ene-3,7-diol, 3-acetate	25,5	9	-	3
Taraxerone	26,9	9	-	1
Stigmastérol	27,3	-	2	6
7,22-Ergostadienone	27,8	5	-	-
$\beta$ -Sitostérol	27,9	5	-	-
$\beta$ -Amyrine	28,1	2	-	4
Stigmasta-4,22-dien-3-one	28,2	6	-	-
$\beta$ -Amyrone isomère	28,6	7	-	-
$\alpha$ -Amyrine triméthylsilyl éther	28,8	10	-	-
Nd	29	2	-	-
13,27-Cycloursan-3-one	30	2	-	-
Bétuline	30,1	2	-	-
Lupéol, triméthylsilyl éther	30,4	1	-	-
Bétuline	31,8	3	-	-

Nd= non déterminé

**Tableau 16 :** composés détectés lors de l'analyse GC-MS des extraits à l'acétone des différents compartiments de *Petersianthus macrocarpus*.

Composé identifié	TR (min)	Ecorce (%)	Aubier (%)	Duramen (%)
Glycérol	8,3	12	4	3
Nd	8,6	2	-	2
Acide glycérique	9,1	-	-	4
Cyclotétradécane	10	-	2	-
Sucre	-	59	84	79
Acide tartrique	12,9	-	-	9
Acide Benzoïque	14,6	3	-	-
Acide Protocatéchique	14,7	6	-	-
Acide gallique	15,8	11	8	3
4-Hydroxy-3-methoxyphenylglycol	16,2	1	2	-
Docosanol	19,6	1	-	-
Epigallocatechine	22,5	1	-	-
Stigmastérol, TMS dérivative	27,2	4	-	-

Nd= non déterminé

**Tableau 17 :** composés détectés lors de l'analyse GC-MS des extraits au toluène/éthanol des différents compartiments de *Petersianthus macrocarpus*.

Composé identifié	TR (min)	Ecorce (%)	Aubier (%)	Duramen (%)
Glycérol	8,3	3	1	1
3-allyloxy-1,2-propanediol	9,8	1	-	-
Sucre	-	65	96	95
Acide Protocatechoïque	14,8	4	3	2
Gallate d'éthyle	15,7	1	-	-
Acide gallique	15,8	8	-	2
Crésol	18,9	4	-	-
Inconnue	19,6	6	-	-
Catéchine	22,1	1	-	-
Epigallocatechine	22,5	3	-	-
Stigmastérol	27,2	4	-	-

Les tableaux 10 à 17 présentent les résultats de l'analyse GC-MS des différents extraits de *Petersianthus macrocarpus*. Les résultats confirment ceux obtenus par l'analyse phytochimique et infrarouge. Les composés identifiés varient d'un compartiment à un autre (écorce, aubier et duramen) et d'un solvant à un autre (cyclohexane, dichlorométhane, acétone et toluène/éthanol). Les composés identifiés dans les extractibles au cyclohexane et au dichlorométhane sont différents de ceux obtenus par les solvants à l'acétone, au toluène/éthanol et aqueux.

De ce fait, les extraits au dichlorométhane et au cyclohexane sont composés majoritairement des acides gras 35% pour l'écorce, 37% pour l'aubier et 80% pour le duramen dans les extraits dichlorométhane, et 52% pour le duramen, 62% pour l'écorce et l'aubier dans les extraits au cyclohexane. Le pourcentage des acides gras diminue dans les extraits acétone de l'écorce (1%), d'aubier (2%) et du duramen (9%) et sont totalement absents dans les extraits au toluène/éthanol. Des composés tels que le 3-acétate lanost-8-ène-3,7-diol, la taraxerone, l'amyrine, le sitostérol, la vanilline, l'isovaniline, le bétuline, 3-Hydroxy-4-méthoxyphenyl, l'acide protocatéchique ont été identifiés dans les extraits au dichlorométhane et cyclohexane.

Les extraits acétone et toluène/éthanol sont composés majoritairement des sucres. Des composés tels que l'épigallocatechine (3%), le stigmastérol, la catéchine (1%), l'acide gallique (8%), gallate d'éthyle (1%) et acide Protocatechoïque (4%) ont été identifiés dans les extraits toluène/éthanol et acétone de l'écorce de *Petersianthus macrocarpus*.

## 7. Analyse LC-MS

L'analyse LC-MS a été effectuée sur les extraits d'acétone, de toluène/éthanol et aqueux. Les résultats de la LC-MS des extraits de *Petersianthus macrocarpus* et de *Letestua durissima* sont présentés dans les tableaux ci-après.

**Tableau 18 :** Composés identifiés dans les extraits acétone des différents compartiments de *Letestua durissima*.

Composé identifié	TR (min)	[M-H] <sup>-</sup>	λ (nm)	Ecorce (%)	Aubier (%)	Duramen (%)
Nd	0,9	129	-	-	3	-
Hexoside	1,2	209	205	9	-	62
Acide caféique	1,3	179	205	-	-	44
Acide férulique	1,4	191	330	15	-	-
Nd	2,2	619	272	-	-	5
Nd	2,8	321	203	8	-	-
Acide protocatéchuique	3,0	153	293	-	-	9
Proanthocyanidine	3,2	577	278	29	-	-
Catéchine	3,6	289	202	12	-	-
Proanthocyanidine	3,8	579	279	-	18	-
Nd	3,9	561	202	10	-	-
Catéchine	4,0	289	278	-	9	-
Nd	5,8	425	278	-	-	11
Acide caféique	6,1	183	204	4	-	-
Nd	6,2	727	278	-	-	4
Nd	6,5	565	-	-	7	-
Nd	6,7	519	-	-	9	-
Nd	6,9	517	279	-	-	3
Acide ellagique	7,2	293	221	9	-	-
Acide ellagique	7,2	293	221	-	9	6
Nd	8,7	585	216	4	-	-

Nd= non déterminé

**Tableau 19** : Composés identifiés dans les extraits toluène/éthanol des différents compartiments de *Letestua durissima*.

Composé identifié	TR (min)	[M-H] <sup>-</sup>	λ (nm)	Ecorce (%)	Aubier (%)	Duramen (%)
Nd	1,0	129	203	5	7	8
Hexoside	1,1	209	205	-	-	29
Nd	1,2	387	200	15	-	-
Acide caféique	1,3	179	205	-	58	-
Acide férulique	1,4	191	205	29	-	-
Pétunidine pentoside	1,5	317	204	5	-	-
Nd	2,4	125	276	-	-	24
Nd	3,5	321	277	4	-	-
Nd	3,7	391	277	-	-	11
Proanthocyanidine	3,8	577	277	18	9	-
Catéchine	3,9	289	278	14	16	9
Nd	4,2	561	278	4	-	-
Catéchine	4,8	287	279	-	-	9
Acide ellagique	7,2	293	277	7	-	8
Caféoylhexose	9,3	339	280	-	-	11

Nd= non déterminé

**Tableau 20** : Composés identifiés dans les extraits aqueux des différents compartiments de *Letestua durissima*.

Composé identifié	TR (min)	[M-H] <sup>-</sup>	λ (nm)	Ecorce (%)	Aubier (%)	Duramen (%)
Nd	1,0	129	203	9	15	8
Acide caféique	1,3	179	249	32	45	16
Acide syringique	1,4	195	-	9	11	8
Pétunidine pentoside	1,5	317	204	9	-	-
Nd	1,6	259	-	-	7	-
Nd	1,7	274	-	-	-	4
Acide férulique	1,8	191	256	2	-	-
Acide syringique	1,9	195	-	-	-	10
Nd	2,2	346	205	3	-	-
Nd	2,4	619	279	-	-	10
Acide protocatéchuique	3,1	153	291	2	4	3
Proanthocyanidine	3,3	577	278	2	-	-
Nd	3,4	321	278	2	-	-
Catéchine	3,6	289	278	9	9	4
Proanthocyanidine	3,7	577	278	3	-	-
Catéchine	3,9	289	278	9	6	-
Acide ellagique	7,2	293	277	3	3	-

Nd = non identifié

**Tableau 21** : Composés identifiés dans les extraits toluène/éthanol des différents compartiments de *Petersianthus macrocarpus*.

Composé identifié	TR (min)	[M-H] <sup>-</sup>	λ (nm)	Ecorce (%)	Aubier (%)	Duramen (%)
Nd	1,0	264	287	3	2	2
Acide syringique	1,1	197	205	16	-	-
Nd	1,2	387	274	-	-	11
Acide syringique	1,3	193	205	-	-	3
Monogalloyhexose	1,4	331	205	-	10	-
Acide syringique	1,5	195	-	-	5	-
Monogalloyhexose	1,7	331	202	-	3	-
Acide syringique	1,9	195	205	-	-	3
Nd	2,5	125	270	-	26	15
Nd	3,3	125	270	-	-	31
Nd	4,7	301	369	11	-	18
Pétunidine pentoside	5,6	315	369	14	-	8
Acide ellagique	5,9	301	367	-	8	-
Monogalloyhexose	6,2	327	374	12	-	13
Pétunidine pentoside	6,4	317	215	-	-	7
Nd	6,5	535	204	-	3	-
Pétunidine pentoside	6,7	315	359	-	12	-
Nd	6,9	517	221	5	-	-
Nd	7,1	503	277	-	4	-
Nd	7,2	292	221	6	-	-
Nd	7,3	321	278	-	3	-
Nd	7,4	547	277	-	2	-
Nd	7,5	499	207	-	-	7
Monogalloyhexose	7,6	329	359	-	9	-
Digalloyhexose	7,7	471	222	-	-	5
Nd	7,9	515	-	-	-	3
Nd	8,1	487	278	-	5	-
Nd	8,7	517	219	-	5	-
Nd	9,3	367	223	7	-	-
Digalloyhexose	9,8	471	222	-	2	-

Nd= non déterminé

**Tableau 22** : Composés identifiés dans les extraits aqueux de l'écorce, des différents compartiments de *Petersianthus macrocarpus*.

Composé identifié	TR (min)	[M-H] <sup>-</sup>	λ (nm)	Ecorce (%)	Aubier (%)	Duramen (%)
Nd	0,9	174	-	-	15	-
Nd	1,0	128	-	26	-	11
Acide caféique	1,1	179	282	-	-	16
Nd	1,2	225	-	25	-	-
Acide syringique	1,3	195	-	-	15	-
Acide syringique	1,4	195	-	-	18	-
Acide protocatéchique	1,5	133	270	9	-	-
Monogaloylhexose	1,6	331	-	-	4	-
Nd	1,7	259	269	-	-	5
Acide syringique	1,9	195	-	-	16	-
Acide syringique	2,0	195	205	11	-	-
Acide syringique	2,1	195	-	-	-	8
Acide gallique	2,3	169	204	-	-	2
Acide vanilique	2,4	167	207	13	-	-
Acide gallique	2,5	169	270	-	12	-
Acide gallique	2,6	169	270	-	-	20
Epigallocatechine	2,9	305	272	-	-	17
Epigallocatechine	3,2	305	364	-	-	6
Catéchine	3,6	289	205	3	-	-
Acide ellagique	4,7	301	367	10	-	11
Acide ellagique	6,0	301	270	-	8	-
Nd	6,8	409	261	-	12	-
Acide ellagique	7,2	293	221	4	-	-
Nd	7,4	499	216	-	-	5

Nd= non déterminé

**Tableau 23** : Composés identifiés dans les extraits acétone des différents compartiments de *Petersianthus macrocarpus*.

Composé identifié	TR (min)	[M-H] <sup>-</sup>	λ (nm)	Ecorce (%)	Aubier (%)	Duramen (%)
Nd	1,0	249	285	-	5	-
Acide syringique	1,2	197	205	-	8	12
Crésol	1,3	223	205	-	11	13
Acide gallique	2,4	169	271	-	9	16
Acide ellagique	4,7	301	368	13	6	15
Pétunidine pentoside	5,6	315	369	14	7	8
Monogalloylhexose	6,2	329	374	27	8	9
Nd	6,4	533	217	-	-	5
Nd	6,5	557	220	11	-	-
Nd	6,9	517	215	11	-	10
Nd	7,5	499	-	-	-	7
Nd	8,2	487	220	24	8	-
Nd	8,5	709	222	-	6	-
Nd	8,8	517	218	-	6	-
Nd	9,2	395	218	-	8	-
Digalloylhexose	9,6	499	223	-	12	-

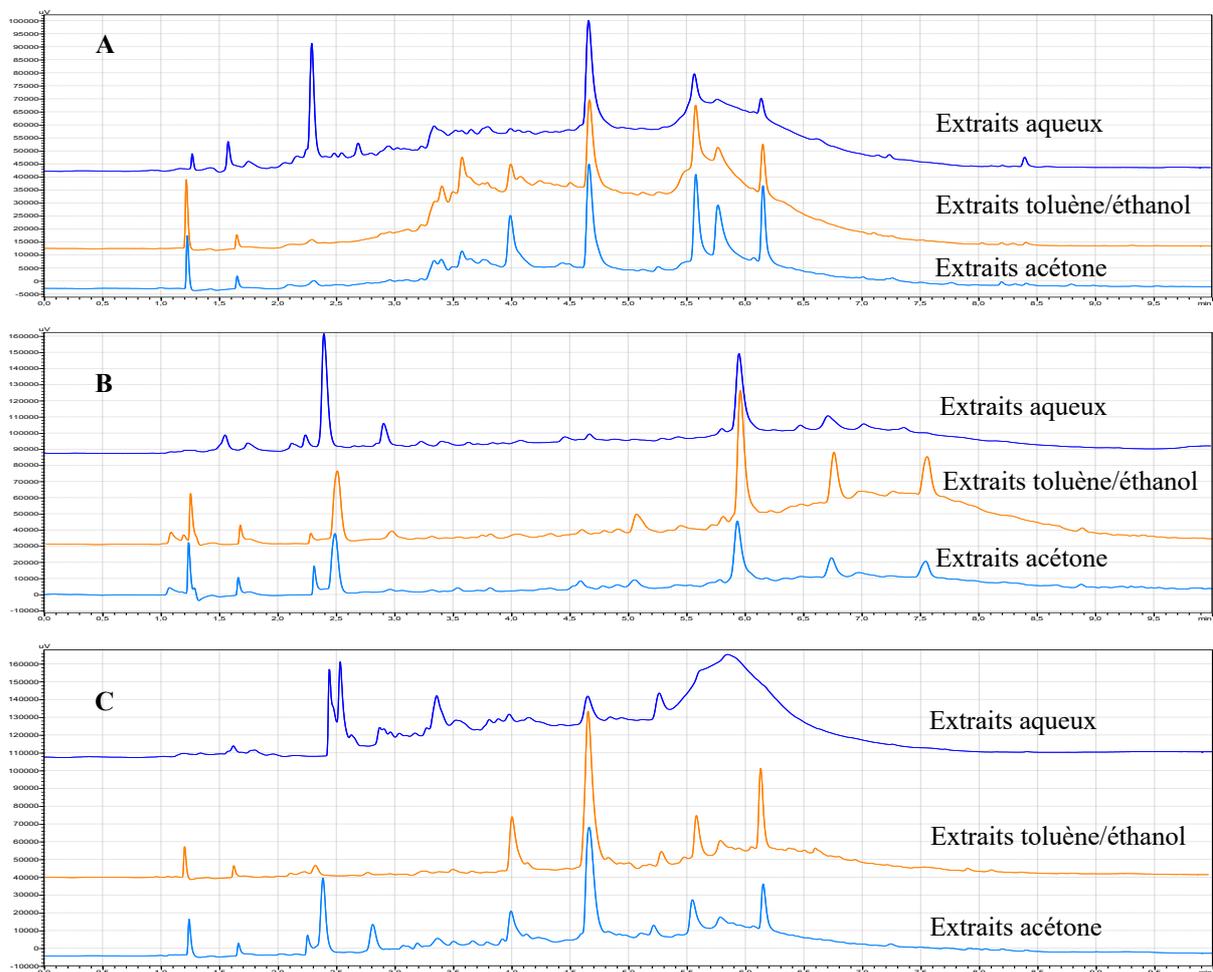
Nd= non déterminé

L'analyse LC-MS des différents extraits obtenus à partir des écorces, aubier et duramen de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus* révèle une grande diversité de fragments de masse contiennent. Les extraits de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus* pourraient contenir des composés tels que l'acide ellagique, l'acide syringique, l'acide caféique, l'acide protocatéchuique, l'acide férulique, la catéchine, des dimères de cette dernière.... Certains de ces composés ont été détectés par l'analyse GC-MS sur les mêmes extraits. Ces résultats sont en accord avec l'analyse phytochimique qui a mis en évidence dans les extraits acétone, toluène/éthanol et aqueux de *Petersianthus macrocarpus* et de *Letestua durissima* la présence de plusieurs familles de composés chimiques tels que des polyphénols, des flavonoïdes et des saponines et les analyses infrarouges qui révèlent la présence de composés phénoliques et glucidiques. D'autres analyses devraient être faites pour mieux cerner l'ensemble des produits présents.

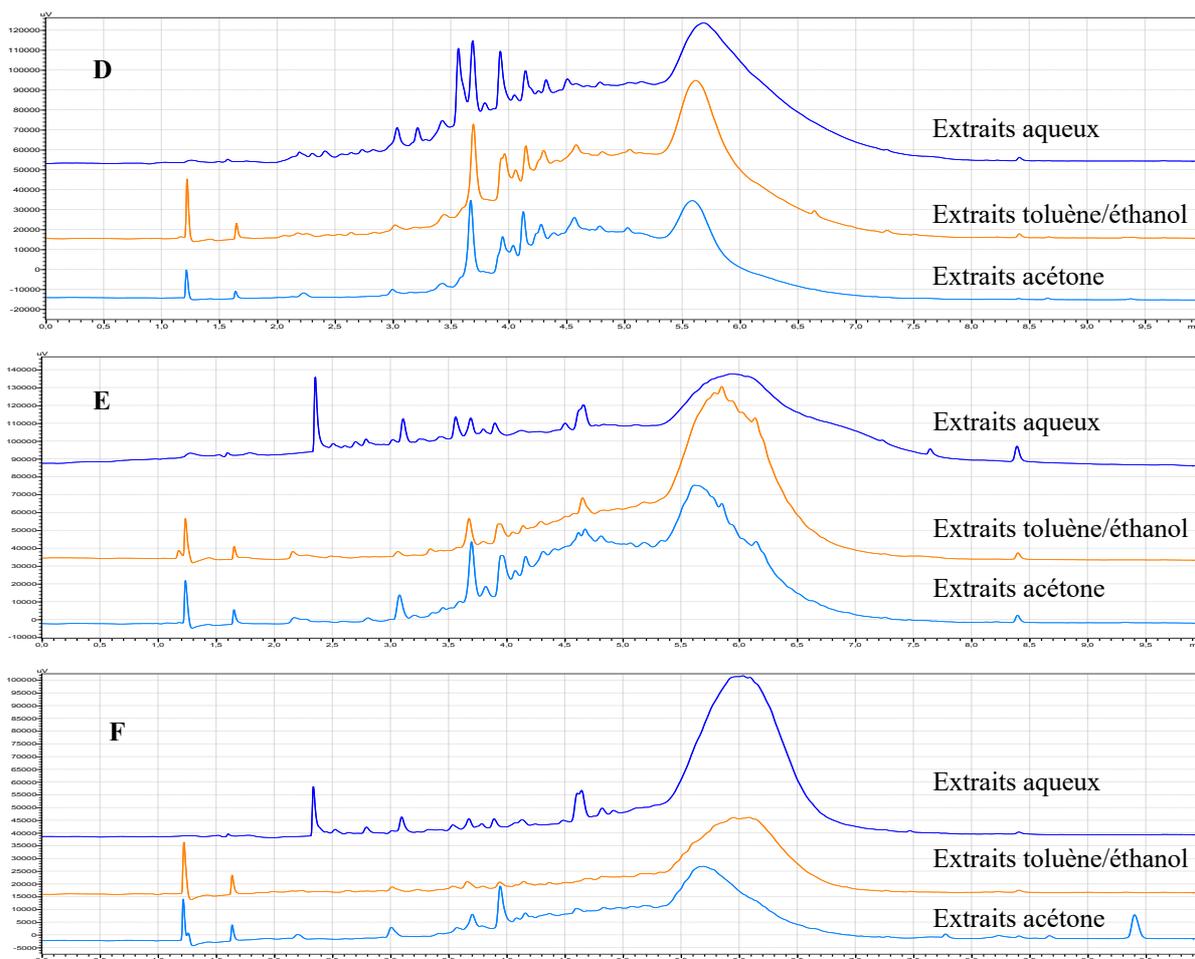
## 8. Analyse UV

L'analyse des extraits polaires difficilement analysable par GC-MS a été réalisé par LC-MS couplé à l'UV (toluène/éthanol et eau) des différents effectué sur les différents compartiments de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus*.

Les figures 42 et 43 ci-après représentent les chromatogrammes UV des différents extraits de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus* obtenus avec différents solvants d'extraction pour les différents compartiments du bois.



**Figure 42 :** spectres UV des extraits de *Petersianthus macrocarpus* (A=écorce, B=aubier et C=duramen) enregistrés à 280 nm.



**Figure 43** : spectres UV des extraits de *Letestua durissima* (D=écorce, E=aubier et F=duramen) enregistrés à 280 nm.

L'analyse des chromatogrammes des deux essences étudiées (*Petersianthus macrocarpus* et *Letestua durissima*) révèle plusieurs pics d'absorptions dans les extraits des différents compartiments étudiés. Dans les deux essences, les chromatogrammes des extraits des trois solvants (acétone, eau et toluène/éthanol) présentent de nombreux pics en commun. Ces résultats confirment la présence de composés aromatiques dans les extraits de *Petersianthus macrocarpus* et de *Letestua durissima*.

## 9. Activité antioxydante

### 9.1. Extraits obtenus par macération

L'activité anti-radicalaire issue des extraits d'écorces de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus* a été évaluée en utilisant la méthode à l'ABTS à partir de la courbe du pourcentage d'inhibition en fonction des concentrations des échantillons. L'acide gallique a été utilisé comme notre antioxydant de référence, en utilisant une gamme de concentration allant de 0,094 à 0,94  $\mu\text{g.mL}^{-1}$ . Conduisant à une l'IC50 de 0,47  $\mu\text{g.mL}^{-1}$ . Ainsi, plus l'IC50 est faible, plus l'activité anti-radicalaire est élevée (Yehye et al., 2015 ; Oroian et al., 2015). Les résultats obtenus sont rassemblés dans le tableau 24.

**Tableau 24** : IC50 des différents extraits d'écorces à l'aide de la méthode ABTS exprimé  $\mu\text{g.mL}^{-1}$ .

Solvants	<i>Petersianthus macrocarpus</i>	<i>Letestua durissima</i>	ABTS <sup>+</sup>
Extraits éthanoliques	19,8 ± 2,7	2,1 ± 1,2	0,47 ± 0,2
Extraits éthanol-eau	4,9 ± 1,4	2,9 ± 0,5	
Extraits aqueux	15,0 ± 2,1	4,1 ± 1,5	

L'étude de l'activité antioxydante des extraits issus des écorces prélevées à la base de *Letestua durissima* selon la méthode utilisant le piégeage du radical cationique libre ABTS<sup>+</sup>, indique que l'activité croît avec l'augmentation de la concentration de l'extrait après six minutes d'incubation pour les trois extraits éthanolique, hydroalcolique et aqueux étudiés. L'activité anti-radicalaire atteint 100% au bout de six minutes d'incubation pour des concentrations supérieures à 25  $\mu\text{g.mL}^{-1}$  des trois extraits.

Le calcul des différents IC50 (concentration nécessaire à la réduction de 50% de l'activité anti-radicalaire) des trois extraits conduit à des valeurs de 2,1  $\mu\text{g.mL}^{-1}$  pour l'extrait éthanolique, 2,9  $\mu\text{g.mL}^{-1}$  pour l'extrait hydroalcolique et 4,1  $\mu\text{g.mL}^{-1}$  pour l'extrait aqueux.

En faisant le rapport de l'IC50 des extraits éthanolique, hydroalcolique et aqueux sur l'IC50 de l'acide gallique, nous remarquons que l'IC50 des extraits sont 4 fois, 6 fois et 9 fois respectivement plus élevées que celle de l'acide gallique, traduisant une activité antioxydante moins importante que des extraits comparativement à l'acide gallique seul. Etant donné le caractère pur de l'acide gallique et la présence de différents composés dans les extraits dont certains sans activité antioxydante réduisant la concentration du principe actif de *Letestua*

*durissima*, il est toutefois possible de conclure que les différentes activités antiradicalaires. Parmi les extraits, les extraits éthanoliques ont la meilleure activité anti-radicalaire, suivi des extraits hydroalcoolique et enfin les extraits aqueux.

Les tests phytochimiques ont permis d'identifier plusieurs métabolites secondaires. Il a été démontré que les molécules antioxydantes telles que l'acide ascorbique, tocophérol, flavonoïdes et les tanins réduisent et décolorent l'ABTS<sup>+</sup> en raison de leur capacité à céder un atome d'hydrogène (De Pooter et al., 1986). Les polyphénols contenus dans les extraits de *Letestua durissima* sont probablement responsables de l'activité antioxydante. Nos résultats sont en accord avec les travaux menés sur les extraits des plantes riches en composés phénoliques qui sont responsables de nombreuses activités biologiques, notamment l'activité antioxydante (Ćetković et al., 2007 ; Obame Engonga, 2009 et Saha Tchinda et al., 2015). En effet, ces extraits pourraient donc constituer une alternative à certains antioxydants de synthèses.

Les résultats de l'évaluation de l'activité anti-radicalaire des extraits de *Petersianthus macrocarpus* (Tableau 24) montrent qu'ils possèdent également une activité antioxydante. Le degré d'activité antioxydante varie en fonction de la concentration. L'extrait hydro-éthanolique possède une activité anti-radicalaire supérieure à l'extrait aqueux et l'extrait éthanolique. Le test anti-oxydant fondé sur le piégeage du radical libre ABTS, révèle une IC50 de l'extrait hydro-éthanolique de 4,9 µg.mL<sup>-1</sup>, une IC50 de l'extrait aqueux de 15,0 µg.mL<sup>-1</sup> et une IC50 d'extrait éthanolique de 19,8 µg.mL<sup>-1</sup>. Cependant, l'ensemble des valeurs d'IC50 des extraits de *Petersianthus macrocarpus* sont faibles par rapport à l'acide gallique utilisé comme référence (IC50 = 0,47 µg.mL<sup>-1</sup>). L'activité antiradicalaire de l'acide gallique est 10 fois plus forte que l'activité anti-radicalaire de l'extrait hydro-éthanolique, 31 fois supérieure de l'activité anti-radicalaire de l'extrait aqueux et 42 fois supérieure à l'activité antiradicalaire de l'extrait éthanolique. Les travaux réalisés par (Obame, 2009) ont montré que les extraits chloroformique, méthanolique et aqueux présentaient des écorces de *Petersianthus macrocarpus* des valeurs d'IC50 de 18,8 ± 0,15 µg.mL<sup>-1</sup> en utilisant la méthode au DPPH. Ces résultats s'expliqueraient, d'une part, par la meilleure solubilité dans l'hydro-éthanolique des éléments constitutifs de *Petersianthus macrocarpus* responsables de son activité anti-radicalaire et par une concentration plus importante des composés phénoliques dans l'extrait hydro-éthanolique. En effet, l'extrait hydro-éthanolique est riche en tanins, flavonoïdes qui sont des polyphénols dotés de propriétés antioxydants (Peitta, 2000 ; Harborne et Williams, 2000).

## 9.2. Extraits obtenus au Soxhlet

Les résultats exprimés en pourcentage de radicaux DPPH et ABTS<sup>+</sup> en fonction de la concentration des extraits des échantillons ont permis de déterminer la concentration d'extraits pour laquelle 50% des radicaux libres de DPPH et ABTS<sup>+</sup> sont piégés (IC50). Cette donnée est obtenue à partir des droites de tendance pour lesquelles le coefficient de régression linéaire (R2) de la fonction Y (pourcentage d'inhibition du DPPH) en fonction de la concentration d'extraits est proche 1.

**Tableau 25 :** IC50 des différents extraits à l'aide de la méthode DPPH exprimé  $\mu\text{g.mL}^{-1}$ .

Solvant	<i>Petersianthus macrocarpus</i>			<i>Letestua durissima</i>			Témoin	
	Ecorce	Aubier	Duramen	Ecorce	Aubier	Duramen	Catéchine	BHT
Acétone	2,9 ± 0,2	4,6 ± 0,4	4,0 ± 0,1	3,6 ± 0,1	6,5 ± 0,1	2,4 ± 0,1		
Toluène/éthanol	1,9 ± 0,1	6,3 ± 0,9	3,4 ± 0,5	2,3 ± 0,8	5,6 ± 0,1	2,7 ± 0,2	2,0 ± 0,1	3.3 ± 1.5
Eau	2,1 ± 0,7	6,2 ± 0,5	6,1 ± 0,2	4,4 ± 0,3	8,8 ± 0,2	3,3 ± 0,3		

**Tableau 26 :** IC50 des différents extraits à l'aide de la méthode ABTS<sup>+</sup> exprimé  $\mu\text{g.mL}^{-1}$ .

Solvant	<i>Petersianthus macrocarpus</i>			<i>Letestua durissima</i>			Témoin	
	Ecorce	Aubier	Duramen	Ecorce	Aubier	Duramen	Catéchine	BHT
Acétone	6,5 ± 0,5	6,2 ± 0,3	6,4 ± 0,1	1,9 ± 0,1	1,3 ± 0,2	3,3 ± 0,1		
Toluène/éthanol	1,9 ± 0,2	3,7 ± 0,1	3,9 ± 0,9	1,4 ± 0,2	2,0 ± 0,1	0,7 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,5 ± 0,1
Eau	2,9 ± 0,2	3,6 ± 0,1	2,7 ± 0,5	1,5 ± 0,1	3,6 ± 0,1	3,3 ± 0,2		

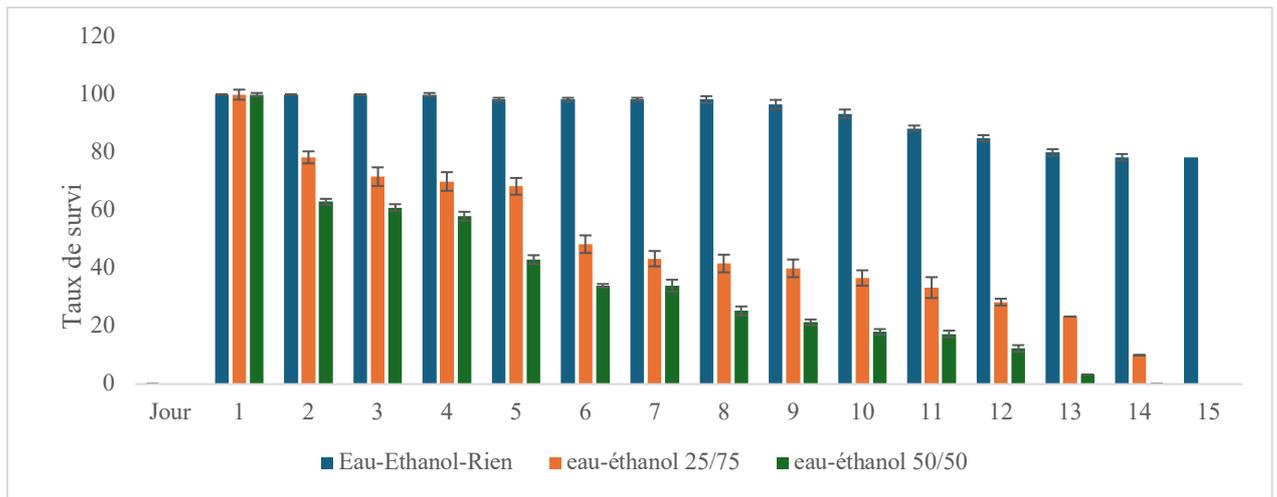
Comme précédemment, il ressort des tableaux que l'activité antioxydante varie selon le solvant d'extraction utilisé et le compartiment bois considéré dans les deux essences. Les extraits de bois de cœur présentent les activités antioxydantes les plus élevées, suivis par les extraits d'écorce. Les extraits d'aubier présentent les activités antioxydantes les plus faibles pour *Letestua durissima* et pour *Petersianthus macrocarpus*. Le mélange toluène/éthanol semble être en général légèrement plus efficace pour extraire les composés antioxydants que l'acétone. L'eau est le solvant le moins efficace pour extraire les composés antioxydants. La catéchine et le BHT (hydroxytoluène butylé), utilisés comme composés antioxydants de référence, ont montré des activités antioxydantes plus élevées que tous les extraits étudiés. Les valeurs IC50

obtenues pour les extraits les plus antioxydants ne sont pas très différentes des valeurs obtenues pour les deux composés antioxydants de référence. Pour le test DPPH, l'extrait d'écorce au toluène/éthanol et l'extrait de bois de cœur à l'acétone présentent les valeurs d'IC50 les plus faibles, 2,3  $\mu\text{g.mL}^{-1}$  et 2,4  $\mu\text{g.mL}^{-1}$  respectivement, par rapport à la catéchine et au BHT avec des valeurs de 2,0  $\mu\text{g.mL}^{-1}$  et 3,3  $\mu\text{g.mL}^{-1}$ , respectivement. Pour le test ABTS<sup>+</sup>, l'extrait d'écorce toluène/éthanol et l'extrait de bois de cœur toluène/éthanol présentaient les valeurs d'IC50 les plus faibles, 1,4  $\mu\text{g.mL}^{-1}$  et 0,7  $\mu\text{g.mL}^{-1}$  respectivement, par rapport à la catéchine et au BHT avec des valeurs de 0,4  $\mu\text{g.mL}^{-1}$  et 0,5  $\mu\text{g.mL}^{-1}$ , respectivement.

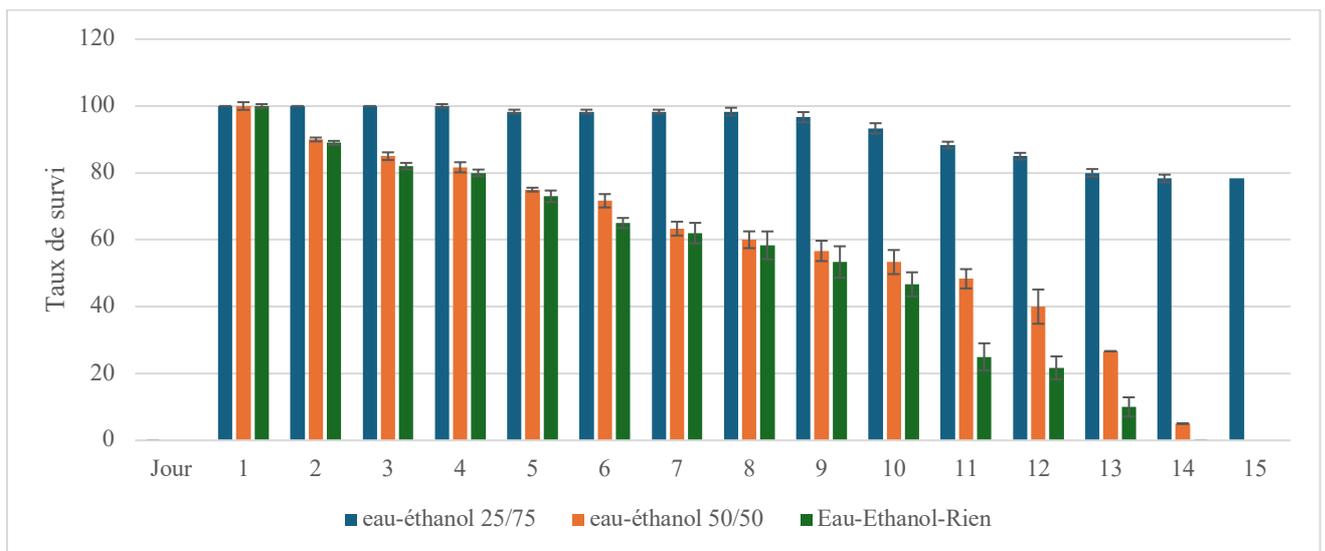
L'analyse phytochimique a mis en évidence la présence de plusieurs familles d'extraits tels que les flavonoïdes, les tanins et les polyphénols qui sont rapportés dans la littérature comme possédant de fortes propriétés antioxydantes (**Kawamura et al., 2011 ; Burlacu et al., 2020**). De plus, l'analyse GC-MS a indiqué différents composés phénoliques tels que la catéchine, le 3,4-dihydroxybenzaldéhyde, l'acide 4-hydroxybenzoïque, l'acide isovanillique ou l'acide protocatéchique, qui peuvent être responsables de l'activité antioxydante. L'analyse phytochimique a révélé que *Letestua durissima* contient également des saponines, des alcaloïdes, des stérols et des terpènes qui sont reconnus dans la littérature comme sources potentielles d'agents antioxydants (**Burlacu et al., 2020**).

## 10. Activité anti-termite

Afin de mieux valoriser les substances extractibles d'écorce de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus*, nous avons réalisé des essais rapides sur papier wathman sur les termites isoptera en utilisant des concentrations en extrait brut/éthanol de 50/50 et 25/75 (g/g). Les essais sont arrêtés lorsque tous les termites dans les boites traitées sont morts. Les résultats des essais sont représentés dans les figures 44 et 45.



**Figure 44** : pourcentage de survie des termites exposés au papier Whatman imprégné d'extrait hydroalcoolique de *Petersianthus macrocarpus* en fonction du temps.



**Figure 45** : pourcentage de survie des termites exposé au papier Whatman imprégné d'extrait hydroalcoolique de *Letestua durissima* en fonction du temps.

Les pertes de masse occasionnée par l'attaque des termites sur le papier wathman sont rapportés dans le tableau 27.

**Tableau 27** : perte de masse du papier Whatman exposé aux termites pendant 15 jours.

Extraits	<i>Petersianthus macrocarpus</i>		<i>Letestua durissima</i>	
	50/50	25/75	50/50	25/75
Eau/éthanol	13,5 ± 1,2	15,4 ± 1,5	4,7 ± 0,2	8,5 ± 0,6
Papier Wathman		22,6 ± 0,4		
Papier Wathman + eau		18,5 ± 1,1		
Papier Wathman + éthanol		29,9 ± 0,1		

Les résultats obtenus à partir des tests anti-termites des extraits hydroalcoliques des différentes fractions montrent que l'activité anti-termite varie avec la concentration d'extrait utilisée, d'une essence à une autre et d'un solvant à un autre. En effet, nous avons obtenu un taux de survie nul au bout de 13 jours pour les fractions 50/50 et 15 jours pour les fractions 25/75 pour *Letestua durissima* et *Petersianthus macrocarpus*. Les résultats montrent que le papier non imprégné ou imprégné d'eau/éthanol n'a aucun effet sur le comportement des termites comme le montrent les taux de survie de l'ordre de 80% après 15 jours.

De plus, la dilution des solutions à une concentration de 25/75 diminue le taux de mortalité. Tous les papiers imbibés des extraits sont moins dégradés que les papiers non imprégnés d'extraits. Pour chacune de ces essences, tous les termites sont morts avant la fin du test, indiquant une potentielle activité anti-termite comme rapportée dans la littérature (**Andréa et al., 2009** ; **Ella Nkogo et al., 2020**). Les tests phytochimiques ont permis d'identifier des métabolites secondaires tels que des composés phénoliques et des tanins permettant d'expliquer la bonne activité anti-termite des extraits hydroalcolique de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus*. Les résultats obtenus corroborent avec ceux de la littérature qui expliquent que les tanins seraient connus pour être fortement astringents (**Monturo et al., 2005** ; **González-Muñoz et al., 2022**). **Ayres et al., (1997)** expliquant la forte mortalité des insectes exposés à des tanins condensés ou hydrolysables du fait des propriétés toxiques de ces composés et non du fait de l'inhibition de la digestion. Les tests phytochimiques ont révélé la présence des flavonoïdes dans ces extraits qui sont de potentiels agents de lutte contre les termites (**Simmonds, 2001** ; **Boué et Raina, 2003** ; **Sankara et al., 2020**). Les flavonoïdes présents dans le bois ont montré de fortes activités de dissuasion alimentaire contre les termites

souterrains (*Coptotermes formosanus Shiraki*). D'autres études antérieures ont également signalé l'activité anti-termite des flavonoïdes (Chen et al., 2004 ; Morimoto et al., 2006) et ont démontré que les flavonoïdes tels que la catéchine, interagissent avec le récepteur de l'ecdysone des termites (Oberdorster et al., 2001). Compte tenu de la capacité des flavonoïdes à se lier aux récepteurs de l'ecdysone, les flavonoïdes peuvent affecter d'autres systèmes biologiques chez les termites. Différents auteurs (Boué et Raina, 2003 ; Ragon et al., 2008) ont émis l'hypothèse que les termites détecteraient et éviteraient les bois contenant des extraits riches en molécules antioxydantes pouvant interférer avec leur métabolisme.

### 11. Test antibactérien contre *Escherichia coli*

Pour mieux valoriser les extractibles de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus*, les tests antibactériens avec *Escherichia coli* ont été effectués. Les résultats sont consignés sur le tableau ci-après.

**Tableau 28 :** pourcentage d'inhibition d'*Escherichia coli* par extractibles de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus*.

Solvants	Dichlorométhane	Acétone	Toluène/éthanol	Eau
Ecorce Essia	8,7 ± 1,3	85,8 ± 2,7	86,3 ± 2,4	24,2 ± 3,9
Ecorce Kong afan	18,1 ± 1,5	86,7 ± 0,9	88,1 ± 2,6	88, ± 2,0
Témoin Etoxy éthanol		97,4 ± 0,2		
Témoin DMSO		11,7 ± 2,1		

Les résultats obtenus sur l'activité antibactérienne contre l'*Escherichia coli* des extraits d'écorce de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus* montrent des différences significatives entre les deux essences et les solvants utilisés. Il ressort que les extractibles aqueux, acétone et toluène/éthanol de *Letestua durissima* et les extraits au toluène/éthanol et acétone de *Petersianthus macrocarpus* présentent les meilleures activités antibactériennes contre *Escherichia coli*. Les extraits aqueux et au dichlorométhane de *Petersianthus macrocarpus* et les extraits au dichlorométhane de *Letestua durissima* présentent une virulence moindre face à cette même bactérie. Le témoin éthoxy éthanol témoigne d'une bonne réactivité des extractibles *Petersianthus macrocarpus* et *Letestua durissima*.

Les tests phytochimiques sur les extractibles des deux essences ont révélé la présence de plusieurs familles de composés tels que des polyphénols, des flavonoïdes, des tannins, des alcaloïdes, des saponines, des stéroïdes et des terpènes qui pourraient expliquer l'origine de l'activité antibactérienne des extraits (**Daas Amiour et al., 2014 ; Saha Tchinda, 2015 ; N'guessan et al., 2015 ; N'guessan et al., 2017 ; Derriche et al., 2018 ; Falleh et al., 2021 ; Boutefaha, 2024**). La faible activité des extraits au dichlorométhane est due à l'absence de certaines familles de ces groupes de composés.

L'analyse GC-MS des essences a révélé la présence des composés tels que l'hydroquinone, l'acide isovanillique, l'acide protocatéchique, l'acide gallique, l'acide syringique, l'acide vanillique, la vanilline, la catéchine dans les extraits acétoniques et toluène/éthanol de *Letestua durissima* et vanilline, syringaldéhyde, acide protocatéchique, épigallocatechine et catéchine dans les extraits acétoniques et toluène/éthanol de *Petersianthus macrocarpus*. De plus, l'analyse LC-MS a mis en évidence les fragments de masses molaires pouvant suggérer la présence des composés tels que l'acide caféique, l'acide férulique, les proanthocyanidines, la catéchine, l'acide protocatéchique, l'acide ellagique, l'acide syringique dans les extraits aqueux, acétone et toluène/éthanol de *Petersianthus macrocarpus* et de *Letestua durissima*. Plusieurs études ont montré l'efficacité de ces composés comme des agents antibactériens (**Shan et al., 2007 ; Hnatyszyn et al., 2007 ; Askun et al., 2009**).

En effet, le dosage des polyphénols totaux, des tannins, des flavonoïdes totaux et les taux d'extractibles ont révélé la présence plus importante de ces familles de composés dans les extraits de *Letestua durissima* par rapport à ceux de *Petersianthus macrocarpus*. Ces résultats pourraient expliquer la plus grande activité des extraits de *Letestua durissima* (**Ghedadba et al., 2015 ; Bouyahya et al., 2017 ; Boutefaha, 2024**).

La bonne réactivité de l'extrait au toluène/éthanol par rapport aux extraits au dichlorométhane, aqueux et acétonique pourrait s'expliquer par la présence de la catéchine, l'épigallocatechine et l'acide gallique identifiés par GC-MS (**Cushnie et Lamb, 2011 ; Halifa, 2021**).

## 12. Activité antifongique

### 12.1. Durabilité naturelle de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus* face aux agents de pourritures

#### 12.1.1. Perte de masse

**Tableau 29** : perte de masse des échantillons de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus* après 16 semaines d'exposition aux champignons.

		Perte de masse					
Essences		PS	CV	GT	PO	CP	PP
Témoin Pin		-	-	-	25,3 ± 2,7	36,6 ± 3,5	40,2 ± 11,2
Témoin Hêtre		25,5 ± 13,7	23,3 ± 10,3	22,0 ± 3,4	-	-	-
<i>Letestua durissima</i>	AU	5,7 ± 3,4	3,07 ± 0,4	3,0 ± 0,5	5,8 ± 2,1	2,8 ± 0,7	2,7 ± 0,2
	Aue	8,8 ± 0,9	7,5 ± 1,2	4,9 ± 0,3	6,2 ± 4,0	4,3 ± 0,3	4,3 ± 0,4
	DR	5,7 ± 2,9	3,7 ± 1,8	2,5 ± 0,5	2,0 ± 0,2	2,6 ± 0,3	2,2 ± 0,3
	Dre	5,5 ± 1,2	6,1 ± 2,2	5,0 ± 1,1	4,8 ± 0,7	4,7 ± 1,2	5,3 ± 1,1
<i>Petersianthus macrocarpus</i>	AU	8,21 ± 2,54	12,7 ± 9,4	9,1 ± 3,0	7,5 ± 4,5	7,9 ± 2,8	5,8 ± 2,8
	Aue	9,27 ± 2,14	15,4 ± 1,5	17,5 ± 3,7	13,2 ± 3,1	18,6 ± 12,8	29,3 ± 10,0
	DR	3,01 ± 1,61	2,2 ± 1,3	5,1 ± 4,3	3,6 ± 1,6	3,8 ± 4,0	5,0 ± 4,2
	Dre	9,56 ± 5,06	11,6 ± 2,4	13,3 ± 9,9	6,2 ± 2,6	39,5 ± 8,1	45,5 ± 7,8

AU=aubier, Aue=aubier extrait, DR=duramen et Dre=duramen extrait  
 PS= *Pycnoporus sanguineus* ; TV= *Trametes versicolor* ; PO= *Pleurotus ostreatus* ; PP=*Poria placenta* ; CP= *Coniophora puteana* et GT= *Gloephyllum trabeum*.

Les résultats présentés dans le tableau 29 ont été obtenus en s'inspirant du protocole de la norme européenne EN 113 (1996). Après 16 semaines d'incubation des éprouvettes en présence d'agents de pourriture, les données révèlent que les témoins (pin et hêtre) sont fortement attaqués par les champignons, contrairement à l'aubier et au duramen, extraits et non extraits, de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus*. Les agents de pourriture ont causé une faible dégradation sur le duramen et l'aubier, qu'ils soient extraits ou non, de *Letestua durissima*. Cela suggère que les extractions n'aient que peu d'effet sur la protection du bois de cette espèce. En revanche, pour *Petersianthus macrocarpus*, les résultats montrent une différence significative : l'aubier et le duramen non extraits subissent moins de dégradation par rapport aux échantillons extraits. La dégradation accrue des éprouvettes de *Petersianthus macrocarpus*

après extraction indique l'importance des extraits dans la protection de ce bois contre les agents de pourriture. Ces résultats soulignent l'efficacité variable des composants extractibles dans la résistance des bois aux agents de pourriture, mettant en évidence que les extractibles ne seraient pas le seul paramètre pouvant prédire la durabilité du bois.

### 12.1.2. Prise d'humidité des blocs de bois

**Tableau 30** : teneur en humidité des échantillons de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus* après 16 semaines d'exposition à différents agents de pourriture.

Essences	Taux d'humidité						
	PS	CV	GT	PO	CP	PP	
Témoin Pin	-	-	-	50,4 ± 6,9	62,7 ± 3,7	65,7 ± 1,8	
Témoin Hêtre	46,1 ± 6,0	50,1 ± 8,0	63,3 ± 0,5	-	-	-	
<i>Letestua durissima</i>	AU	31,9 ± 3,1	37,2 ± 5,6	35,5 ± 3,9	58,6 ± 9,1	49,9 ± 0,2	29,6 ± 5,5
	Aue	39,22 ± 8,5	31,8 ± 5,2	31,6 ± 4,1	40,6 ± 4,8	32,3 ± 4,2	28,4 ± 3,0
	DR	43,1 ± 9,5	45,3 ± 7,5	45,7 ± 6,1	53,1 ± 6,0	47,1 ± 5,2	30,0 ± 2,5
	Dre	30,5 ± 5,6	33,9 ± 5,4	30,0 ± 3,9	35,5 ± 6,6	34,2 ± 2,3	26,1 ± 0,8
<i>Petersianthus macrocarpus</i>	AU	51,7 ± 1,9	56,2 ± 2,6	68,1 ± 8,2	59,5 ± 6,2	49,8 ± 7,4	47,6 ± 4,5
	Aue	32,0 ± 3,6	50,1 ± 7,9	35,4 ± 4,5	52,7 ± 7,4	43,3 ± 5,7	58,4 ± 6,2
	DR	39,8 ± 8,6	42,5 ± 4,9	45,3 ± 8,5	54,2 ± 3,2	48,6 ± 6,1	46,4 ± 2,4
	Dre	41,5 ± 7,7	37,5 ± 5,8	44,3 ± 2,3	45,9 ± 14,0	73,3 ± 0,8	92,2 ± 3,9

AU=aubier, Aue=aubier extrait, DR=duramen et Dre=duramen extrait

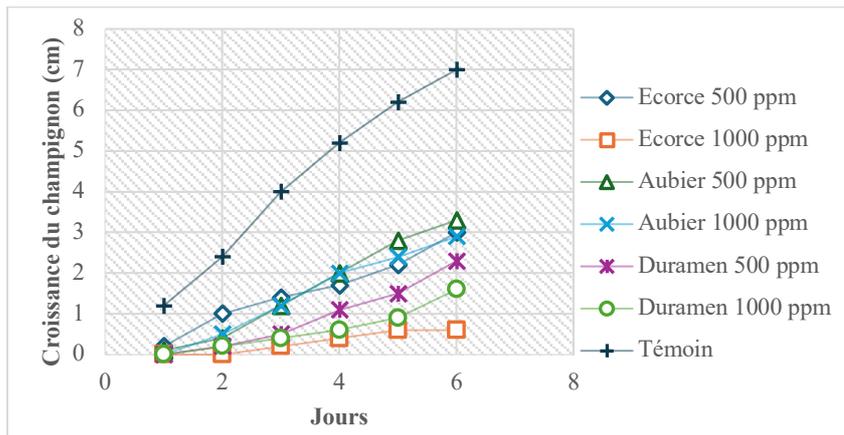
PS= *Pycnoporus sanguineus* ; TV= *Trametes versicolor* ; PO= *Pleurotus ostreatus* ; PP=*Poria placenta* ; CP= *Coniophora puteana* et GT= *Gloephyllum trabeum*.

Afin de permettre la dégradation du bois par les champignons, certaines conditions spécifiques doivent être satisfaites. Selon les informations présentes dans la littérature, il est rapporté que le taux d'humidité du bois doit dépasser 20% pour les essences tempérées et 30% pour les essences tropicales, dans le but de favoriser les processus de dégradation fongique du bois. Dans le cadre de notre étude, des éprouvettes ont été exposées à une humidité relative de 70% pendant une période de 16 semaines, à une température de 22°C. Les résultats obtenus révèlent que le taux d'humidité du bois varie de 26,1% à 73,3%. Ces résultats se situent dans les valeurs requises pour la dégradation du bois par les champignons. En effet, aucune éprouvette ne présente des taux d'humidité trop importants pouvant inhiber la dégradation fongique. Ces valeurs de taux d'humidité permettent donc de valider les essais de perte de masse.

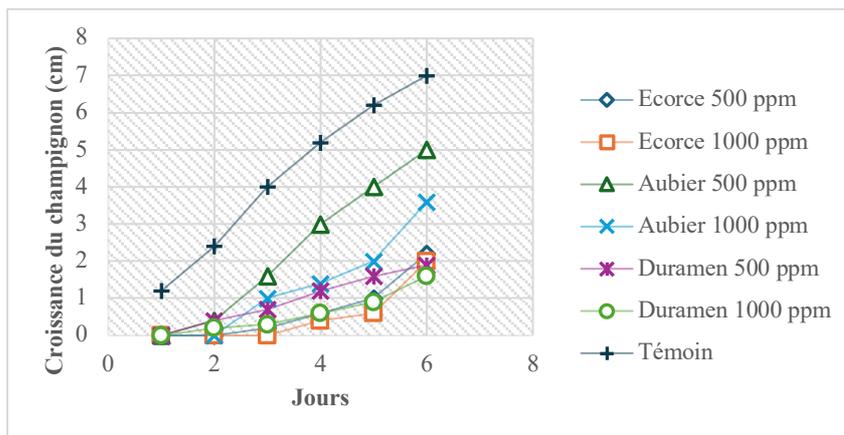
## 12.2. Inhibition de croissance des champignons par les différents extraits

- Effet des extractibles sur la croissance des champignons responsables de la pourriture blanche

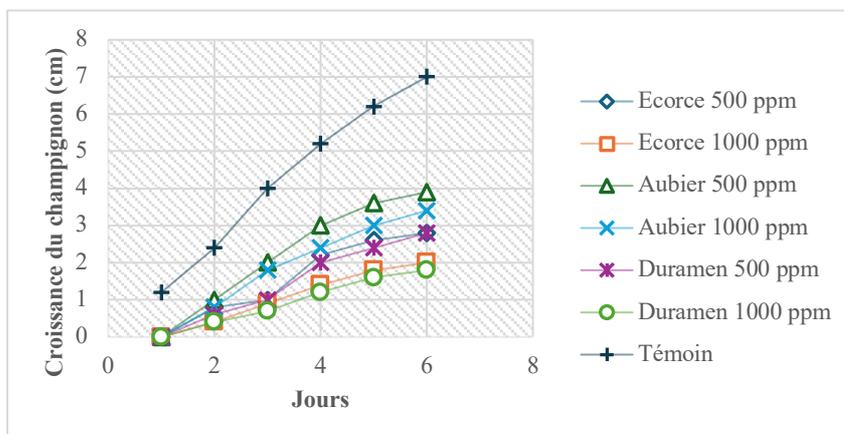
Les figures 46 à 51 représentent les résultats obtenus sur l'effet des extraits de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus* sur la croissance de *Trametes versicolor*, *Pleurotus ostreatus* et *Pycnoporus sanguineus*.



**Extrait acétone**

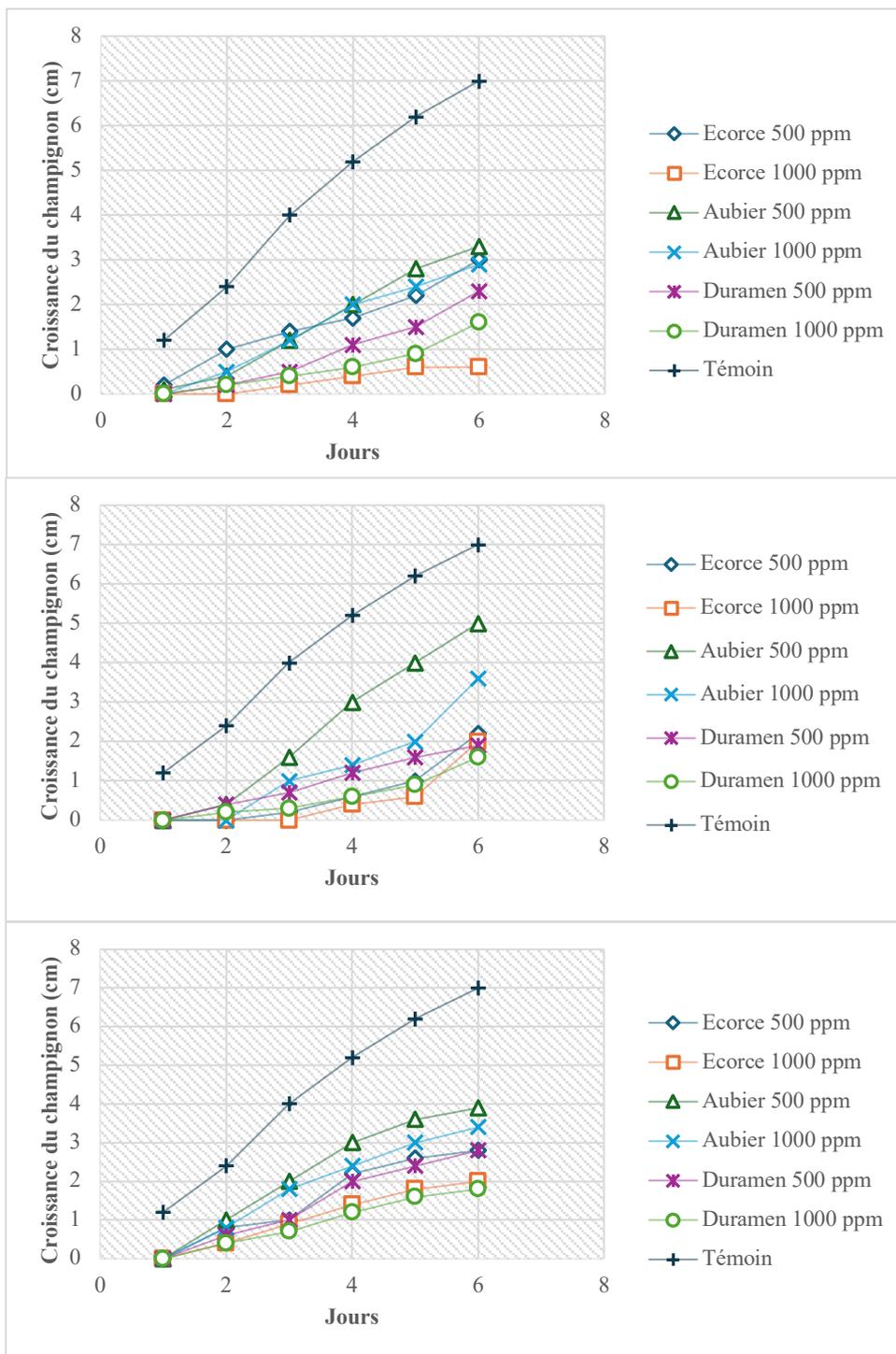


**Extrait toluène/éthanol**



**Extrait aqueux**

**Figure 46 :** influence des différents extraits de *Letestua durissima* sur la croissance du mycélium de *Trametes versicolor*.

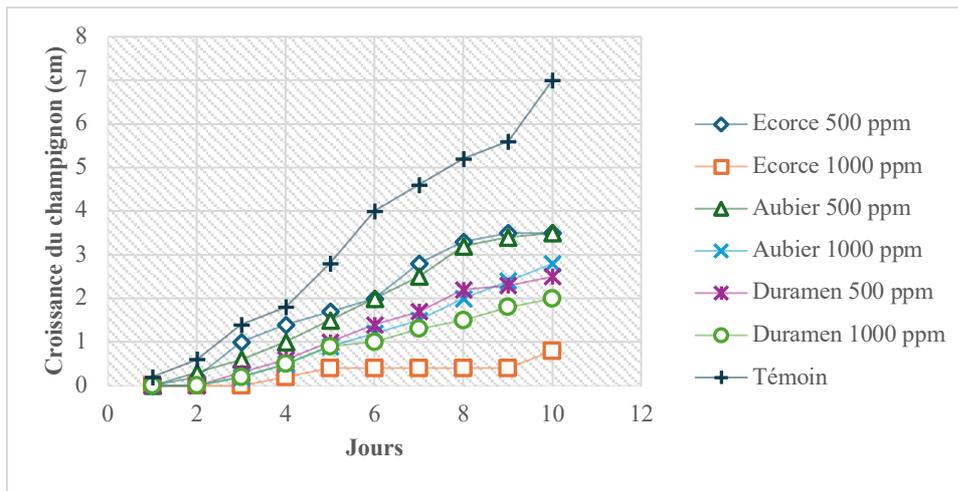


**Extrait acétone**

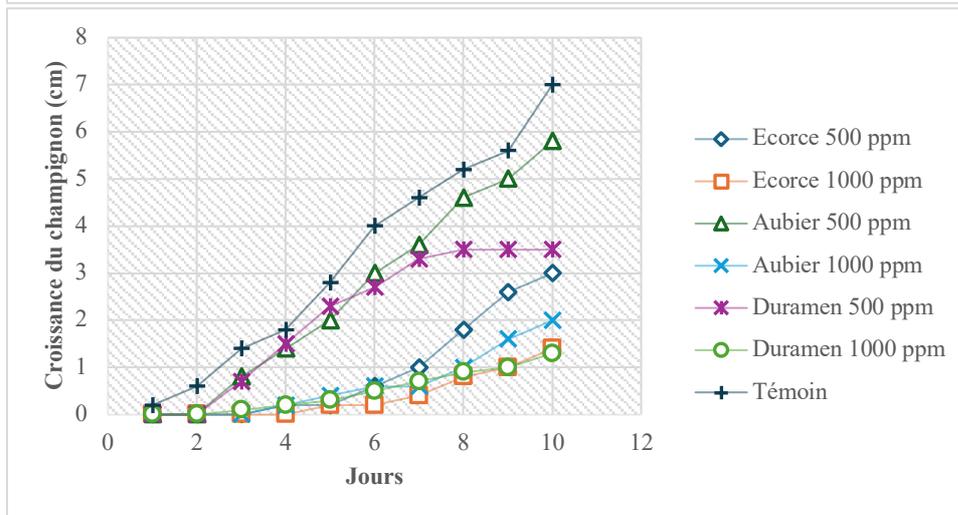
**Extrait toluène/éthanol**

**Extrait aqueux**

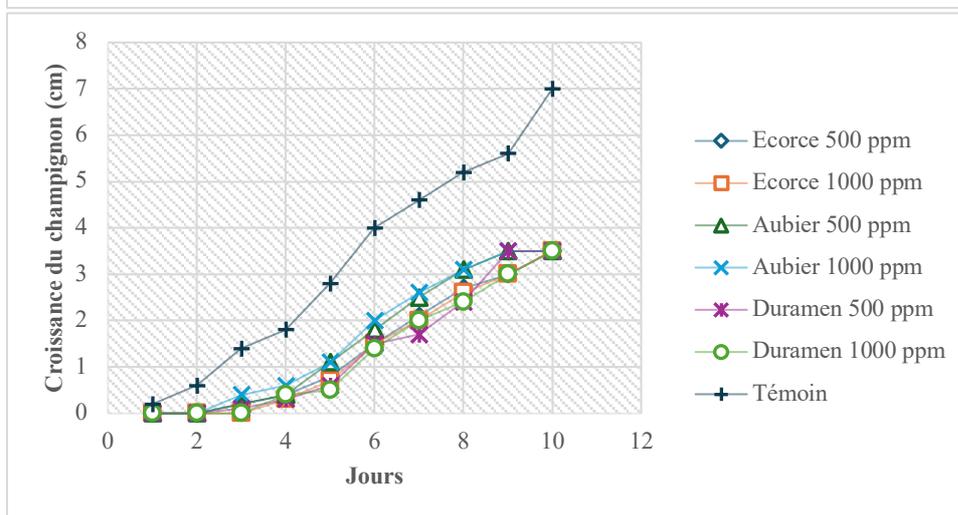
**Figure 47 :** influence des différents extraits de *Petersianthus macrocarpus* sur la croissance du mycélium de *Trametes versicolor*.



**Extrait acétone**

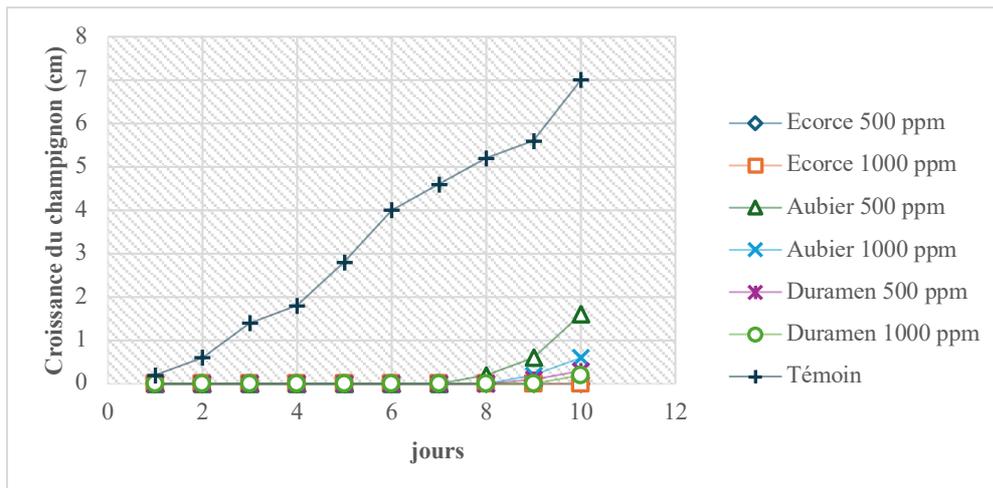


**Extrait toluène/éthanol**

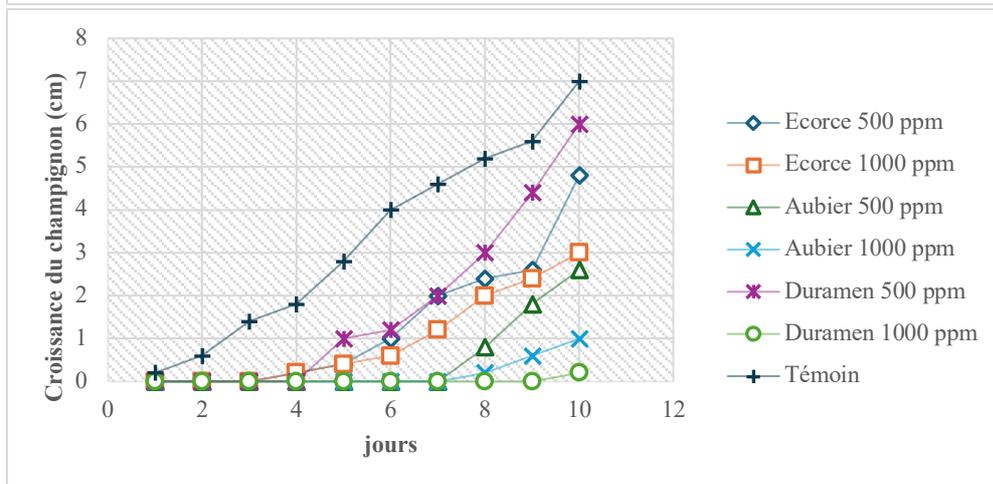


**Extrait aqueux**

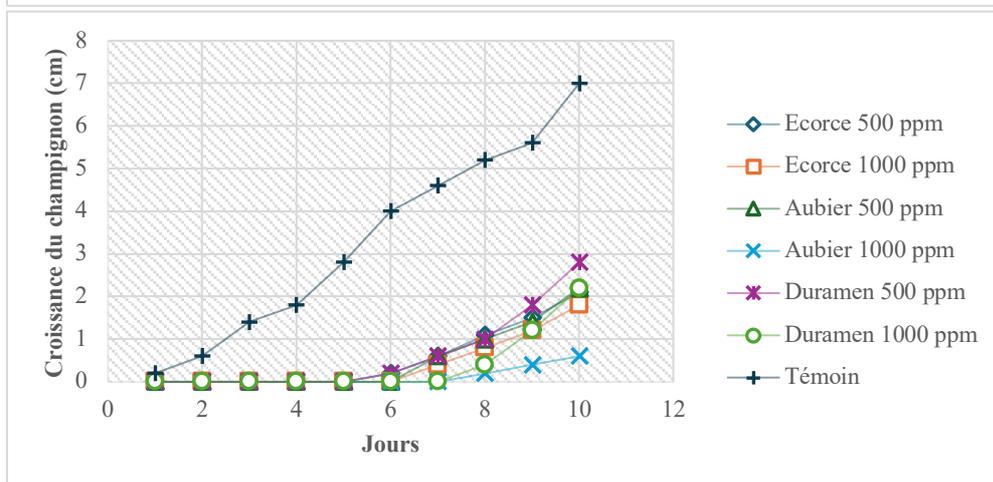
**Figure 48 :** influence des différents extraits de *Letestua durissima* sur la croissance du mycélium de *Pleurotus ostreatus*.



**Extrait acétone**

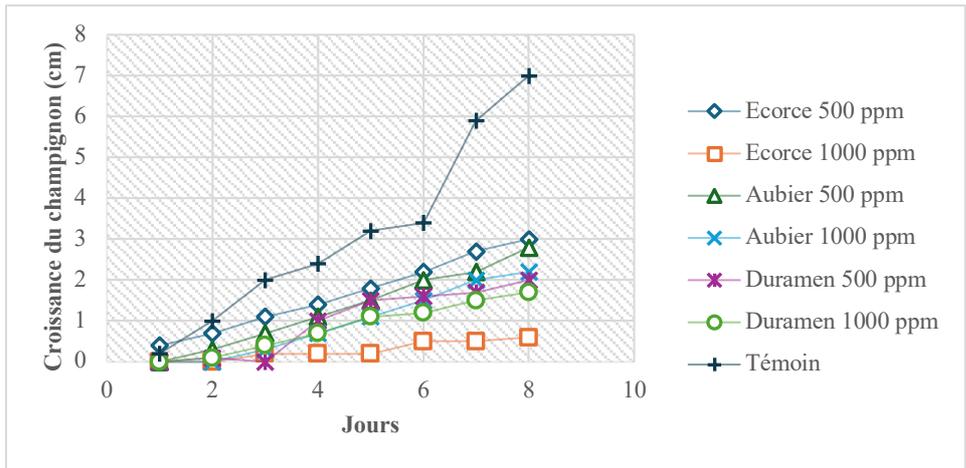


**Extrait toluène/éthanol**

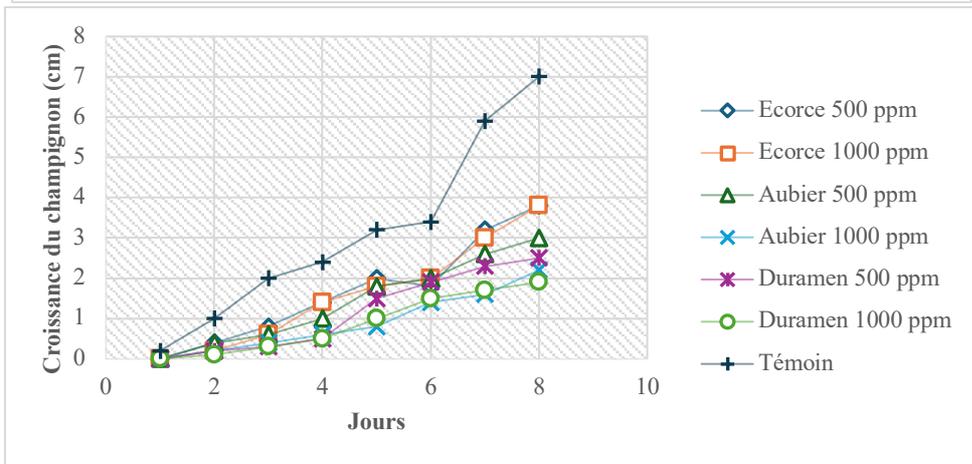


**Extrait aqueux**

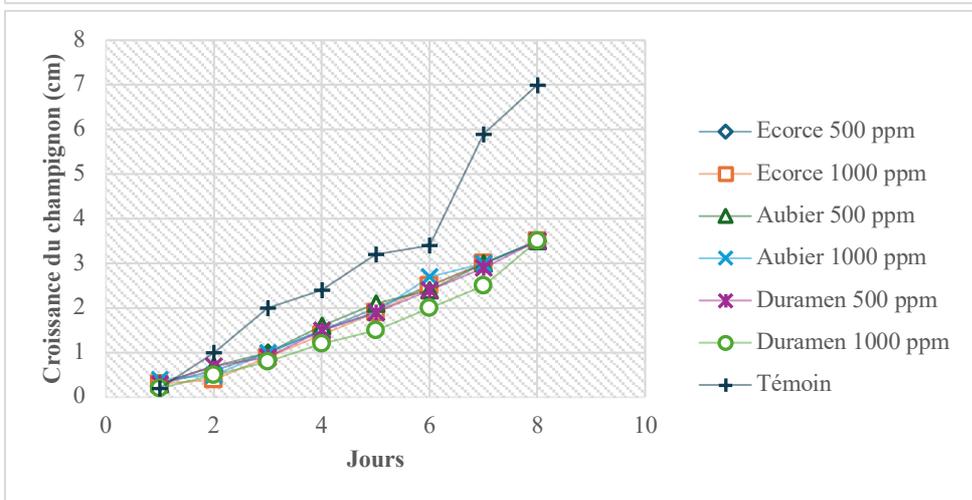
**Figure 49 :** influence des différents extraits de *Petersianthus macrocarpus* sur la croissance du mycélium de *Pleurotus ostreatus*.



**Extrait acétone**

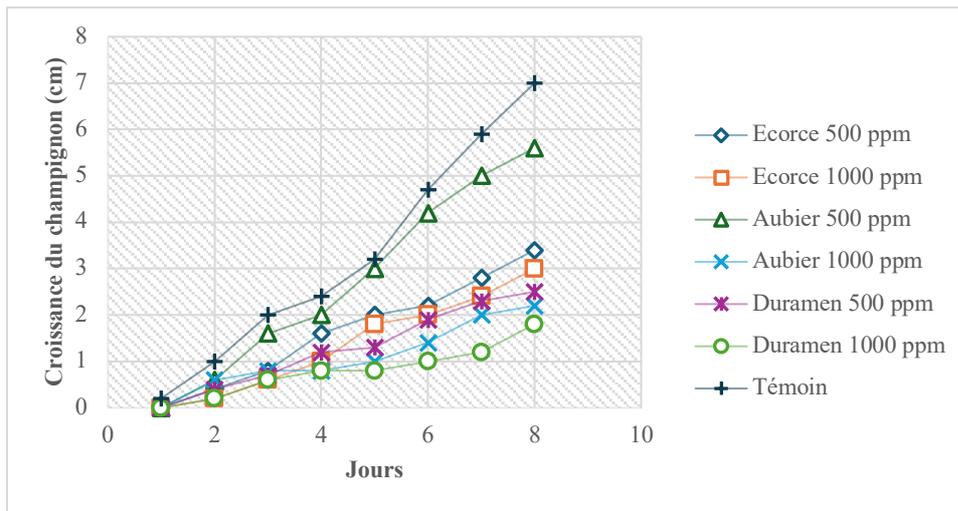


**Extrait toluène/éthanol**

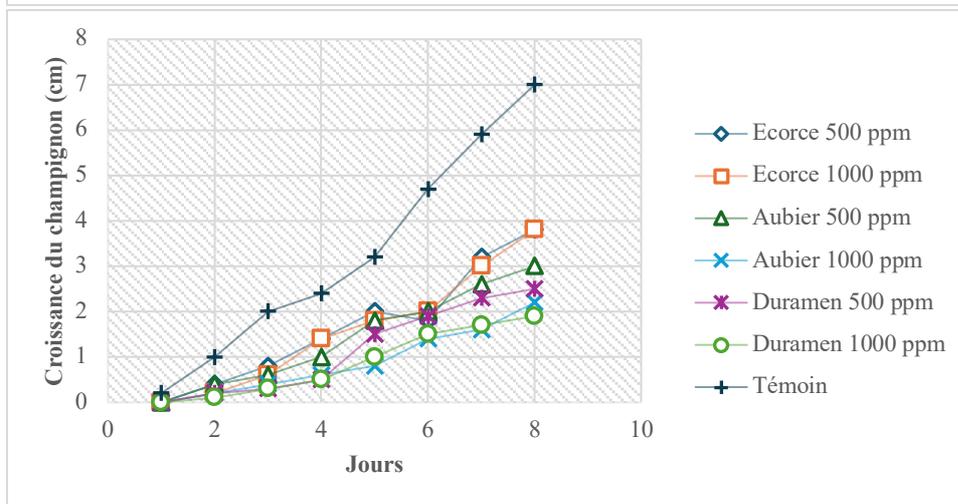


**Extrait aqueux**

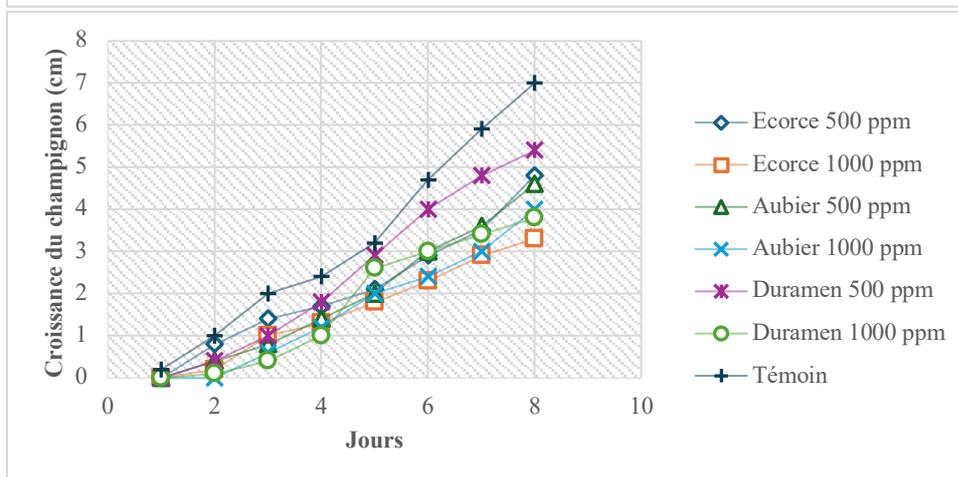
**Figure 50** : influence des différents extraits de *Letestua durissima* sur la croissance du mycélium de *Pycnoporus sanguineus*.



**Extrait acétone**



**Extrait toluène/éthanol**

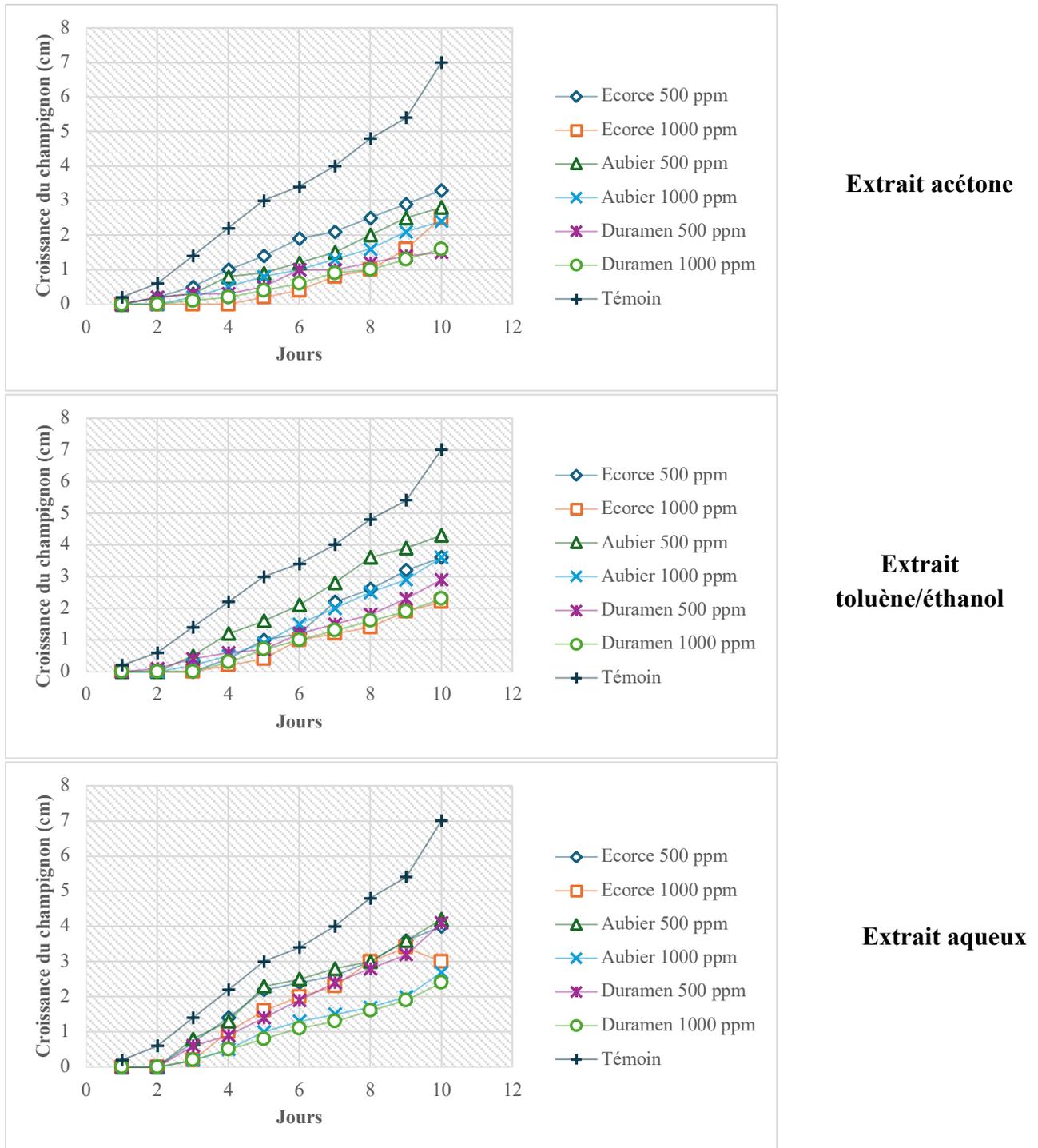


**Extrait aqueux**

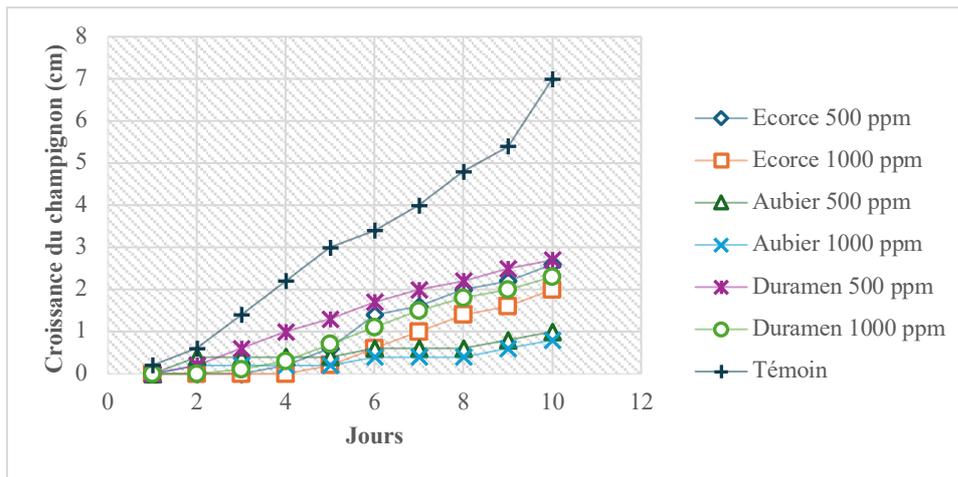
**Figure 51 :** influence des différents extraits de *Petersianthus macrocarpus* sur la croissance du mycélium de *Pycnoporus sanguineus*.

- **Effet des extractibles sur la croissance des champignons responsables de la pourriture brune**

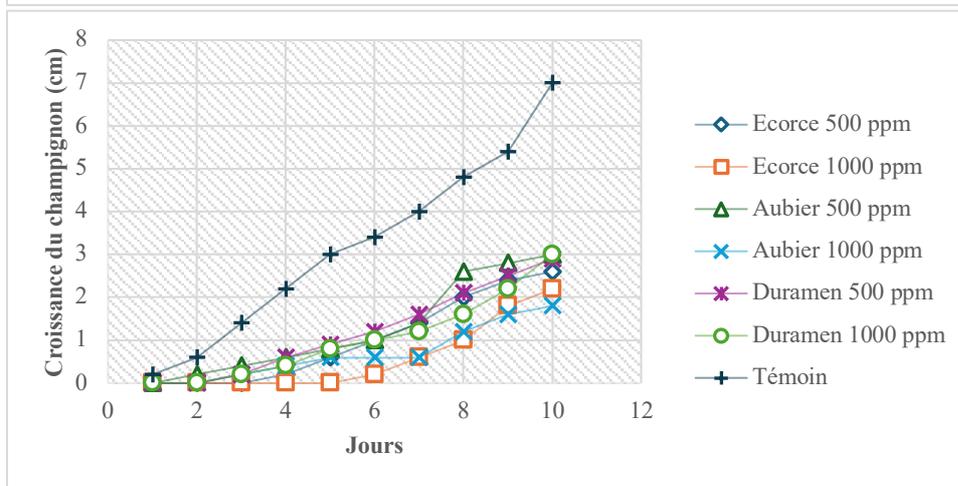
Les figures 52 à 57 représentent respectivement les résultats obtenus sur l'effet des différents extraits *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus* sur la croissance de *Gloephyllum trabeum*, *Coniophora puteana* et *Poria placenta*.



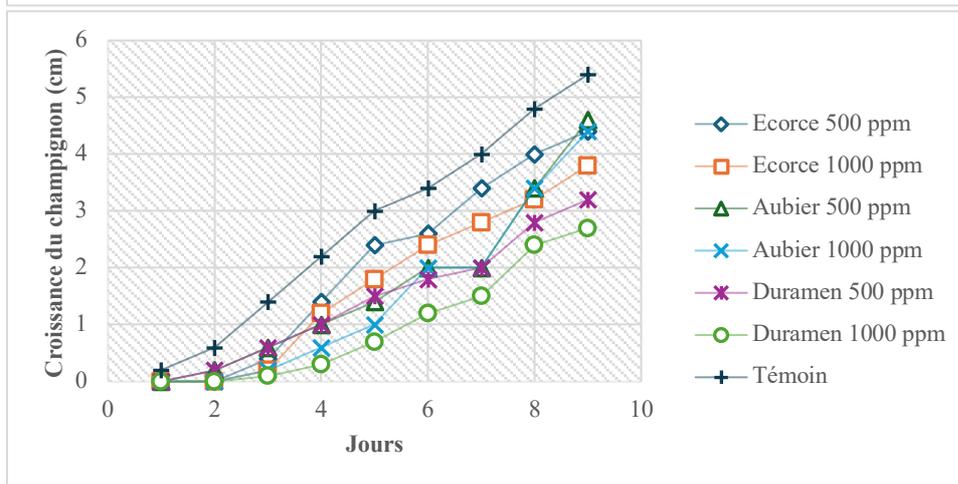
**Figure 52 :** influence des différents extraits de *Letestua durissima* sur la croissance du mycélium de *Gloephyllum trabeum*.



**Extrait acétone**

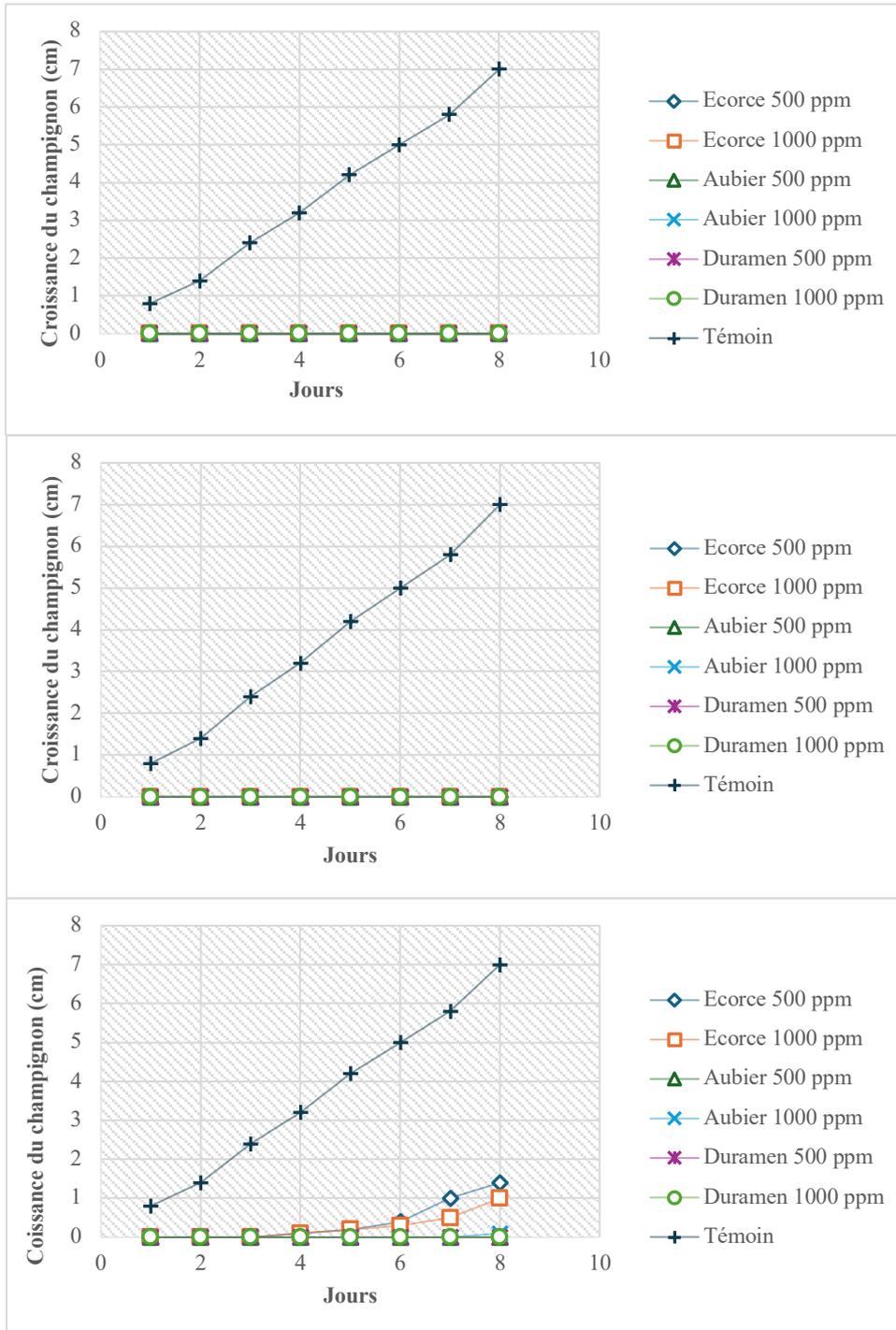


**Extrait toluène/éthanol**



**Extrait aqueux**

**Figure 53 :** influence des différents extraits de *Petersianthus macrocarpus* sur la croissance du mycélium de *Gloephyllum trabeum*.

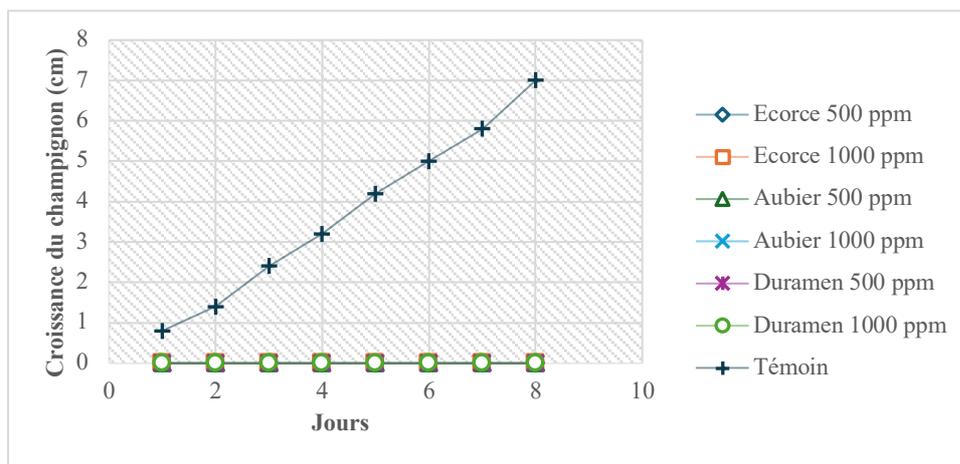


**Extrait acétone**

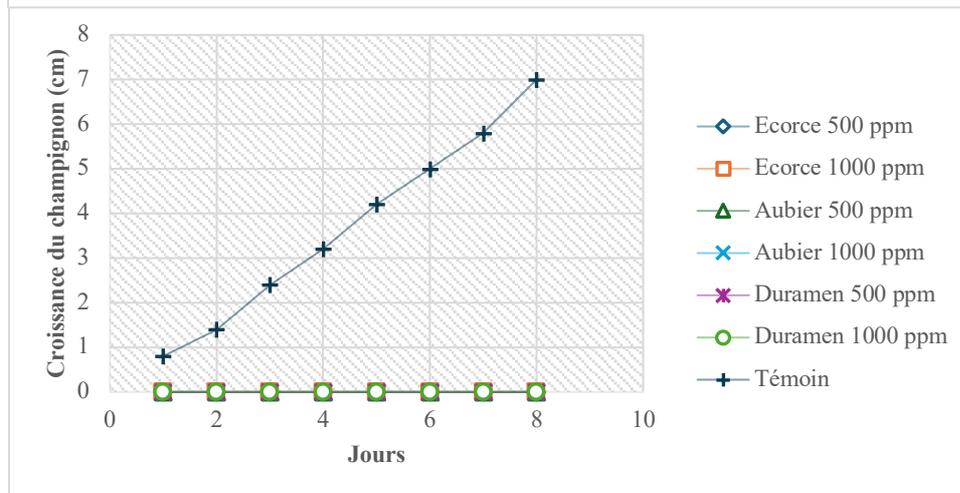
**Extrait toluène/éthanol**

**Extrait aqueux**

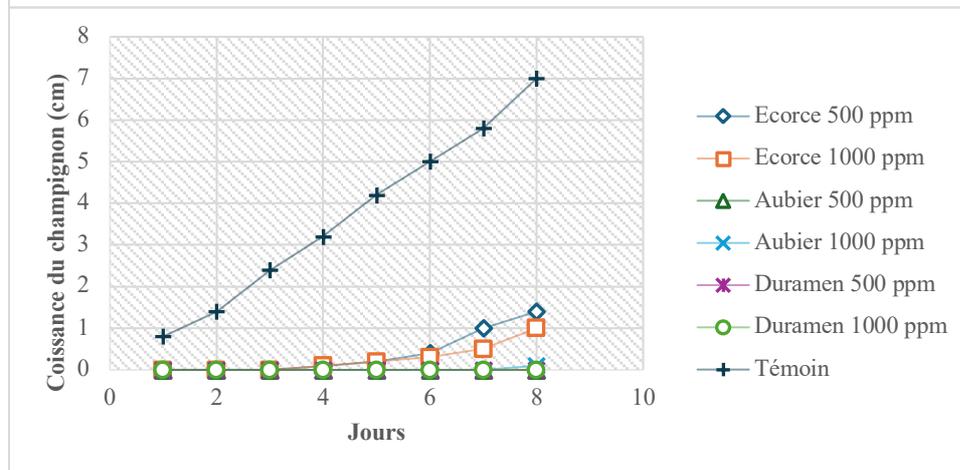
**Figure 54 :** influence des différents extraits de *Letestua durissima* sur la croissance du mycélium de *Coniophora puteana*.



**Extrait acétone**

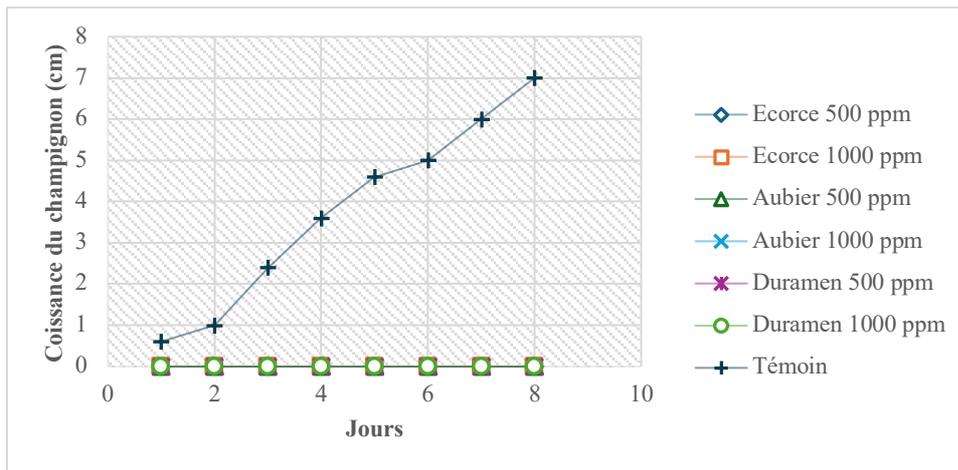


**Extrait toluène/éthanol**

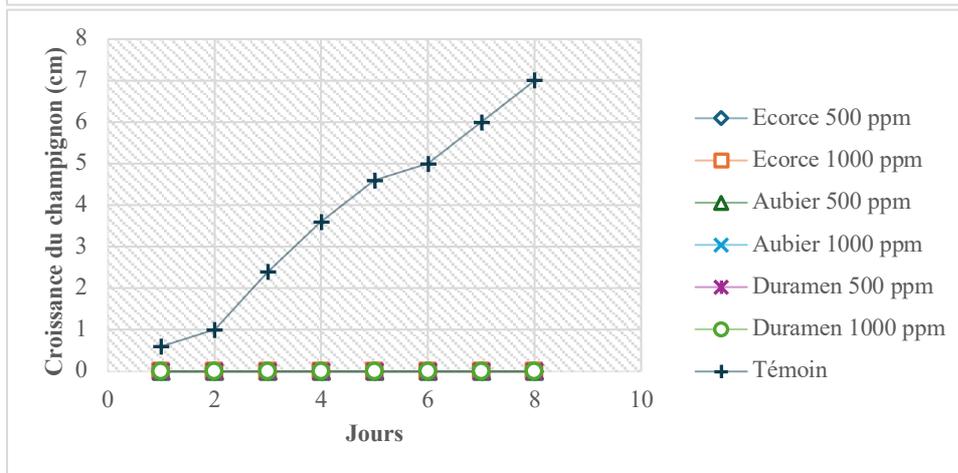


**Extrait aqueux**

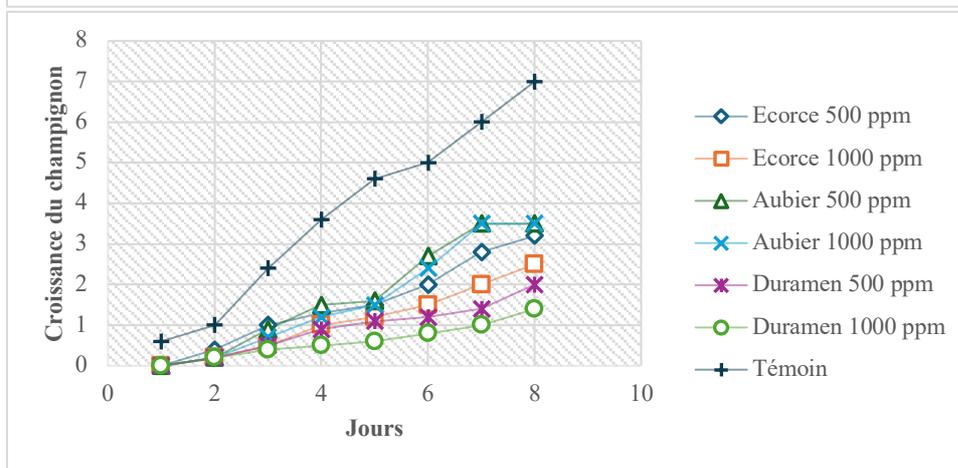
**Figure 55 :** influence des différents extraits de *Petersianthus macrocarpus* sur la croissance du mycélium de *Coniophora puteana*.



**Extrait acétone**

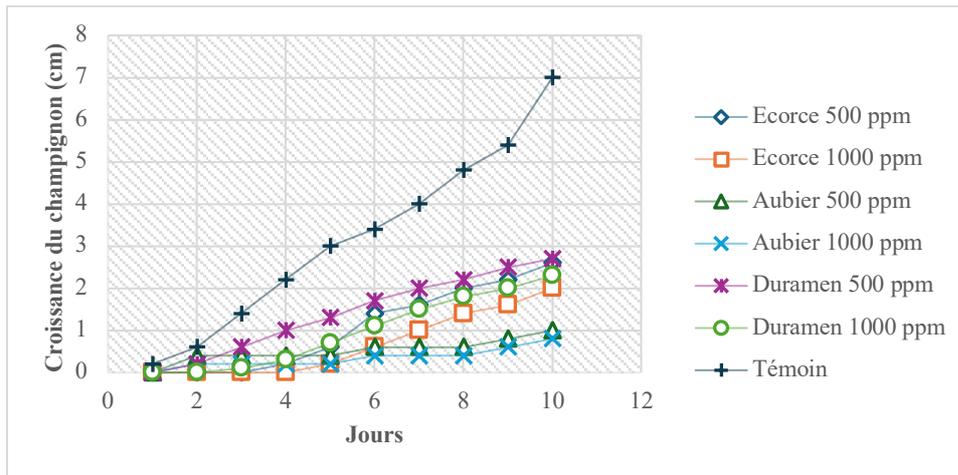


**Extrait toluène/éthanol**

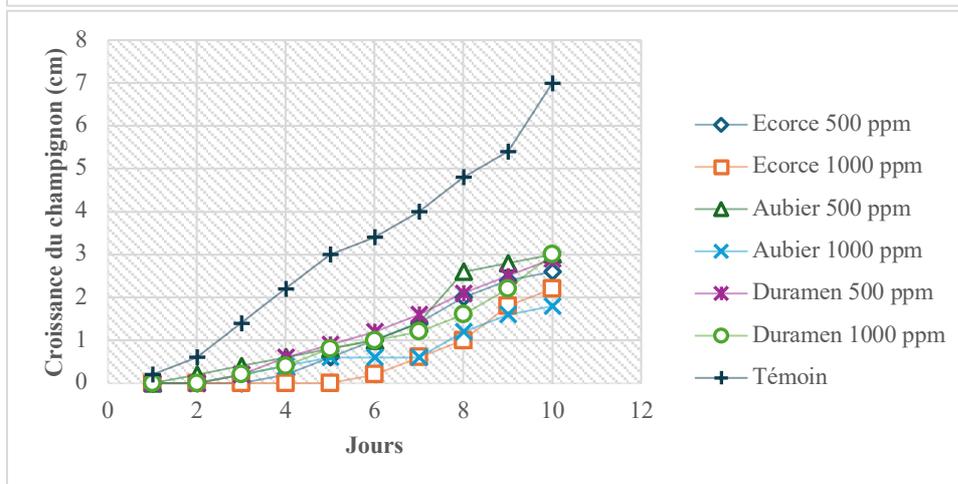


**Extrait aqueux**

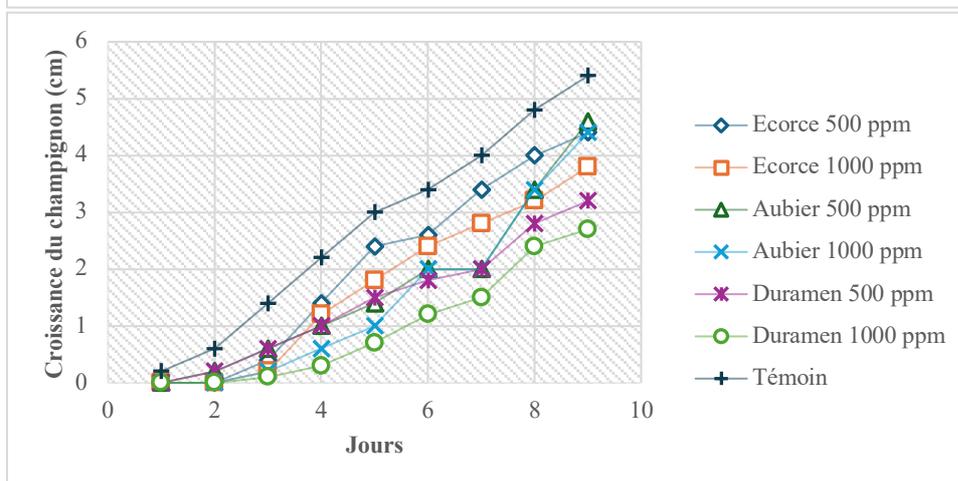
**Figure 56 :** influence des différents extraits de *Letestua durissima* sur la croissance du mycélium de *Poria placenta*.



**Extrait acétone**



**Extrait toluène/éthanol**



**Extrait aqueux**

**Figure 57 :** influence des différents extraits de *Petersianthus macrocarpus* sur la croissance du mycélium de *Poria placenta*.

D'une manière générale, l'effet des extractibles sur l'inhibition de la croissance des champignons de pourritures blanches et de pourritures brunes varie avec l'essence, la partie du bois, le solvant et de la concentration utilisée. Dans l'ensemble, les extraits de *Letestua*

*durissima* et *Petersianthus macrocarpus* présentent un effet fongistatique. Concernant *Letestua durissima* exposés aux pourritures blanches, on observe un début de croissance au bout de trois à quatre jours pour les boîtes contenant les extractibles et un jour pour les boîtes témoins. Pour le champignon de pourriture brune *Coniophora puteana*, on observe un début de croissance au bout de huit jours pour les extraits acétone et toluène/éthanol à 1000 ppm issues de l'écorce et du duramen. Pour la pourriture brune *Poria placenta*, une inhibition totale de sa croissance est observée aux deux concentrations (500 et 1000 ppm) des extraits acétone et toluène/éthanol pour toutes les parties de *Letestua durissima* utilisées (écorce, aubier et duramen). A l'inverse, des extraits aqueux ne permettent pas une inhibition totale, la croissance du champignon étant observée au deuxième jour du test d'incubation. En revanche, avec la pourriture brune *Gloeophyllum trabeum*, on observe un début de croissance au bout de deux à quatre jours respectivement pour les extraits aqueux à 500 ppm et les extraits acétone et toluène/éthanol à 1000 ppm.

Concernant les pourritures blanches (*Trametes versicolor*, *Pycnoporus sanguineus* et *Pleurotus ostreatus*), la croissance débute au bout de deux jours pour les extraits aqueux à 500 et 1000 ppm et quatre jours pour l'extrait acétone 1000 ppm de l'écorce indiquant des effets moindres comparativement aux pourritures brunes.

Les résultats montrent que l'augmentation de la concentration des extractibles entraîne une augmentation sur l'inhibition de la croissance des champignons. Ces résultats sont en accord avec la littérature, où plusieurs auteurs ont montré que la croissance des champignons diminue avec l'augmentation de la concentration des extractibles (Mori et al., 1997 ; Koné et al., 2008 ; Martínez-Sotres et al., 2012 ; Rosdiana et al., 2017 ; Saha-Tchinda et al., 2018 ; Bopenga et al., 2020 ; Rosdiana et al., 2023).

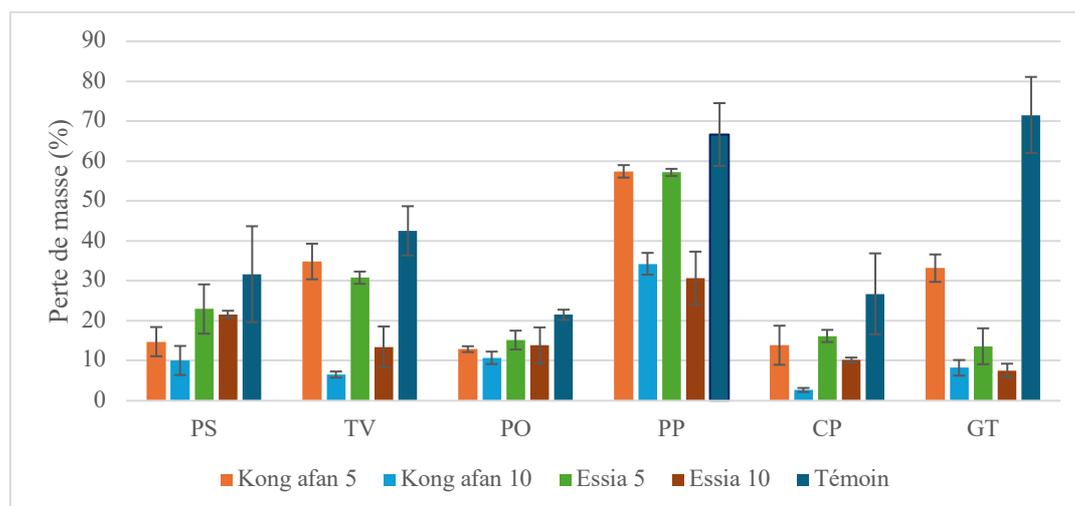
L'activité fongicide ou bien fongistatique de nos extraits s'expliquerait par la présence de familles d'extractibles de types tannins, polyphénols, stéroïdes et terpènes, saponines et alcaloïdes identifiées lors du screening phytochimie. L'effet inhibiteur de la croissance des champignons de ces familles de composés sont connues dans la littérature (Raicht et al., 1980 ; Smith-Kielland et al., 1996 ; Lercker et Rodriguez-Estrada, 2000 ; Awad et al., 2004 ; Woyengo et al., 2009).

Les résultats de Bopenga et al., (2020) et ceux de Rosdiana et al., (2017) sur l'effet inhibiteur des extraits acétone, aqueux et du mélange toluène/éthanol sont accord avec ceux de notre

étude. De plus, l'analyse GC/MS a permis d'identifier les phytostérols comme le  $\beta$ -Sitostérol et stigmasterol dans les extraits acétone de toutes les parties (écorce, aubier et duramen) de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus*, la catéchine et des triterpènes (amyrine, friedelan-3-one et Olean-12-en-3-one) identifiés dans les extraits acétone de *Letestua durissima* prouvent expliquer l'activité fongicide de nos extraits (Lim et al., 2006 ; Khanna et Kannabiran, 2008).

### 12.3. Durabilité conférée par les extractibles

Les résultats obtenus à la suite de l'exposition aux champignons de pouritures d'éprouvettes de *Pinus sylvestris* et de *Fagus sylvatica* imprégnées ou non d'extraits d'écorce de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus* à des concentrations de 10% et 5%, révèlent des variations significatives de perte de masse, offrant des perspectives intéressantes pour la préservation du bois.



PS= *Pycnoporus sanguineus* ; TV= *Trametes versicolor* ; PO= *Pleurotus ostreatus* ; PP=*Poria placenta* ; CP= *Coniophora puteana* et GT= *Gloephyllum trabeum* ; Kong afan 5= éprouvette imprégnée à 5% des extraits de *Letestua durissima* ; Kong afan 10= éprouvette imprégnée à 10% des extraits de *Letestua durissima* ; Essia 5= éprouvette imprégnée à 5% des extraits de *Petersianthus macrocarpus* ; Essia 10= éprouvette imprégnée à 10% des extraits de *Petersianthus macrocarpus*.

**Figure 58** : pertes de masse des éprouvettes de *Pinus sylvestris* et de *Fagus sylvatica* imprégnées d'extraits d'écorce de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus*.

Les éprouvettes imprégnées d'un extrait à 10% ont présenté une diminution de masse plus modérée par rapport à celles imprégnées d'un extrait à 5%. Cette observation suggère que la concentration d'extraits joue un rôle déterminant dans l'efficacité de préservation du bois. Une

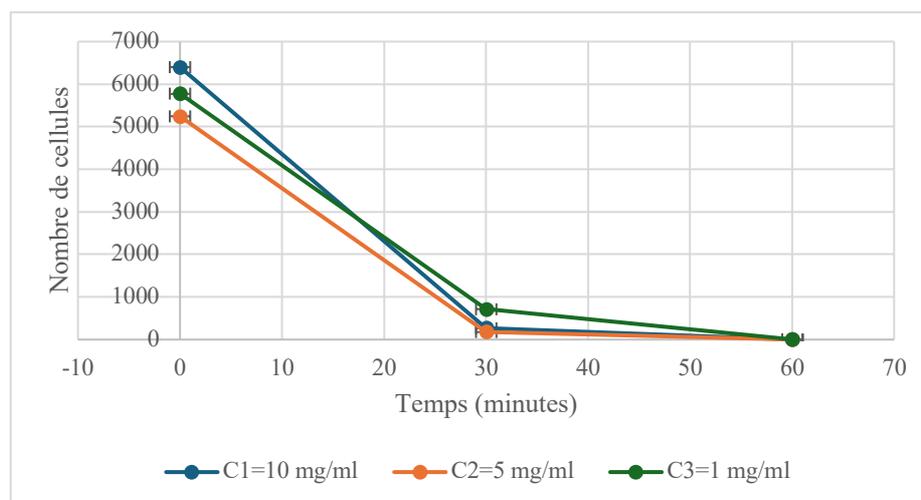
concentration plus élevée d'extraits semble offrir une meilleure protection contre la dégradation fongique, ce qui est une information précieuse pour le développement de stratégies plus efficaces de préservation du bois. Une concentration supérieure à 10% serait nécessaire pour obtenir une protection totale.

Par ailleurs, l'analyse comparative entre les champignons responsables de la pourriture blanche et de la pourriture brune révèle des différences dans les performances des extraits d'écorce étudiés. Pour la pourriture blanche, les éprouvettes de *Fagus sylvatica* imprégnées d'extraits de *Letestua durissima* ont démontré les pertes de masse les plus faibles, soulignant l'efficacité spécifique de cet extrait dans la protection contre ce type d'attaque fongique.

En revanche, pour la pourriture brune, les éprouvettes de *Pinus sylvestris* imprégnées d'extraits de *Petersianthus macrocarpus* enregistrent des pertes de masse inférieures à celles des éprouvettes imprégnées d'extraits de *Letestua durissima*. Cette observation indique que chaque extrait possède des propriétés spécifiques et plus efficaces contre un type de champignon particulier. Ce résultat ouvre des perspectives intéressantes pour une approche ciblée de la préservation du bois en fonction des agents de dégradation fongique présents.

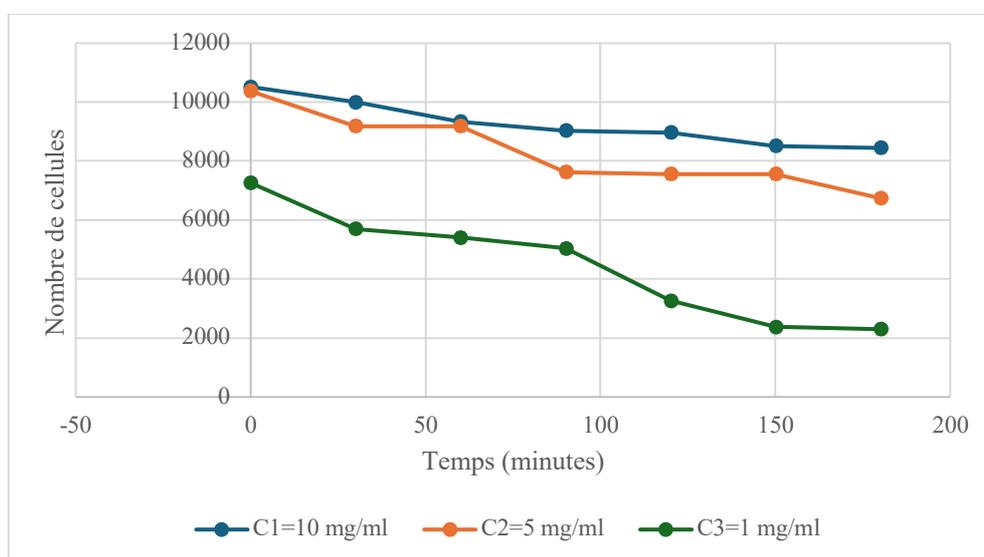
### 13. Évaluation de la cytotoxicité

Dans l'optique de cerner la cytotoxicité, les extraits hydroalcooliques ont été mis en contact avec du sang humain, pour observer le comportement des globules rouges. Le sang a été prélevé sur des personnes saines. Les résultats sont sur les figures ci-dessous.



**Figure 59** : test de toxicité des extraits éthanol/eau d'écorces de *Petersianthus macrocarpus*.

Les résultats obtenus (**Figure 59**) montrent une diminution considérable du nombre de cellules avec les extraits hydro/éthanoliques des écorces de *Petersianthus macrocarpus* dosée à des concentrations 10  $\mu\text{g.mL}^{-1}$ , 5  $\mu\text{g.mL}^{-1}$  et 1  $\mu\text{g.mL}^{-1}$ ). La première phase d'hémolyse intervient au bout de 30 minutes. Parallèlement, à 1 heure, il y a lyse totale des cellules, donc 100% d'activité cytotoxique sur les globules rouges. Les concentrations ( $C_1=10 \mu\text{g.mL}^{-1}$ ,  $C_2=5 \mu\text{g.mL}^{-1}$  et  $C_3=1 \mu\text{g.mL}^{-1}$ ) ont une forte toxicité sur les globules rouges. A 60 minutes, il y a lyse totale des cellules, donc on a 100% d'activité cytotoxique sur les globules rouges. Ces résultats s'expliqueraient par le fait que cette essence contient de fortes teneurs en extractibles et de la présence des saponosides qui sont des molécules assez toxiques pouvant induire cette toxicité (**Lemoine, 2004 ; Alabdul Magid, 2005 ; Busser, 2007 ; Faye et al., 2022**). Le dépistage phytochimique montre que l'écorce de *Petersianthus macrocarpus* est riche en polyphénols, flavonoïdes, tanins, et des saponines. On peut donc considérer ces extraits comme des potentiels composés en phytothérapie. Plusieurs études ont montré que les saponines ont des propriétés hémolytiques ayant des effets sur les érythrocytes (**Suter, 1948 ; Estrada et al., 2000 ; Prokof'eva et al., 2003 ; Caulier et al., 2011 ; Benahmed-Djilali et al., 2017**). Notre étude montre que les extraits hydroéthanoliques présentent un effet hémolytique sur les érythrocytes.



**Figure 60** : test de toxicité des extraits éthanol-eau d'écorces de *Letestua durissima*.

Ces résultats révèlent une légère diminution du nombre de cellules avec les extraits de l'écorce de *Letestua durissima*. Bien que plusieurs études aient montré que certains métabolites

secondaires comme les alcaloïdes, les flavonoïdes et les saponosides posséderaient des activités anti-hémolytiques (Fiot et al., 2006) et que ces composés soient présents dans nos extraits, nous pouvons noter que les extraits de l'écorce de *Letestua durissima* présentent une légère cytotoxicité. Certains polyphénols ont la capacité de stabiliser la membrane des globules rouges contre la lyse osmotique. Cette activité est effectuée grâce à la répartition des composés phénoliques dans les membranes cellulaires et la restriction qui en résulte sur la fluidité de la membrane pourrait gêner stériquement la diffusion des radicaux libres et ainsi diminuer la cinétique des réactions radicalaires (Suwalsky et al., 2007).

Des études approfondies devraient être effectuées pour mieux apprécier l'activité observée. L'observation au microscope ne présente pas une différence morphologique au niveau des cellules jusqu'à la fin des 3 heures.

## **Chapitre IV : étude multicritère des facteurs responsables la durabilité du bois**

## Chapitre IV : étude multicritère des facteurs responsables la durabilité du bois.

Ce chapitre se concentre sur l'étude des facteurs influençant la durabilité naturelle du bois de *Pin sylvestre* (pin), *Picea abies* (sapin), *Fagus sylvatica* (hêtre), *Aucoumea klaineana* (okoumé), *Monopetalanthus microphyllus* (andoung), *Paraberlinia bifoliolata* (béli noir), *Paraberlinia bifoliolata* (béli rouge), *Paraberlinia bifoliolata* (béli blanc), *Milicia excelsa* (iroko) *Distemonanthus benthamianus* (movingui) *Pterocarpus soyauxii* (padouk) *Petersianthus macrocarpus* (essia), *Letestua durissima* (kong afan), *Erythrophleum ivorense* (tali), *Cylicodiscus gabunensis* (okan) et *Lophira alata* (azobé), avec pour objectif principal de corrélérer les propriétés du bois avec sa durabilité. Cette analyse approfondie inclut la quantification des composés chimiques, la mesure des polyphénols totaux, la détermination des ratios des fragments de lignines et de sucres, l'évaluation de l'activité antioxydante et antifongique, la stabilité dimensionnelle, la mouillabilité et la dénaturation des protéines (*Glutathione S-transferase*) par chauffage. Ces investigations approfondies offriront des compréhensions essentielles sur les propriétés du bois et la nature de sa durabilité.

### 1. Composition chimique

Les résultats du taux en composition chimique sont reportés sur le tableau 31 ci-dessous.

**Tableau 31** : taux en composition chimique des différentes essences.

Essence	Taux de macromolécules (moyenne de trois essais $\pm$ écart-type)			
	Taux d'extrait	Taux de lignine	Taux de cellulose	Taux d'holocellulose
Pin	4,5 $\pm$ 0,45	38,3 $\pm$ 2,4	44,3 $\pm$ 0,40	70,5 $\pm$ 2,90
Sapin	3,7 $\pm$ 0,06	43,3 $\pm$ 4,7	44,7 $\pm$ 1,10	67,5 $\pm$ 1,90
Hêtre	5,7 $\pm$ 0,15	38,3 $\pm$ 7,1	41,0 $\pm$ 0,30	69,5 $\pm$ 0,90
Okoumé	2,8 $\pm$ 0,03	30,3 $\pm$ 4,2	45,1 $\pm$ 0,70	69,0 $\pm$ 2,50
Andoung	7,5 $\pm$ 0,92	28,8 $\pm$ 0,2	41,6 $\pm$ 0,80	65,0 $\pm$ 1,4
Béli noir	3,9 $\pm$ 0,11	30,0 $\pm$ 2,4	41,6 $\pm$ 1,00	61,0 $\pm$ 1,20
Béli rouge	5,3 $\pm$ 1,37	37,3 $\pm$ 7,4	48,0 $\pm$ 0,20	66,0 $\pm$ 2,80
Béli blanc	7,2 $\pm$ 0,25	39,5 $\pm$ 0,7	40,1 $\pm$ 1,30	66,5 $\pm$ 2,90
Iroko	21,0 $\pm$ 0,04	29,3 $\pm$ 0,9	39,7 $\pm$ 0,70	69,5 $\pm$ 2,10
Movingui	19,5 $\pm$ 0,14	30,5 $\pm$ 3,5	56,2 $\pm$ 2,00	70,5 $\pm$ 2,10
Padouk	22,2 $\pm$ 0,27	32,2 $\pm$ 3,1	57,6 $\pm$ 0,60	63,5 $\pm$ 0,90
Essia	7,7 $\pm$ 0,49	30,5 $\pm$ 3,3	30,5 $\pm$ 0,04	67,82 $\pm$ 1,40
Kong afan	12,3 $\pm$ 0,01	32,3 $\pm$ 1,2	38,7 $\pm$ 0,60	67,2 $\pm$ 0,80
Tali	9,3 $\pm$ 0,01	31,8 $\pm$ 2,6	40,1 $\pm$ 0,40	58,5 $\pm$ 3,50
Okan	12,3 $\pm$ 0,06	27,7 $\pm$ 1,4	43,5 $\pm$ 0,40	72,5 $\pm$ 2,80
Azobé	3,6 $\pm$ 0,05	33,8 $\pm$ 4,5	32,3 $\pm$ 2,0	60,5 $\pm$ 2,90

Le tableau 31 présente les résultats des taux d'extractible, de cellulose, de lignine et d'holocellulose. Dans l'ensemble, les résultats montrent que la composition chimique varie d'une essence à l'autre. Les taux d'extractibles varient de 2,8% (Okoumé) à 22,2% (Padouk). Le taux de cellulose varie 30,5% (Essia) à 57,6% (Padouk). Le taux de lignine varie de 27,7% (Okan) à 43,3% (Sapin) et la teneur en holocellulose, varie de 58,5% (Tali) à 72,5% (Okan).

Ces résultats confirment que le bois est composé majoritairement de cellulose, de lignine et d'hémicellulose et minoritairement des extractibles (**Mounguengui, 2008**). Les teneurs obtenues pour les différents constituants du bois sont accord avec la littérature (**Neya et al., 2004 ; Mburu et al., 2007 ; Sirmah, 2009 ; Huang et al., 2009 ; Cheumani, 2009 ; Saha Tchinda, 2015 ; Bopenga, 2020 ; Ella Nkogo et al., 2022**). La teneur en lignine des résineux est supérieure à celles des feuillus. Les feuillus présentent de fortes teneurs en extractibles expliquant leurs plus fortes résistances face aux champignons (**Mounguengui, 2008 ; Huang et al., 2009 ; Saha Tchinda, 2015 ; Bopenga, 2020**).

## 2. Teneur en polyphénols totaux

Le dosage des polyphénols totaux a été effectué pour avoir une idée sur la teneur en phénols totaux de nos différents types d'extraits (dichlorométhane, acétone, toluène/éthanol et eau). Les résultats sont reportés dans le tableau 32 ci-dessous.

**Tableau 32** : teneur en phénols totaux.

Essences	Taux de polyphénols (mg GAE/g)			
	Dichlorométhane	Acétone	Toluène/éthanol	Eau
Pin	6,2 ± 0,05	5,4 ± 0,03	6,2 ± 0,11	7,2 ± 0,04
Sapin	9,1 ± 0,24	11,4 ± 0,10	13,6 ± 0,25	10,3 ± 0,09
Hêtre	12,4 ± 0,08	15,6 ± 0,28	15,3 ± 0,59	8,9 ± 0,04
Okoumé	8,5 ± 0,23	11,2 ± 0,09	11,1 ± 0,02	8,3 ± 0,10
Andoung	5,2 ± 0,04	17,1 ± 0,20	19,4 ± 0,08	16,8 ± 0,15
Béli noir	7,0 ± 0,06	11,4 ± 0,10	17,2 ± 0,53	12,5 ± 0,10
Béli rouge	5,8 ± 0,04	12,4 ± 0,06	15,7 ± 0,21	12,3 ± 0,16
Béli blanc	5,9 ± 0,02	13,2 ± 0,42	18,1 ± 0,18	14,2 ± 0,18
Iroko	12,8 ± 0,10	15,5 ± 0,05	17,1 ± 0,25	12,6 ± 0,08
Movingui	23,4 ± 0,30	20,3 ± 0,15	17,5 ± 0,09	10,1 ± 0,35
Padouk	17,5 ± 0,18	19,9 ± 0,03	24,3 ± 0,07	18,7 ± 0,31
Essia	6,1 ± 0,02	7,8 ± 0,03	6,5 ± 0,01	14,1 ± 0,05
Kong afan	4,7 ± 0,02	22,6 ± 0,18	22,0 ± 0,10	21,9 ± 0,70
Tali	13,6 ± 0,26	30,5 ± 0,16	25,2 ± 0,74	13,9 ± 0,14
Okan	12,6 ± 0,31	35,4 ± 0,38	36,3 ± 0,39	8,7 ± 0,16
Azobé	10,0 ± 0,15	13,7 ± 0,13	13,7 ± 0,06	12,4 ± 0,20

Les résultats concernant la teneur en polyphénols révèlent une variation significative entre les différents types d'extraits et d'une essence à une autre. Les concentrations les plus élevées sont observées avec les solvants polaires. Pour les extraits au dichlorométhane, les niveaux de polyphénols variaient de 4,7 (kong afan) à 23,4 mg GAE.g<sup>-1</sup> (movingui). En ce qui concerne les extraits à l'acétone, les valeurs varient entre 5,4 (pin) et 35,4 mg GAE.g<sup>-1</sup> (okan), tandis que pour l'extrait toluène/éthanol, elles se situaient entre 6,2 (pin) et 36,3 mg GAE.g<sup>-1</sup> (okan). La

teneur en polyphénols totaux des extraits aqueux varie et fluctuait entre 7,2 (pin) et 21,9 mg GAE.g<sup>-1</sup> (kong afan).

Les teneurs en polyphénols ont montré une variabilité entre essences et entre solvants. La teneur en polyphénols des extraits aqueux a eu une bonne corrélation avec la durabilité naturelle des essences étudiées (Saha Tchinda, 2015 ; Bopenga et al., 2024 ; Ella Nkogo et al., 2024).

### 3. Pyrolyse GC-MS

L'analyse par Py-GC-MS permet d'obtenir des informations intéressantes sur la nature des polymères pariétaux et sur leur proportion relative. Les résultats obtenus sont présentés sur le tableau 33.

**Tableau 33** : ratios des fragments obtenus par pyrolyse GC-MS.

Essences	Rapports calculés avec une moyenne de trois essais ± écart-type			
	S/G	S/H	H/G	Sucre/Lignine
Pin	0,003 ± 0,002	0,015 ± 0,008	0,210 ± 0,012	0,785 ± 0,056
Sapin	0,007 ± 0,004	0,024 ± 0,005	0,178 ± 0,008	0,686 ± 0,142
Hêtre	1,554 ± 0,693	7,684 ± 0,591	0,199 ± 0,075	0,591 ± 0,058
Okoumé	1,044 ± 0,116	6,271 ± 2,012	0,173 ± 0,037	0,581 ± 0,144
Andoung	0,491 ± 0,002	3,360 ± 0,700	0,149 ± 0,032	0,644 ± 0,083
Béli noir	0,397 ± 0,049	2,580 ± 0,496	0,155 ± 0,011	0,505 ± 0,001
Béli rouge	0,877 ± 0,003	7,120 ± 0,093	0,123 ± 0,002	0,574 ± 0,011
Béli blanc	0,814 ± 0,008	7,118 ± 0,302	0,114 ± 0,004	0,548 ± 0,019
Iroko	0,687 ± 0,048	2,679 ± 0,034	0,257 ± 0,021	0,484 ± 0,091
Movingui	1,055 ± 0,025	9,910 ± 0,417	0,106 ± 0,002	0,442 ± 0,082
Padouk	0,434 ± 0,016	2,560 ± 0,212	0,167 ± 0,008	0,365 ± 0,075
Essia	0,603 ± 0,028	3,695 ± 0,189	0,165 ± 0,016	0,550 ± 0,005
Kong afan	0,909 ± 0,174	6,988 ± 0,162	0,130 ± 0,028	0,511 ± 0,123
Tali	0,781 ± 0,038	7,130 ± 0,768	0,110 ± 0,006	0,518 ± 0,037
Okan	0,327 ± 0,166	2,191 ± 1,381	0,156 ± 0,023	0,402 ± 0,070
Azobé	0,301 ± 0,214	2,567 ± 1,801	0,117 ± 0,002	0,423 ± 0,012

Les résultats de la pyrolyse GC-MS concernant le rapport (S/G, S/H, H/G et Sucre/Lignine) des unités hydroxyphényle (H), guaïacyle (G) et syringyle (S) de la lignine montrent une variation significative entre les résineux (pin et sapin) et les feuillus (hêtre, okoumé, andoung, béli noir, béli rouge, béli blanc, iroko, movingui, padouk, essia, kong afan, tali, okan et azobé). Ces résultats indiquent une abondance des unités de lignine guaïacyle par rapport aux unités syringyle, qui sont quasiment absentes dans les résineux. Chez les feuillus, les unités guaïacyle sont présentes en quantités légèrement supérieures aux unités syringyle alors que les résineux présentent principalement des unités guaïacyle. Il en résulte que le rapport S/G du pin et du sapin est respectivement de 0,003 et 0,007, tandis que pour les autres essences, il varie de 0,301 (azobé) à 1,554 (hêtre). Le rapport S/H du pin et du sapin tend vers 0, tandis que ceux des feuillus étudiés sont largement supérieurs à 0. Concernant le rapport H/G, les résultats montrent une tendance similaire, variant de 0,110 (tali) à 0,257 (iroko). Quant au rapport Sucre/Lignine, les valeurs obtenues varient de 0,365 (padouk) à 0,785 (pin).

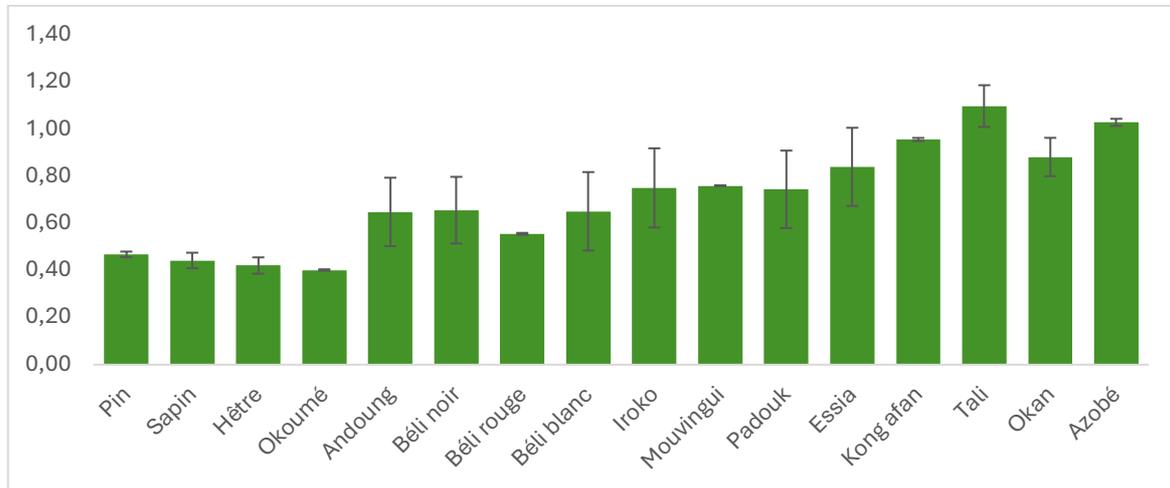
Ces résultats corroborent avec ceux obtenus par **Hentges, (2022)** sur la caractérisation de la composition chimique du bois par pyrolyse flash couplée à la GC/MS montrant une variation significative des ratios S/G, S/H, H/G et Sucre/Lignine entre résineux et feuillus.

#### **4. Stabilité dimensionnelle**

Pour évaluer le comportement des différentes essences de bois avec l'eau, des tests d'imprégnabilités ont été réalisés en utilisant des éprouvettes de taille et de masse connues. A partir de ces essais destinés à mesurer le gain de masse à la suite de l'imprégnation de l'eau, différentes valeurs telles que la densité, le gonflement, le taux d'humidité ont pu également être déterminées.

## 4.1. Densité

Les résultats de la densité sont présentés dans la figure ci-après

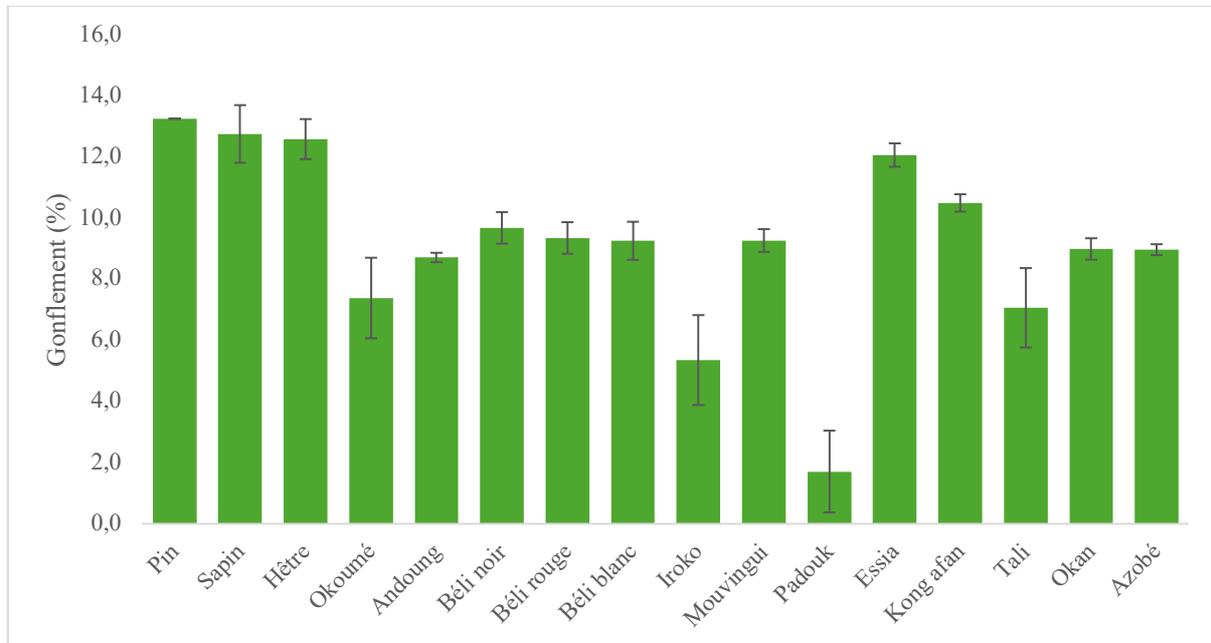


**Figure 61** : valeurs de densité des différentes essences étudiées.

Les résultats montrent une variation de la densité des différentes essences étudiées. En général, à l'exception de l'okoumé, les essences tropicales présentent des densités plus fortes par rapport aux essences de zone tempérée. La densité de nos essences varie de 0,40% (okoumé) à 1,10% (tali). Les deux résineux étudiés présentent des densités relativement faibles.

## 4.2. Gonflement

Les résultats sur le gonflement après imprégnation à l'eau sont consignés sur la figure 62 ci-dessous.



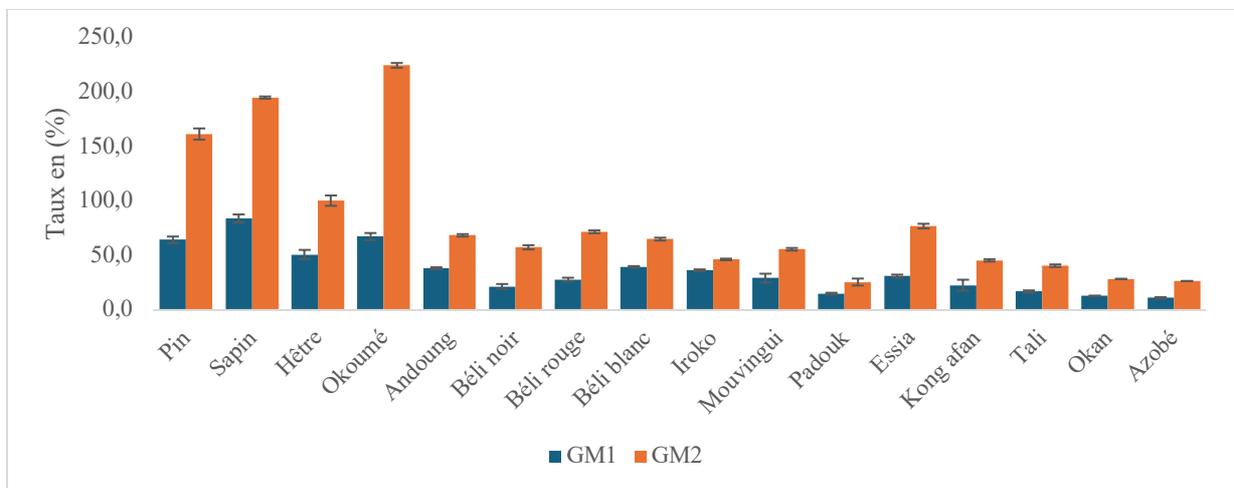
**Figure 62 :** valeurs de gonflement des différentes essences étudiées.

Le taux de gonflement des essences étudiées varie selon la nature de l'essence. Le taux de gonflement le plus faible a été obtenu sur le Padouk avec 1,7% et le plus fort sur le Pin avec 13,3%. De façon générale, les bois des essences les plus denses ont eu de faible gonflement par rapport à ceux avec de faible densité. Ces résultats mettent un lien entre la densité et le gonflement du bois face lors de la prise d'humidité. En effet, ces résultats corroborent avec des travaux d'autres chercheurs qui ont montré que la stabilité dimensionnelle d'une essence est fonction de la teneur en métabolite secondaire et de sa densité. C'est-à-dire des essences avec de forts taux d'extractibles et des densités élevées ont une bonne stabilité dimensionnelle conduisant à un faible gonflement. Des études de **Mazet et Nepveu en (1991)** sur les relations entre caractéristiques de retrait et densité du bois du pin sylvestre, du sapin pectiné et de l'épicéa commun ont montré que la densité avait une forte relation avec le gonflement du bois.

### 4.3. Gain de masse

À l'issue de l'étude de la stabilité dimensionnelle des échantillons de bois par imprégnation de l'eau, le paramètre de gain de masse a été mesuré sur deux cycles d'imprégnation. Le gain de masse du premier cycle est désigné par GM1, tandis que celui du deuxième cycle est désigné par GM2.

Les résultats ci-après concernent le gain de masse de nos éprouvettes de bois après imprégnation d'eau.



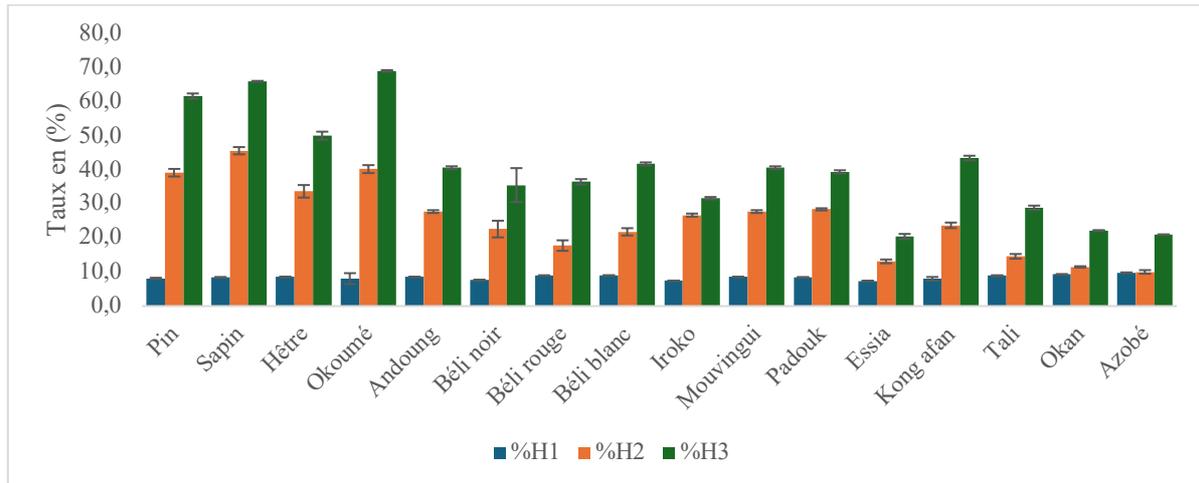
GM1=gain de masse du premier cycle et GM2=gain de masse du deuxième cycle

**Figure 63 :** valeurs de gain de masse après imprégnation des essences étudiées.

Les résultats des gains de masse après imprégnation d'eau montrent que le gain de masse varie d'une essence à une autre et en fonction du nombre de cycles d'imprégnation. Pour le premier cycle, le premier gain de masse (GM1) varie de 84,3% (Sapin) à 11,2% (azobé). Après un second cycle d'imprégnation, les gains de masses (GM2) augmentent à des et varient de 25,8% (padouk) à 224,9% (okoumé). Les essences avec la plus forte densité conduisent à des gains de masses les plus faibles par rapport aux essences aux faibles densités

#### 4.4. Taux d'humidité

À la fin de l'étude sur la stabilité dimensionnelle des échantillons de bois imprégnés d'eau, le paramètre de prise d'humidité a été évalué sur deux cycles d'imprégnation. Les taux d'humidité ont été mesurés comme suit : H1 représente le taux d'humidité du bois sec à l'air, H2 celui du bois après le premier cycle d'imprégnation, et H3 celui du bois après le deuxième cycle d'imprégnation.



%H1=taux d'humidité à l'air ; %H2=taux d'humidité après premier imprégnation ; %H3=taux d'humidité après deuxième imprégnation.

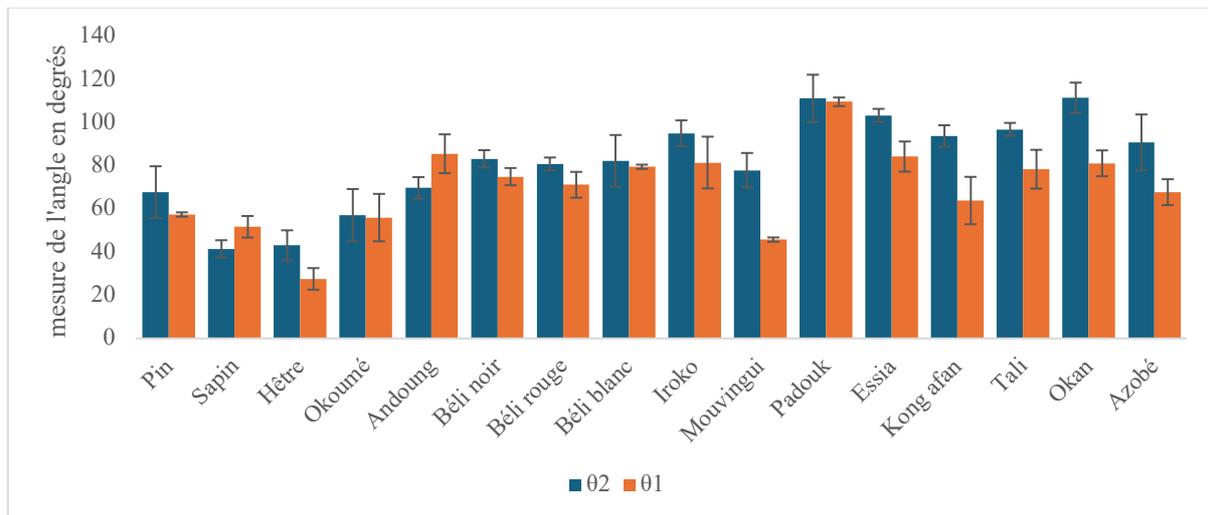
**Figure 64** : taux d'humidité des différentes essences étudiées.

Le taux d'humidité varie d'une essence à une autre et croît avec la durée du traitement des éprouvettes. Le taux d'humidité sec à l'air varie de 7,4% (padouk) à 9,8% (azobé), celle du premier cycle varie de 10,1% (azobé) à 45,7% (sapin) et pour le deuxième cycle le taux d'humidité varie 21,0% (azobé) à 69,2% (sapin).

Les variations de prise d'humidité par les essences sont fortement influencées par la composition chimique (Jullien, 2017). Les essences de forte densité conduisent à des taux d'imprégnation et à des pourcentages d'humidité moins importante que les essences de faible densité.

## 5. Mouillabilité

Pour évaluer le comportement d'une goutte d'eau sur la surface de bois de nos différences essences, les mesures des angles de contacts ont été effectuées sur les faces tangentielle et parallèles aux fibres. Les résultats obtenus sont mentionnés sur la figure ci-dessous.



$\theta_2$  = angle mesuré dans le sens perpendiculaire aux fibres et  $\theta_1$  = angle mesuré dans le sens des fibres.

**Figure 65 :** mesure de l'angle de contact sur la face du sens des fibres et la face perpendiculaire aux fibres.

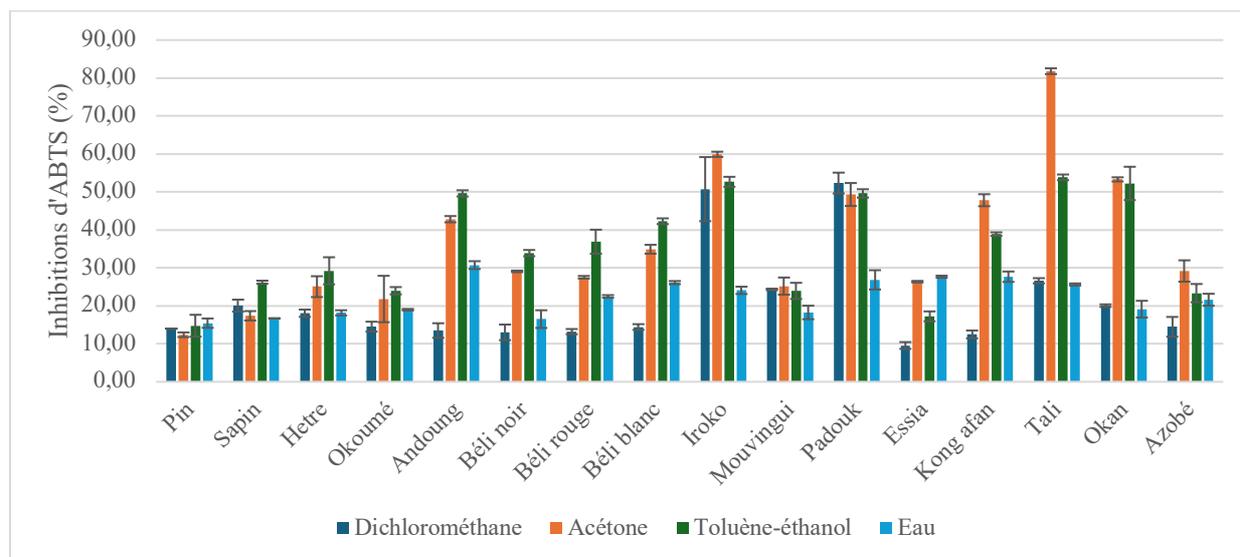
Les résultats de la mesure des angles de contacts révèlent que ces derniers varient avec le type d'essences et la surface à laquelle est effectuée la mesure. Majoritairement, les angles de contacts mesurés sur les faces du sens perpendiculaire aux fibres sont supérieurs à ceux mesurés sur les faces du sens parallèle aux fibres. Le sapin, le pin et le hêtre présentent les angles de contacts les plus faibles (angles inférieurs à 70 degrés). La mesure de l'angle de contacts sur les autres essences révèle de faibles mouillabilités de la surface de contacts avec des angles avoisinant les 90 degrés voire plus. Les essences ayant les plus grandes densités ont eu les angles de contacts les plus élevés.

Les études de **Scheikl et Dunky en 1998** confirment nos résultats montrant que l'angle de contact diminue avec le taux d'humidité au bois sec à l'air. De plus, ces résultats mettent en évidence les facteurs tels que la nature de l'essence, le type et la quantité d'extractibles, l'anatomie du bois, l'orientation de la surface, le type d'usinage, le vieillissement, le taux d'humidité, la rugosité (**Maldas et Kamdem, 1999 ; Shupe et al., 2001 ; Walinder et**

Johansson, 2001 ; Gindl et al., 2004 ; Sinn et al., 2004 ; Hernandez et Cool, 2008 ; Kocaefe et al., 2008) ... influencent la mouillabilité du bois.

## 6. Activité antioxydant

L'activité antioxydante a été mesurée par la méthode utilisant le radical cationique ABTS. La figure ci-dessous reporte les résultats obtenus.



**Figure 66 :** pourcentage d'inhibition du radical cationique ABTS.

Les résultats montrent une variation de l'activité antioxydante entre les différents solvants, mais aussi entre les essences. En général, les extraits polaires (eau, acétone et toluène/éthanol) ont de meilleurs pourcentages d'inhibition par rapport aux extraits obtenus avec des solvants apolaires (dichlorométhane). Le pin, le sapin, le hêtre et l'okoumé ont les activités les plus faibles. Au contraire, les extraits du tali, d'andoung, du béli (noir, rouge et blanc), du kong afan, d'azobé, d'okan et de l'iroko présentent des activités antioxydantes plus intéressantes conduisant à une inhibition plus ou moins importante du radical ABTS. Ces essences contiennent de fortes teneurs en polyphénols et des taux d'extractibles élevés.

L'activité antioxydante prononcée des extraits de bois de cœur des essences tropicales par rapport au pin, au sapin et au hêtre peut être expliquée par le fait que ces essences possèdent des teneurs élevées en extractibles (Saha Tchinda, 2015 ; Bopenga, 2020 ; Ella Nkogo et al., 2024). De plus, le dosage des polyphénols de ces essences a révélé de fortes teneurs en

antioxydants potentiels sont constitués d'acides phénoliques, de flavonoïdes et de tanins (Dykes et Rooney, 2006 ; Siemińska-Kuczer et al., 2022).

## 7. Activité antifongique

### 7.1. Inhibition de croissance des champignons par sciure extraite et non extraite

Les tests d'inhibition de croissance des mycéliums des champignons *Coniophora puteana* (CP) et *Trametes versicolor* (TV), responsables respectivement des pourritures brunes et blanches du bois, ont été réalisés sur des sciures de bois extraites et non extraites. L'objectif de ces tests était d'observer l'influence des composés extractibles ainsi que de l'anatomie du bois sur la croissance des champignons. Ce test vise à mieux comprendre l'impact de ces deux paramètres sur la durabilité naturelle du bois. En analysant les différences de croissance entre les mycéliums sur les sciures traitées et non traitées, il est possible de déterminer quels facteurs contribuent le plus à la résistance naturelle du bois contre ces types de pourritures.

**Tableau 34** : indices antifongiques obtenus sur les sciures extraites et non extraites des différentes essences.

Essences	Indice antifongique sur la sciure (%) (moyenne de trois essais $\pm$ écart-type)			
	TV sciure non extraite	TV sciure extraite	CP sciure non extraite	CP sciure extraite
Pin	1	1	17	1
Sapin	1	1	21	7
Hêtre	1	1	19	9
Okoumé	1	1	16	15
Andoung	1	1	28	16
Béli noir	1	1	7	1
Béli rouge	1	1	20	16
Béli blanc	1	1	8	1
Iroko	36	1	89	28
Movingui	20	1	48	12
Padouk	68	3	100	35
Essia	23	1	24	8
Kong afan	41	19	45	21
Tali	1	1	15	11
Okan	1	1	23	7
Azobé	9	1	40	11

Nos résultats montrent que l'indice antifongique varie avec l'essence utilisée et le type de pourriture. Les indices antifongiques montrent une faible inhibition de *Trametes versicolor* cultivé en présence de sciures extraites et non extraites du pin, du sapin, du hêtre, d'okoumé, de béli noir, de béli blanc, de béli rouge, du padouk et d'azobé. A l'inverse, la croissance de *Coniophora puteana*, est inhibée en présence de la sciure extraite et non extraite testée. Le padouk, le kong afan, le movingui, l'iroko et l'azobé ont montré les meilleurs indices antifongiques.

Dans l'ensemble, *Trametes versicolor* présente une croissance plus prononcée sur les plaques de sciure extraite et non extraite, ce qui peut s'expliquer par les différences dans le mode d'attaque des extraits possédant des propriétés inhibitrices du développement antifongique sur le développement du mycélium de *Trametes versicolor* (pourriture blanche), par opposition à celui de *Coniophora puteana* (pourriture brune). De plus, il a été rapporté que l'efficacité des composés fongicides pour inhiber un champignon dépend de leur mode d'action (**Hart, 1989**).

## **7.2. Tests antifongiques sur le bois massif**

Les tests de dégradation du bois par les champignons ont été effectués en exposant les éprouvettes aux champignons pendant 16 semaines. Trois champignons responsables de pourritures blanches, *Pycnoporus sanguineus* (PS), *Trametes versicolor* (TV) et *Pleurotus ostreatus* (PO), ainsi que trois champignons responsables de pourritures brunes, *Poria placenta* (PP), *Coniophora puteana* (CP) et *Gloeophyllum trabeum* (GT), ont été utilisés. En s'inspirant de la norme **EN 350-1 (1994)**, les pertes de masse consécutives à ce test ont permis de classer les 16 essences de bois en cinq catégories : très durable (1), durable (2), moyennement durable (3), peu durable (4) et non durable (5). Les tableaux ci-dessous reportent les résultats obtenus.

**Tableau 35** : durabilité naturelle des essences face aux champignons responsables des pourritures blanches.

Essences	PS		TV		PO	
	Non extrait	Extrait	Non extrait	Extrait	Non extrait	Extrait
Pin	3 (X=0,36)	3 (X=0,43)	3 (X=0,47)	4 (X=0,61)	2 (X=1,19)	3 (X=0,48)
Sapin	2 (X=0,27)	3 (X=0,40)	4 (X=0,75)	4 (X=0,86)	3 (X=0,46)	3 (X=0,40)
Hêtre	1 (X=0,13)	3 (X=0,43)	2 (X=0,15)	3 (X=0,46)	2 (X=0,23)	3 (X=0,41)
Okoumé	2 (X=0,15)	3 (X=0,42)	2 (X=0,18)	3 (X=0,32)	(X=0,25)	2 (X=0,28)
Andoung	2 (X=0,25)	3 (X=0,31)	3 (X=0,35)	4 (X=0,85)	4 (X=0,70)	3 (X=0,46)
Béli noir	2 (X=0,18)	3 (X=0,36)	3 (X=0,35)	3 (X=0,52)	3 (X=0,43)	3 (X=0,32)
Béli rouge	2 (X=0,19)	3 (X=0,50)	3 (X=0,36)	3 (X=0,56)	3 (X=0,47)	4 (X=0,61)
Béli blanc	2 (X=0,24)	2 (X=0,25)	3 (X=0,48)	3 (X=0,50)	3 (X=0,33)	2 (X=0,20)
Iroko	2 (X=0,25)	3 (X=0,39)	3 (X=0,30)	3 (X=0,59)	5 (X=1,0)	3 (X=0,57)
Movingui	2 (X=0,16)	3 (X=0,52)	2 (X=0,16)	4 (X=0,73)	2 (X=0,22)	3 (X=0,50)
Padouk	1 (X=0,09)	2 (X=0,17)	1 (X=0,04)	2 (X=0,19)	2 (X=0,15)	1 (X=0,10)
Essia	1 (X=0,05)	1 (X=0,10)	1 (X=0,05)	1 (X=0,10)	1 (X=0,05)	1 (X=0,08)
Kong afan	1 (X=0,05)	2 (X=0,19)	1 (X=0,04)	2 (X=0,20)	1 (X=0,08)	2 (X=0,21)
Tali	1 (X=0,08)	2 (X=0,19)	1 (X=0,2)	1 (X=0,31)	1 (X=0,08)	2 (X=0,19)

PS= *Pycnoporus sanguineus* ; TV= *Trametes versicolor* et PO= *Pleurotus ostreatus*.  
 1 = Très durable, 2 = Durable, 3 = Moyennement durable, 4 = Peu durable, 5 = Non durable

**Tableau 36** : durabilité naturelle des essences face aux champignons responsables des pourritures brunes.

Essences	PP		CP		GT	
	Non extrait	Extrait	Non extrait	Extrait	Non extrait	Extrait
Pin	5 (X=0,92)	5 (X=1,11)	3 (X=0,53)	5 (X=1,11)	3 (X=0,45)	5 (X=1,06)
Sapin	3 (X=0,33)	3 (X=0,37)	3 (X=0,48)	3 (X=0,55)	3 (X=0,32)	3 (X=0,38)
Hêtre	2 (X=0,26)	5 (X=0,98)	2 (X=0,16)	4 (X=0,66)	1 (X=0,14)	3(X=0,39))
Okoumé	3 (X=0,31)	3 (X=0,32)	2 (X=0,17)	2 (X=0,26)	1 (X=0,14)	2 (X=0,29)
Andoung	5 (X=1,27)	5 (X=1,17)	2 (X=0,87)	4 (X=0,89)	2 (X=0,20)	3 (X=0,31)
Béli noir	2 (X=0,27)	3 (X=0,34)	2 (X=0,19)	4 (X=0,74)	2 (X=0,17)	2 (X=0,29)
Béli rouge	3 (X=0,34)	4(X=0,67)	2 (X=0,19)	4 (X=0,75)	2 (X=0,20)	3 (X=0,56)
Béli blanc	3 (X=0,50)	3 (X=0,30)	2 (X=0,22)	2 (X=0,19)	2 (X=0,26)	2 (X=0,26)
Iroko	3 (X=0,49)	3 (X=0,60)	4 (X=0,89)	4 (X=0,83)	2 (X=0,22)	3 (X=0,40)
Movingui	3 (X=0,31)	3 (X=0,51)	2 (X=0,17)	4 (X=0,68)	1 (X=0,15)	3 (X=0,47)
Padouk	1 (X=0,11)	1 (X=0,11)	1 (X=0,06)	3 (X=0,58)	1 (X=0,08)	4 (X=0,73)
Essia	1 (X=0,07)	1 (X=0,10)	1 (X=0,04)	1 (X=0,07)	1 (X=0,04)	1 (X=0,08)
Kong afan	1 (X=0,08)	2 (X=0,20)	1 (X=0,07)	2 (X=0,16)	1 (X=0,06)	2 (X=0,17)
Tali	3 (X=0,31)	3 (X=0,59)	2 (X=0,18)	3 (X=0,46)	2 (X=0,16)	2 (X=0,28)

PP= *Poria placenta* ; CP= *Coniophora puteana* et GT= *Gloephyllum trabeum*.

1 = Très durable, 2 = Durable, 3 = Moyennement durable, 4 = Peu durable, 5 = Non durable

Les résultats concernant la durabilité naturelle des essences étudiées montrent que la durabilité est fonction de l'essence, du type de pourritures testées et de la nature des extraits que renferme le bois. D'après la norme EN 350-1, nos résultats montrent que le sapin et l'okoumé appartiennent à la classe de durabilité 5 (non durable) et 3 (moyennement durable) pour les éprouvettes extraites et non extraites testées sur les pourritures brunes et blanches. Les essences comme l'azobé, l'okan, l'essia, le kong afan, l'iroko, le padouk et le tali présentent une bonne durabilité variant de très durable à durable. L'essia, le kong afan, l'okan et l'azobé présentent les meilleures classes de durabilité (très durable).

Ces résultats montrent que la durabilité naturelle des essences est dictée par plusieurs paramètres tels que les caractéristiques des composés chimiques présents dans le bois. Le test d'inhibition de croissance sur les sciures de bois permet d'éliminer les effets des autres paramètres sur la durabilité du bois. La forte croissance de *Trametes versicolor* sur les sciures

de tali, de l'okan et de l'azobé pourtant classés comme durables après les tests sur éprouvettes du bois, indique que les extractibles ne sont pas les seuls paramètres expliquant la durabilité du bois.

Ces résultats montrent effectivement que la durabilité naturelle des essences provient d'un ensemble de propriétés et que les composés fongicides ne sont pas toujours le facteur qui prédit la durabilité naturelle d'une essence. Les travaux réalisés par (De Ligne et al., 2021) et d'autres auteurs ont montré que les caractéristiques anatomiques, les composants régulateurs d'humidité et le type de lignine influençaient fortement la durabilité naturelle des essences. Les tests d'inhibition de croissance de *Trametes versicolor* et *Coniophora puteana* sur les milieux de culture implémentés de sciures ont permis de mettre en évidence que le rapport entre les vaisseaux et les fibres et la teneur en parenchyme ont été sélectionnés comme facteurs pouvant influencer la dégradation. De plus, ces mêmes auteurs ont montré que la présence de lignine de type guaïacyle jouait un rôle sur la résistance de la dégradation du bois.

## 8. Les facteurs corrélés avec la durabilité

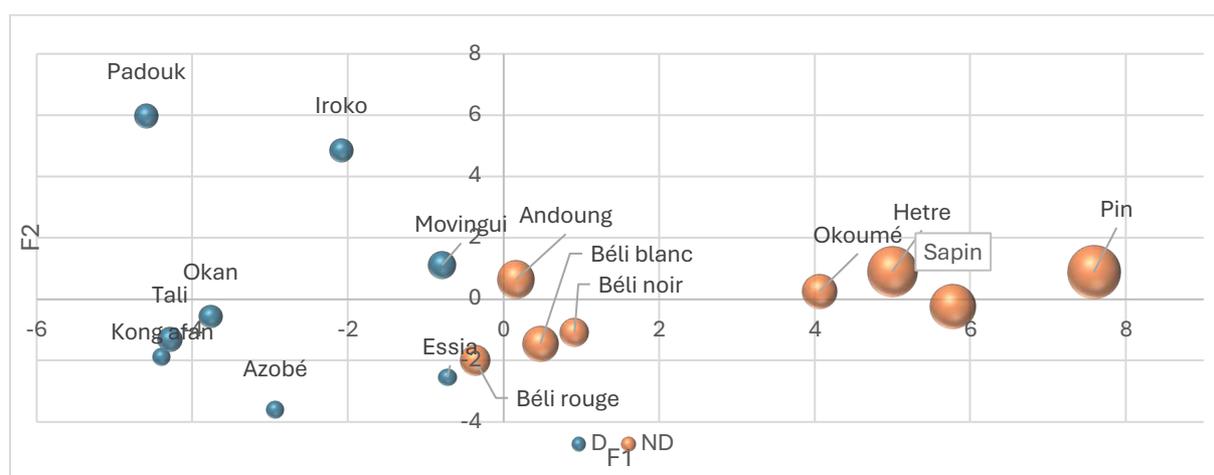
Afin d'étudier l'importance relative des différents facteurs liés à la durabilité du bois et leurs interactions, une analyse en composante principale (ACP) a été effectuée tout en cherchant à corréliser la perte de masse des éprouvettes de bois incubées avec les différents champignons responsables de la pourriture blanche et de la pourriture de brune avec le taux de polyphénols, la teneur en composé chimique (taux de lignine, taux de cellulose et taux d'holocellulose), la mouillabilité (angle contact), la stabilité dimensionnelle (densité, gonflement, gain de masse et prise d'humidité) et le rapport des différents fragments de lignine et de sucre obtenus par pyrolyse GC-MS (S/G, S/H, H/G et Suce/Lignine). Pour avoir une valeur plus robuste de perte de masse, nous avons choisi de calculer une perte de masse globale correspondant à la somme des pertes de masse obtenues avec les différentes pourritures (**Tableau 37**).

Le tableau et la figure ci-après représentent respectivement la répartition des essences en deux classes durable et non durable des 16 essences et le nuage des points de cette répartition.

**Tableau 37** : somme des pertes de masse des éprouvettes de bois exposés aux champignons.

Essence	PS NE	TV NE	PO NE	PP NE	CP NE	GT NE	Somme	Classe
Pin	70	65	69	33	58	63	358	ND
Sapin	23	37	45	50	65	28	249	ND
Hêtre	65	61	38	48	54	51	316	ND
Okoumé	17	45	17	11	28	20	139	ND
Andoung	16	21	26	42	50	12	168	ND
Béli noir	12	22	18	11	11	12	87	ND
Béli rouge	15	29	12	16	13	16	102	ND
Béli blanc	16	18	38	16	51	14	154	ND
Iroko	8	9	9	9	9	9	54	D
Mouvingui	12	21	16	9	11	11	79	D
Padouk	10	9	8	10	10	10	57	D
Essia	3	2	4	4	4	5	21	D
Kong afan	6	4	2	2	3	3	19	D
Tali	10	11	9	10	10	9	59	D
Okan	5	12	3	10	11	10	51	D
Azobé	3	3	3	3	4	4	19	D

NE= non extrait, PS=*Pycnoporus sanguineus*, TV=*Trametes versicolor*, PO=*Pleurotus ostreatus*, PP=*Poria placenta*, CP=*Coniophora puteana*, GT=*Gloephyllum trabeum*. ND=non durable et D=durable



**Figure 67** : nuage des points entre la somme des pertes de masse.

La médiane de ces valeurs est 83, de façon arbitraire les essences ayant une perte de masse inférieure à 83 sont classées comme non durable (ND) et celles supérieures à cette valeur sont classées comme durable (D). D'où les essences telles que le pin, sapin, okoumé, andoung, béli noir, blanc et noir ont été classées comme des essences non durables et les essences telles que l'iroko, movingui, padouk, essia, kong afan, tali, okan et azobé sont classées comme des essences durables.

La figure 67 montre la répartition de deux classes (durable et non durable) des 16 essences. La couleur rouge représente la classe durable pour les essences ayant eu de faibles pertes de masses et la couleur bleue la classe non durable pour celles ayant eu de fortes pertes de masse du bois massif exposé contre les champignons. Les résultats des tableaux 35 et 36 montrent que le pin, sapin, hêtre, okoumé, andoung, béli noir, béli rouge et béli blanc appartiennent à la classe des essences non durables (la somme des pertes de masses sont supérieures à 83%) et les essences iroko, movingui, padouk, tali, okan, et azobé appartiennent à la classe des essences durables (la somme des pertes de masses sont inférieures à 83%).

## 8.1. Corrélation

Le tableau ci-après montre les résultats de la corrélation de la durabilité (somme des pourcentages de dégradation) avec la teneur en polyphénols, l'activité antiradicalaire, la teneur en composition chimique, la mouillabilité, la densité, la prise d'humidité, le gain de masse, le gonflement, l'activité antifongique et le rapport des différents fragments de lignine et de sucre (S/G, S/H, H/G et Sucre/Lignine).

**Tableau 38** : corrélation de la durabilité avec quelques paramètres

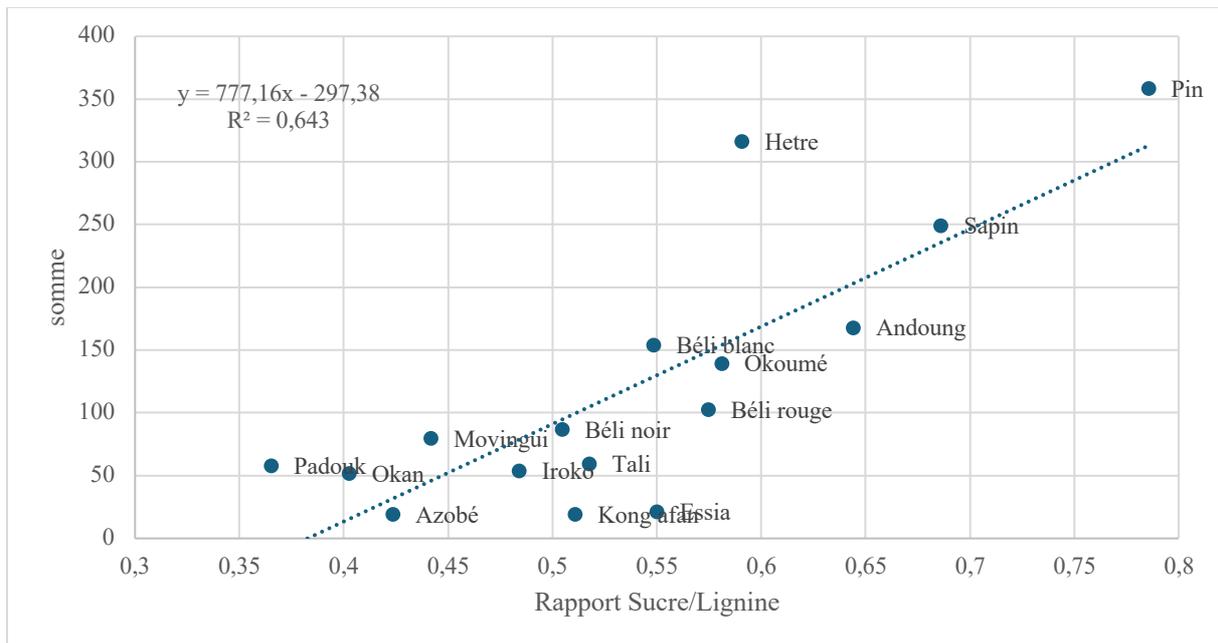
Synthèse pour tous les Y :													
	Polyphenol Dichloro	Polyphenol Acétone	PolyphenolT oluène-	Polyphenol Eau	Antirad Dichloro	Antirad Acétone	Antirad Tol	Antirad Eau	Taux d'extrait	taux de lignine	Taux de cellulose	Taux d'holocellul	
R <sup>2</sup>	0,03199507	0,18404333	0,16631169	0,27710396	0,04619996	0,28601383	0,13671718	0,2442515	0,18620784	0,42603974	0,02196291	0,11659928	
F	0,46273623	3,15777382	2,79284667	5,36654685	0,67812893	5,60822289	2,21716513	4,52468109	3,2034098	10,3919326	0,31438552	1,8478477	
Pr>F	0,507	0,097	0,117	0,036	0,424	0,033	0,159	0,052	0,095	0,006	0,584	0,196	
	$\alpha 2$	$\alpha 1$	Densité	densité lit	pourcentage d'humidité sec à l'air %H	taux d'imprégnati on eau (1er cycle) TI1 %	taux d'imprégnati on (2eme cycle) TI2 %	GM1	GM2	G	PSE	TV E	
R <sup>2</sup>	0,6330277	0,31863439	0,60962295	0,4376011	0,00077381	0,53218009	0,53300686	0,59915367	0,42979771	0,28771853	0,70019845	0,61981299	
F	24,1500179	6,54697199	21,8627644	10,8933633	0,01084168	15,9260458	15,9790272	20,9261024	10,55269	5,65515121	32,6975573	22,823983	
Pr>F	0,000	0,023	0,000	0,005	0,919	0,001	0,001	0,000	0,006	0,032	<0,0001	0,000	
	POE	PPE	CPE	GTE	TV sciure non extrait	TV sciure extrait	CP sciure non extrait	CP sciure extrait	Rapport S/G	Rapport S/H	Rapport H/G	Rapport Sucre/Lignin e	
R <sup>2</sup>	0,75307981	0,38831655	0,42873711	0,57870339	0,21333828	0,08121517	0,14264449	0,16986566	0,00180156	0,0365461	0,16470098	0,64303933	
F	42,6984816	8,88765535	10,5071058	19,2307445	3,79672214	1,23751756	2,3292821	2,8647403	0,02526741	0,53105336	2,76046499	25,2200071	
Pr>F	<0,0001	0,010	0,006	0,001	0,072	0,285	0,149	0,113	0,876	0,478	0,119	0,000	

Les données du tableau 38 mettent en lumière une corrélation entre la durabilité et plusieurs facteurs. En ce qui concerne la teneur en polyphénols totaux, seule la concentration en polyphénols des extraits aqueux présente une corrélation avec la durabilité. De même, pour l'activité antiradicalaire, seule l'efficacité des extraits à l'acétone est corrélée à cette caractéristique. Par ailleurs, l'analyse de la composition chimique révèle que le taux de lignine est également lié à la durabilité. D'autres paramètres tels que la mouillabilité, la densité, la capacité d'absorption d'humidité, le gain de masse, le gonflement, le ratio sucre/lignine obtenu par pyrolyse GC-MS, ainsi que la perte de masse des bois massifs exposés aux champignons

responsables de la pourriture brune et blanche, ont par ailleurs montré une corrélation significative avec la durabilité. Ces résultats corroborent avec les tests de durabilité naturelle, où le pourcentage de dégradation des bois massifs en contact avec les champignons est utilisé comme indicateur de la durabilité.

## 8.2. Corrélation avec le rapport sucre/lignine

La figure 68 reporte le nuage de points entre la somme des pourcentages de dégradation et le rapport sucre/lignine, de l'angles de contacts et de de la densité.

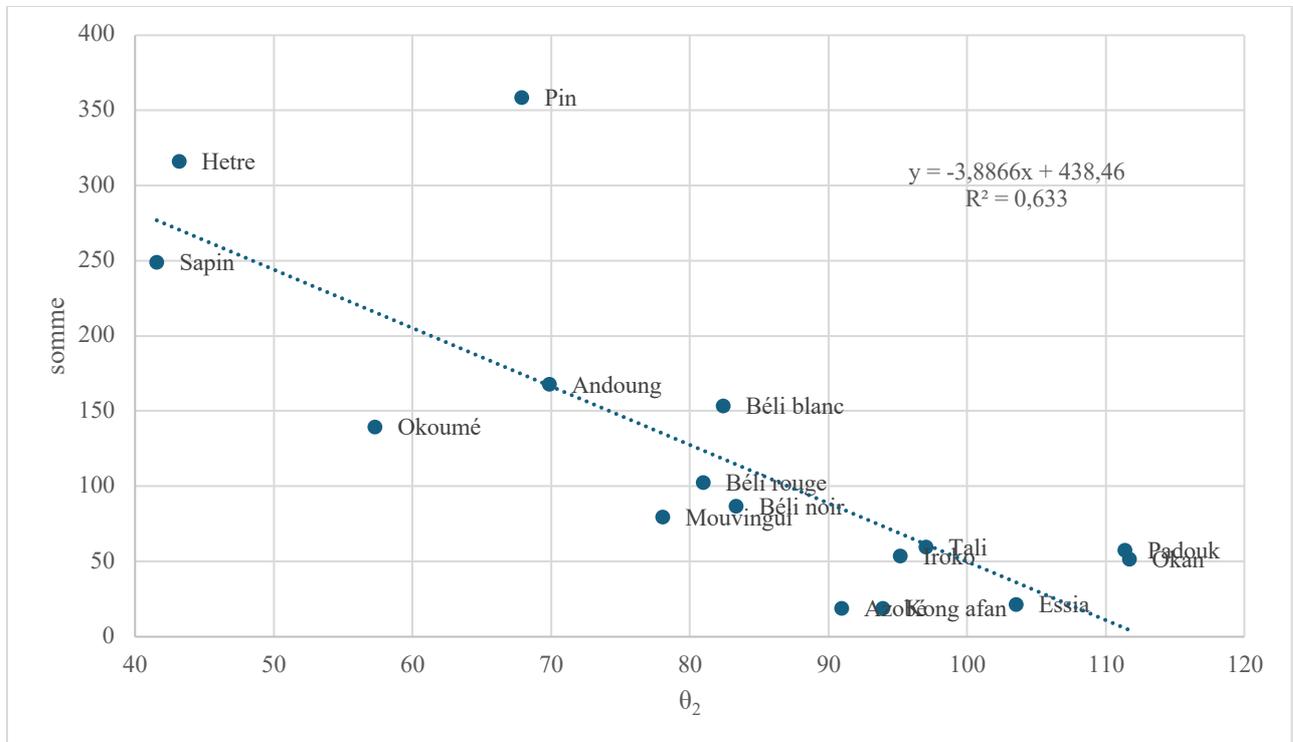


**Figure 68 :** la somme des pourcentages de dégradation en fonction du rapport sucre/lignine.

Les résultats issus du nuage de points entre le rapport sucre/lignine et la durabilité naturelle (la perte de masse des éprouvettes exposés aux champignons) montrent que les essences avec de forte taux de lignine possèdent une forte résistance aux champignons et inversement pour des essences avec des faibles taux de lignine. Les essences telles que le pin, le sapin, le hêtre, l'andoung, l'okoumé, le béli noir, rouge et blanc qui ont eu des fortes pertes de masse ont des rapports sucre/lignine plus élevés par conséquent des teneurs en lignine plus faible par rapport au padouk, okan, azobé, movingui, iroko, kong afan et essia qui ont des rapports sucre/lignine beaucoup plus faibles, par conséquent des fortes teneurs en lignine et ont des pertes de masse très faibles.

### 8.3. Corrélation avec la mouillabilité

Les figures 69 reportent les nuages de points entre la somme des pourcentages de dégradation et la mouillabilité du bois.



**Figure 69** : la somme des pourcentages de dégradation en fonction de l'angle de contact.

Les résultats de la corrélation entre les pertes de masse et la mouillabilité montrent que les bois possédant des faibles mouillabilités (angle de contact élevés) ont une bonne résistance face aux champignons. Ces résultats sont en accord avec ceux obtenus avec l'influence de la quantité en lignine. Les essences telles que le movingui, padouk, okan, tali, azobé, kong afan, iroko, béli noir, béli rouge et béli blanc avec des taux de lignine élevées ont quant à eux de bonne durabilité naturelle avec des faibles pertes de masses contrairement aux essences telles que le sapin, le pin, le hêtre, l'okoumé et l'andoung.

Nos résultats sont en accord avec des hypothèses qui affirment que le gonflement est influencé par la densité, plus le bois est dense, moins il subit des déformations et des retraits (Cailliez et al., 2002 ; Morel et al., 2013).

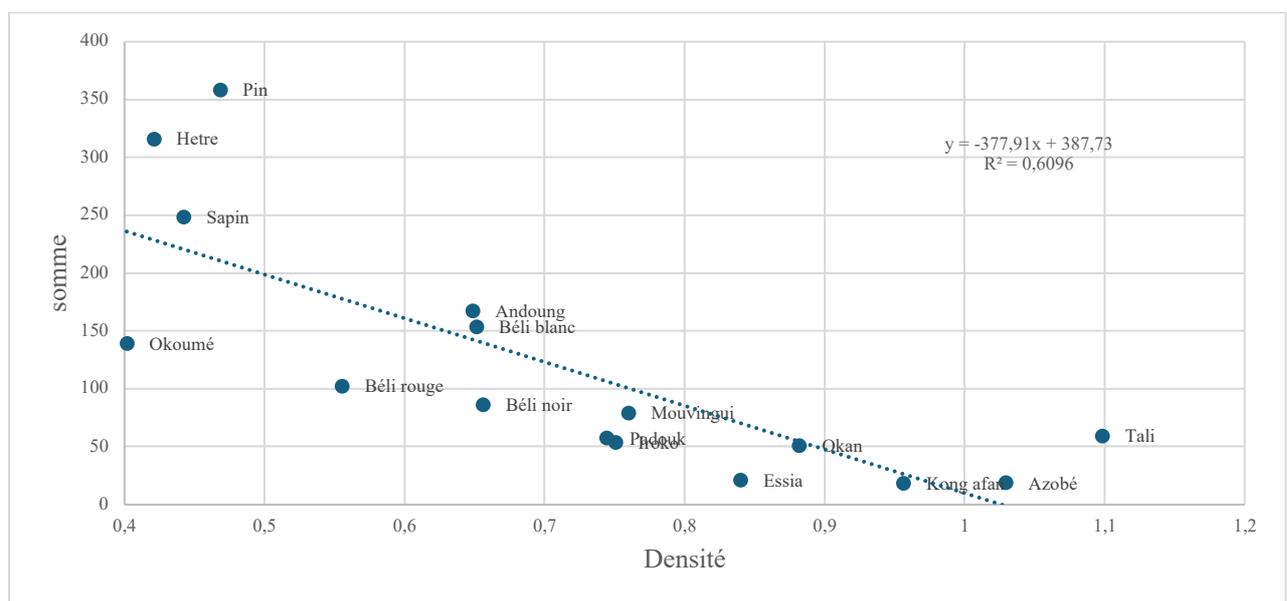
La densité influence fortement les propriétés mécaniques, mais aussi influence l'ensemble des processus de décomposition du bois (Hervé, 2014).

Les résultats soutiennent le fait que la faible porosité du bois dense inhibe la pénétration d'eau (Boheme et Hora 1996), cela peut aussi s'expliquer par le caractère hydrophobe de nos extractibles (Walinder, 2001).

Les études menées par Saupe en (2001) sur la comparaison de la mouillabilité de 22 essences de feuillus ont montré une variabilité de la mouillabilité par rapport au taux d'humidité du bois.

#### 8.4. Corrélation avec la densité

La figure ci-après reporte les nuages des points entre la somme des pourcentages de dégradation et la densité.



**Figure 70 :** la somme des pourcentages de dégradation en fonction de la densité.

La figure 70 montre une répartition de la durabilité des essences en fonction de la densité. Pour le facteur de densité, il ressort que plus le bois est dense, moins il est dégradé. Ce phénomène est aussi observé pour le facteur de mouillabilité, qui révèle que les essences ayant des faibles mouillabilités détiennent les pertes de masse les plus importantes. Le rapport sucre/lignine indique que plus ce rapport est petit, moins le bois est dégradé. La corrélation de la durabilité naturelle avec la densité du bois corrobore avec l'influence du taux de lignine et de la mouillabilité.

## 9. Analyse ACP avec les données GSTs

Les figures ci-après représentent l'analyse ACP avec les données GSTs puis le nuage de point entre les pertes de masse des éprouvettes contre les champignons responsables des pourritures blanches et brunes (F1) et l'activité des GSTs (F2) face aux extractibles.

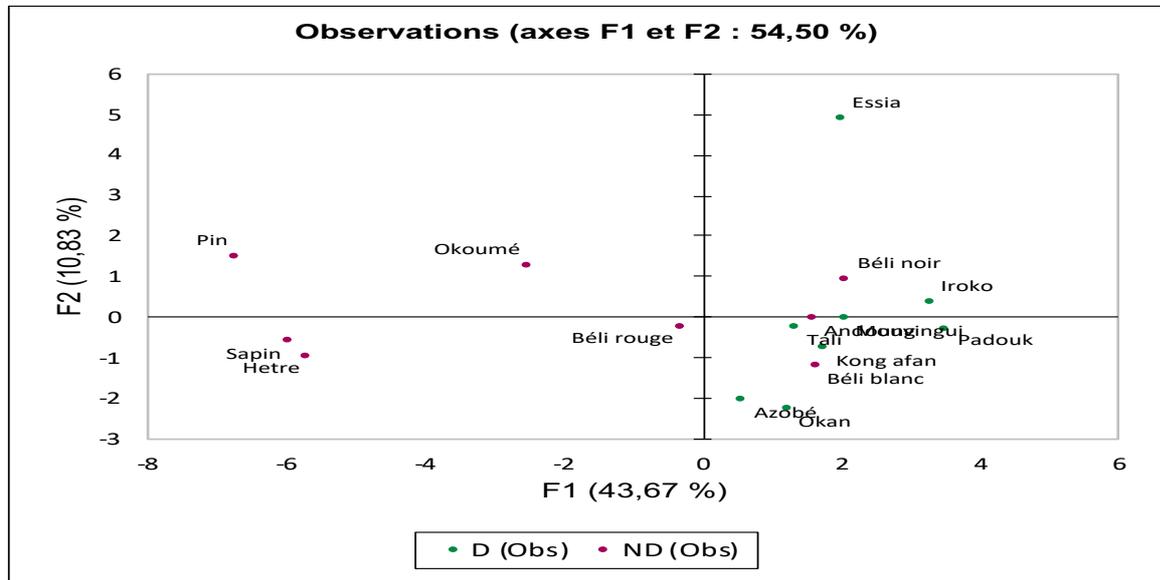
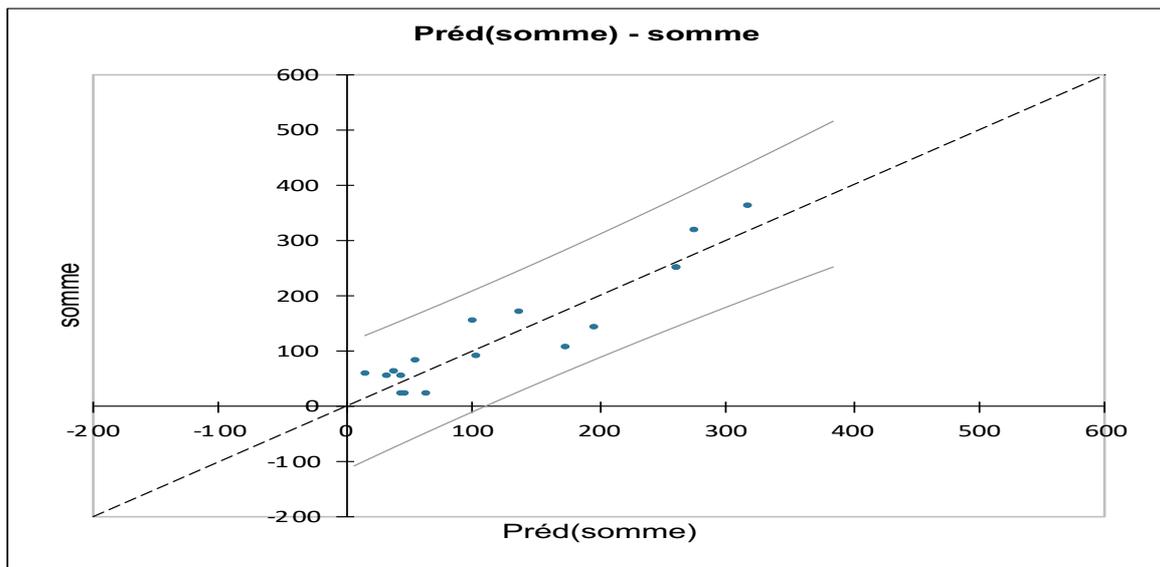


Figure 71 : ACP avec données GSTs.

Les résultats indiquent que les extractibles du pin, de l'okoumé, du sapin, du hêtre et du béli rouge présentent une faible affinité avec les GSTs. En revanche, l'okan, l'azobé, l'essia, l'andoungui, le padouk, le movingui, le tali et le kong afan affichent une forte affinité avec ces enzymes. Indépendamment de la durabilité des essences, les données révèlent l'existence d'une affinité spécifique entre elles.



**Figure 72** : prédiction de la durabilité naturelle du bois.

La corrélation révèle que 87% de la variabilité observée dans la perte de masse des éprouvettes de bois exposées aux champignons est attribuable à une combinaison de facteurs complexes. Parmi ces facteurs, la mouillabilité, le gain de masse (GM1), la densité, le rapport sucre/lignine et les GSTs émergent comme des paramètres cruciaux. Leur influence conjointe sur la dégradation du bois par les champignons souligne l'importance de comprendre les interactions subtiles entre ces variables pour développer des stratégies efficaces de préservation du bois et de lutte contre les dommages causés par les champignons.

## **Conclusion générale et perspectives**

## Conclusion générale

Les objectifs de cette thèse étaient de caractériser les composés extractibles du bois de *Petersianthus macrocarpus* et *Letestua durissima* afin de mieux comprendre leur durabilité naturelle. De plus, cette étude visait à offrir de nouvelles perspectives de valorisation et à développer une approche multicritère pour approfondir la compréhension de cette durabilité.

Il ressort que l'analyse de la teneur en substances extractibles montre que l'écorce de *Letestua durissima* contient des quantités plus élevées que l'aubier et le bois de cœur, tandis que pour *Petersianthus macrocarpus*, les extraits d'écorce présentent les concentrations les plus élevées, suivis du duramen et de l'aubier. La teneur totale en matières extractibles de l'écorce, obtenue avec différents solvants, peut atteindre jusqu'à 37% chez *Letestua durissima* et 20% chez *Petersianthus macrocarpus*.

Les analyses phytochimiques montrent la présence de flavonoïdes, de polyphénols et de saponines dans les extraits des différents compartiments du bois obtenus avec des solvants polaires tels que l'acétone, le toluène/éthanol et l'eau, tandis que des terpènes et des terpénoïdes ont été détectés dans des solvants moins polaires comme le dichlorométhane. Les alcaloïdes ont été détectés dans tous les extraits.

La teneur totale en polyphénols, tanins condensés et flavonoïdes est en accord avec les quantités élevées de composés détectés dans les extraits d'écorce et de bois de cœur obtenus en utilisant des solvants polaires tels que l'acétone, le toluène/éthanol et l'eau.

L'analyse GC-MS des différents extraits de *Petersianthus macrocarpus* et *Letestua durissima* a montré que les extraits d'écorce au dichlorométhane et à l'acétone contenaient de grandes quantités de terpènes et de terpénoïdes, avec des dérivés de  $\beta$ -amyrine et d' $\alpha$ -amyrine comme composants principaux. La présence de polyphénols et d'acides phénoliques a été détectée dans les extraits d'écorce et de bois de cœur obtenus avec des solvants de polarité plus élevée.

L'analyse LC-MS des différents extractibles obtenus à partir des écorces, aubier et duramen de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus* révèle une grande diversité de fragments de masse pouvant suggérer des molécules déjà connues dans la littérature. Les extraits de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus* pourraient contenir des composés tels :

l'acide ellagique, l'acide syringique, l'acide caféique L'acide protocatéchuique, l'acide férulique la catéchine et dimère de catéchine.... Certains de ces composés ont été détectés par l'analyse GC-MS sur les mêmes extraits. D'autres analyses devraient être faites pour mettre en évidence leurs structures.

Les résultats de cytotoxicité ont montré une diminution significative du nombre de cellules avec les extraits hydro/éthanoliques des écorces de *Petersianthus macrocarpus*, dosés à des concentrations de 10  $\mu\text{g.mL}^{-1}$ , 5  $\mu\text{g.mL}^{-1}$  et 1  $\mu\text{g.mL}^{-1}$ . Contrairement aux extraits hydro/éthanoliques l'écorce de *Letestua durissima* qui présentent une légère cytotoxicité pour les trois concentrations.

Les mesures des activités antioxydantes à utilisant des méthodes à l'ABTS<sup>+</sup> ou DPPH ont indiqué que les extraits de bois de cœur et d'écorce à l'acétone ou au toluène/éthanol avaient les valeurs IC50 les plus élevées. La comparaison avec les activités antioxydantes de la catéchine ou du BHT a montré que l'extrait de bois de cœur toluène/éthanol présentait des activités antioxydantes plus ou moins similaires à celles de ces deux composés de référence, suggérant une valorisation potentielle en tant qu'antioxydant. Les relations structure-activité attribuent les propriétés antioxydantes de ces extraits aux quantités élevées de composés polyphénoliques contenus dans les extraits de bois de cœur et d'écorce.

L'activité anti-termite évaluée sur des termites du genre Isoptera a révélé un effet dose, les extraits utilisés à des doses de 50/50 étant plus efficace que ceux utilisés à des doses de 25/75.

L'activité antibactérienne des extraits d'écorce de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus* contre *Escherichia coli* a montré que les extraits aqueux, acétone et toluène/éthanol de *Letestua durissima* et les extraits au toluène/éthanol et acétone de *Petersianthus macrocarpus* présentaient les meilleures activités antibactériennes. Les extraits aqueux et au dichlorométhane de *Petersianthus macrocarpus* et les extraits au dichlorométhane de *Letestua durissima* ont montré des activités bactéricides moins importantes contre cette même bactérie.

Les essais de dégradation sur les éprouvettes de bois ont montré des faibles pertes de masse pour les blocs de bois exposés aux champignons de pourriture brune et blanche. L'extraction

préalable des éprouvettes de bois exposées aux champignons a révélé la vulnérabilité de *Petersianthus macrocarpus* aux champignons, contrairement à *Letestua durissima* qui a conservé sa durabilité. Les essais d'inhibition de la croissance des champignons par les extraits de *Petersianthus macrocarpus* et de *Letestua durissima* montrent toutefois des activités plus ou moins importantes de certains extraits. Cette activité a été confirmée par le test de durabilité conférée par les extraits, où des variations significatives de perte de masse ont été observées sur des échantillons d'aubier de pin sylvestre et de hêtre imprégnés d'extraits d'écorce de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus* à des concentrations de 10% et 5%, offrant ainsi des perspectives intéressantes pour la préservation du bois.

L'étude exhaustive de différentes propriétés sur la durabilité naturelle du bois a démontré que les essences de bois tropicales se distinguaient par leurs caractéristiques physico-chimiques uniques, telles que des niveaux élevés en extractibles, dont en polyphénols, des propriétés antioxydantes prononcées, des densités élevées et une stabilité dimensionnelle remarquable. Ces caractéristiques confèrent aux bois tropicaux une résistance accrue agents de dégradations biotiques et abiotiques, tels que l'humidité et les attaques fongiques, les rendant particulièrement adaptés pour des applications extérieures et des structures soumises à des conditions climatiques extrêmes. Les bois tempérés présentent également des propriétés intéressantes en termes de durabilité, bien que généralement moins prononcées que celles des bois tropicaux. Cependant, leur disponibilité dans des régions plus tempérées et leur adaptabilité à diverses conditions climatiques en font des choix populaires pour de nombreuses applications.

Les bois tempérés présentent par ailleurs des propriétés intéressantes en termes de durabilité, bien que généralement moins prononcées que celles des bois tropicaux. Toutefois, leur disponibilité dans des régions plus tempérées et leur adaptabilité à diverses conditions climatiques en font des choix populaires pour de nombreuses applications.

Les résultats ont souligné l'importance de certains paramètres, tels que la mouillabilité, la densité, le rapport sucre/lignine et les GSTs, dans la prédiction de la résistance du bois aux attaques fongiques. Cette corrélation robuste offre des outils prédictifs précieux pour évaluer la durabilité potentielle des différentes essences de bois, permettant ainsi une sélection plus éclairée des matériaux dans des contextes spécifiques.

Ces conclusions fournissent des bases solides pour des pratiques de gestion forestière durable et une utilisation efficace des ressources ligneuses dans un contexte mondial en constante évolution, tout en soulignant l'importance de prendre en compte les caractéristiques spécifiques des essences de bois dans la prise de décision.

## Perspectives

- Caractériser par Maldi-tof-MS, RMN pour mettre en évidence la structure des composés chimiques des extractibles *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus*.
- Isoler les composés et évaluer les activités antifongiques, antioxydantes, antimicrobiennes et anti-termites pour connaître les composés responsables de ces activités.
- Chercher des collaborations avec des industries cosmétiques, agroalimentaire et pharmaceutiques pour valoriser les extraits actifs.
- Faire des tests anti-termites sur les blocs de bois de *Letestua durissima* et de *Petersianthus macrocarpus*.
- Etendre l'étude sur les paramètres prédisant la durabilité naturelle du bois en élargissant la liste des essences.
- Enfin poursuivre les mêmes études sur d'autres essences secondaires gabonaise pour diversifier l'exploitation forestière et enrichir la littérature sur les essences tropicales.

## **Références bibliographiques**

## Références bibliographiques

- Adler E., (1977).** Lignin chemistry past, present and future. *Wood Science and Technology*, vol. 11, no 3, 169-218 p.
- Aguilar MM., Duret X., Ghislain T., Minh DP., Nzihou A. et Lavoie JM., (2020).** Un procédé simple de production d'additifs pour carburants à partir de biomasse lignocellulosique résiduelle. *Carburant*, 264, 116702.
- Akinjogunla OJ., Yah CS., Eghafona NO. et Ogbemudia FO., (2010).** Antibacterial activity of leave extracts of *Nymphaea lotus* (*Nymphaeaceae*) on Methicillin resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) and Vancomycin resistant *Staphylococcus aureus* (VRSA) iso-lated from clinical samples. *Annals Of Biological Research*, 1, 174–184.
- Alabdul Magid A., (2005).** Étude chimique de deux Caryocar de Guyane et d'un Guioa de Nouvelle Calédonie (Doctoral dissertation, Reims).
- Andréa LBD., Santana Cláudia A., Maranhão Jefferson C., Santos Franklin M., Cunha Gonçalo M., Conceição Lothar W. et Bieber Márcia S., (2010).** Nascimento, Antitermitic activity of extractives from three Brazilian hardwoods against *Nasutitermes corniger*, *International Biodeterioration & Biodegradation*, Volume 64, Issue 1, <https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2009.07.009>.
- Anokwuru C., Sigidi M., Zininga T., Tshisikhawe M., Shonhai A., Ramaite I., Traoré A. et Potgieter N., (2009).** Phenolic contents, antioxidant activity and spectroscopic characteristics of *Pterocarpus angolensis* DC. stem bark fractions. *Indian Journal of Traditional Knowledge*, 16, 400–406.
- Almeida G., (2006).** Influence de la structure du bois sur ses propriétés physico-mécaniques à des teneurs en humidité élevées.
- Askun T., Tumen G., Satil F. et Ates M., (2009).** Activité in vitro d'extraits méthanoliques de plantes utilisées comme épices contre *Mycobacterium tuberculosis* et d'autres bactéries. *Chimie alimentaire*, 116 (1), 289-294.
- Arima H., Ashida H. et Danno G., (2002).** Rutin-enhanced Antibacterial Activities of Flavonoids against *Bacillus cereus* and *Salmonella enteritidis*. *Bioscience, Biotechnology, and Biochemistry*, 66, 1009–1014.

**Awad AB., Toczek J. et Fink CS., (2004).** Les phytostérols diminuent la libération de prostaglandines dans les macrophages P388D1/MAB en culture. Prostaglandines, leucotriènes et acides gras essentiels, 70 (6), 511-520.

**Ayres MP., Clausen TP., MacLean Jr SF., Redman AM. et Reichardt PB., (1997).** Diversité de structure et activité antiherbivore dans des tanins condensés. *Écologie*, 78 (6), 1696-1712.

**Bacovsky D., Ludwiczek N., Ognissanto M. et Wörgetter M., (2013).** État des installations de démonstration de biocarburants avancés. Un rapport à la tâche 39 de l'AIE sur les bioénergies.

**Badiaga M., (2011).** Etude ethnobotanique, phytochimique et activités biologiques de *Nauclea latifolia* Smith, une plante médicinale africaine récoltée au Mali (Doctoral dissertation, Université Blaise Pascal-Clermont-Ferrand II).

**Benahmed-Djilali A., Chemoul T., Kal S., Nabiev M. et Besombes C., (2017).** Propriétés d'une pommade antibactérienne formulée à base de saponines extraites des feuilles de noyer. *Phytothérapie*, 16, 1-9.

**Bentabet Lasгаа N., (2015).** Étude phytochimique et évaluation des activités biologiques de deux plantes *Fredoliaaretioides* et *echiumvulgare* de l'ouest algérien (Doctoral dissertation, Thèse de Doctorat, Université Abou Bekr Belkaid, Tlemcen).

**Bolmont D. et Fouchard M., (2010).** Le guide du bois et ses dérivés : l'arbre et la forêt, les propriétés, le séchage, la préservation. AFNOR éd.

**Bopenga CSAB., (2020).** Valorisations potentielles des substances extractibles et étude de la composition chimique en relation avec la durabilité naturelle du noisetier du Gabon, *Coula edulis* Baill. Ph.D. Thesis, Université de Lorraine, Nancy, France.

**Bopenga Bopenga CSA., Meyo Degboevi H., Candelier K., Edou Engonga P., Dumarcay S., Thévenon MF., Gérardin Charbonnier C. et Gérardin P., (2021).** Characterization of Extracts from the Bark of the Gabon Hazel Tree (*Coula edulis* Baill) for Antioxidant, Antifungal and Anti-Termite Products. *Journal of Renewable Materials*, 1, 17–33.

**Boutefaha Z., (2024).** Activités antioxydantes et protectrices des polyphénols de l'extrait de *Teucrium polium*. <http://dspace.univ-setif.dz:8888/jspui/handle/123456789/4267>

**Boué SM. et Raina AK., (2003).** Effects of plant flavonoids on fecundity, survival and feeding of the Formosan subterranean termite. *Journal of Chemical Ecology*, 29, 2575-2584.

**Bouyahya A., Abrini J., Bakri Y. et Dakka N., (2017).** Screening phytochimique et évaluation de l'activité antioxydante et antibactérienne des extraits d'*Origanum compactum*. *Phytothérapie*, 15(6), 379–383. <https://doi.org/10.1007/s10298-017-1101-8>

**Brennan M., Fritsch C., Cosgun S., Dumarcay S., Colin F. et Gérardin P., (2020).** Yield and compositions of bark phenolic extractives from three commercially significant softwoods show intra- and inter-specific variation. *Plant Physiology and Biochemistry*, 155, 346–356.

**Brocco VF., Paes JB., Gonçalves da Costa L., Brazolin S. et Chaves Arantes MD., (2017).** Potential of teak heartwood extracts as a natural wood preservative. *Journal of Cleaner Production*, 142, 2093e2099.

**Busser C., (2007).** Baies, fruits et pseudo-fruits toxiques utilisés en médecine populaire ou en phytothérapie. *Phytothérapie*, 5(1), 31-36.

**Burlacu E., Nisca A. et Tanase CA., (2020).** comprehensive review of phytochemistry and biological activities of *Quercus* species. *Forests*, 11, 0904.

**Cailliez F., Gril J. et Thibaut B., (2002).** Le bois, éco matériau par excellence. *La Jaune et la Rouge*, 578.

**Caulier G., Van Dyck S., Gerbaux P., Eeckhaut I. et Flammang P., (2011).** Étude sur la diversité des saponines parmi les holothuries de la famille des holothuroïdes (Holothuriidae).

**Ćetković GS., Čanadanović-Brunet JM., Djilas SM., Tumbas VT., Markov SL. et Cvetković DD., (2007).** Potentiel antioxydant, inhibition de la peroxydation lipidique et activités antimicrobiennes de *Satureja montana L. subsp. extraits de kitaibelii*. *Journal international des sciences moléculaires*, 8 (10), 1013-1027.

**Chamorro S., Viveros A., Alvarez I., Vega E. et Brenes A., (2012).** Changes in polyphenol and polysaccharide content of grape seed extract and grape pomace after enzymatic treatment. *Food Chemistry*, 133, 308–314.

**Chang ST., Wang SY., Wu CL., Su YC. et Kuo YH., (1999).** Antifungal compounds in the ethyl acetate soluble fraction of the extractives of *Taiwania* (*Taiwania cryptomerioides* Hayata) heartwood. 487-490.

**Chen K., Ohmura W., Doi S. et Aoyama M., (2004).** Termite feeding deterrent from Japanese larch wood. *Bioresource Technology*, 95(2), 129-134.

**Cheumani YAM., (2009).** Study of the microstructure of wood/cement composites by proton NMR relaxometry. Thesis from the University of Bordeaux 1 (France). 171 p.

**Chiaroni J. et Roubinet F., (2011).** Système de groupes sanguins érythrocytaires. In : Les analyses immunohématologiques et leurs applications cliniques. John Libbey Eurotext, 24 : 324p.

**CIRAD, (2008).** Fiche n0137. [www.Cirad.org](http://www.Cirad.org)

**Cushnie TPT. et Lamb AJ., (2011).** Recent advances in understanding the antibacterial properties of flavonoïds. *International Journal of Antimicrobial Agents*, 1–9.

**Daas Amiour S., Alloui-Lombarkia O., Bouhdjila F., Ayachi A. et Hambaba L., (2014).** Étude de l'implication des composés phénoliques des extraits de trois variétés de datte dans son activité antibactérienne. *Phytothérapie*, 12(2), 135–142. <https://doi.org/10.1007/s10298-014-0843-9>

**Dedrie M., Jacquet N., Bombeck PL., Hébert J. et Richel A., (2015).** Oak barks as raw materials for the extraction of polyphenols for the chemical and pharmaceutical sectors: A regional case study. *Industrial Crops and Products*, 70, 316–321.

**Deroy A., (2015).** Évolution et adaptation des champignons saprophytes : les systèmes impliqués dans la dégradation du bois chez *Trametes versicolor* (Doctoral dissertation, Université de Lorraine).

**De Pooter HL., Van Acker MR. et Schamp NM., (1986).** Métabolisme des aldéhydes et qualité aromatique des pommes Golden Delicious conservées. *Phytochimie*, 26 (1), 89-92.

**Derriche A., Zerrouki FZ. et Zerrouki M., (2018).** Evaluation de l'effet antibactérien des composés phénoliques issus de *Curcuma longa L* (Doctoral dissertation, université ibn khaldoun-tiaret).

**Dibong SD., Ottou PBM., Vandi D., Ndjib RC., Tchamaha FM. et Mpondo EM., (2015).** Ethnobotanique des plantes médicinales anti hémorroïdaires des marchés et villages du Centre et du Littoral Cameroun. *Journal of Applied Biosciences*, 96, 9072-9093.

**Doloking H., Tahar N. et Ningsi S. (2022).** Flavonoids : A Review on Extraction, Identification, Quantification, and Antioxidant Activity. *Journal of Pharmaceutical Sciences*, 5(1).

**Dongmo F., Oben E., Momo N. et Mandob E., (2007).** Phytochemical constituents and antioxidant potential of some Cameroonian medicinal plants. *Pharmacologyonline*, 2, 436-452.

**Duret X., (2013).** Liquéfaction d'écorces en vue de leur valorisation pour le développement de nouveaux produits de traitement du bois. Laboratoire d'Etudes et de Recherche sur le matériau Bois, Campus Fibres, France, 1-15 p.

**Dzubak P., Hajduch M., Vydra D., Hustova A., Kvasnica M., Biedermann D., Markova L., Urba M. et Sarek J., (2006).** Pharmacological activities of natural triterpenoids and their therapeutic implications. *Natural Product Reports*, 23, 394–411.

**Eklund PC., Långvik OK., Wärnå JP., Salmi TO., Willför SM. et Sjöholm RE., (2005).** Chemical studies on antioxidant mechanisms and free radical scavenging properties of lignans. *Organic & Biomolecular Chemistry*, 3, 3336–3347.

**Ella Nkogo L-F., Bopenga CSAB., Ngohang FE., Mengome LE., Angone et Edou Engonga P., (2022).** Etude de l'efficacité phytochimique et anti-termites des extraits d'écorces de *Guibourtia tessmanii* (nuisibles) J. Léonard (Kévazingo) du Gabon. *Journal de la science et de la technologie coréenne du bois*, 50 (2), 113-125.

**Ella Nkogo LF., Mikala Mouendou MS., Dumarçay S., Edou Engonga P. et Gérardin P., (2024).** Étude phytochimique, caractérisation FTIR et GC-MS et évaluation de l'activité antioxydante des extraits de *Letestua durissima*. *Forêts*, 15 (3), 429.

**Emergent PSG., (2012).** Vision 2025 et orientations stratégiques 2011-2016. Déclinaison en Programmes et Actions du Projet de Société.

**Enayati AA., Ranson H. et Hemingway J., (2005).** Insect glutathione transferases and insecticide resistance. *Insect Molecular Biology*. Vol. 14, n° 1, pp. 3-8.

**Estrada A., Katselis GS., Laarveld B. et Barl B., (2000).** Isolation and evaluation of immunological adjuvant activities of saponins from *Polygala senega L.* *Comparative immunology, microbiology and infectious diseases*, 23(1), 27-43.

**Eyi Obame AP., (2017).** Niveau de Valorisation des Déchets D'exploitation Forestière: Identification et Estimation des Rebuts de Bois Dans l'AAC 2014 de la SEEF à Nzamaligue. Master's Thesis, Ecole Nationale des Eaux et Forêts, Libreville, Gabon. *Forests*, 15, 429 15 of 16.

**Falleh H., Hafsi C., Mohsni I. et Ksouri R., (2021).** Évaluation de différents procédés d'extraction des composés phénoliques d'une plante médicinale : *Verbena officinalis*. *Biologie Aujourd'hui*, 215(3–4), 133–142. <https://doi.org/10.1051/jbio/2021009>

**Faye EO., Gueye R., Diop A., Faye IW., Dieye PI., Tirera H. et Diop YM., (2022).** Caractérisation phytochimique et étude de l'activité antimicrobienne d'extraits de feuilles de trois plantes de la flore sénégalaise : *Detarium senegalense*, *Detarium microcarpum* et *Piliostigma reticulatum*. *International Journal of Biological and Chemical Sciences*, 16(1), 286–299.

**Fengel D. et Wegener G., (1984).** *Wood Chemistry, Ultrastructure, Reactions*; Walter de Gruyter: Berlin, Germany; New York, NY, USA, pp. 27–65.

**Fiot J., Sanon S., Azas N., Mahiou V., Jansen O., Angenot L. et Ollivier E., (2006).** Etude phytochimique et pharmacologique des racines et feuilles de *Guiera senegalensis* JF Gmel (Combretaceae). *Journal d'ethnopharmacologie*, 106 (2), 173–178.

**Fouquet D., Zaremski A. et Louppe D., (2009).** *Les termites dans le monde*. Quae éditions.

**Gérard J., Guibal D., Paradis S. et Cerre JC., (2016).** *Atlas des Bois Tropicaux, Caractéristiques Technologiques et Utilisations*; Quae Editions:Versailles, France, pp. 221–223.

**Gérardin P., Hentges D., Gérardin P., Vinchelin P., Dumarçay S., Audoin C. et Gérardin-Charbonnier C., (2023).** Knotwood and branchwood polyphenolic extractives of silver fir, spruce and douglas fir and their antioxidant, antifungal and antibacterial properties. *Molecules*, 28, 6391.

**Ghedadba N., Hambaba L., Ayachi A., Aberkane MC., Bousselsela H. et Oueld-Mokhtar SM., (2015).** Polyphénols totaux, activités antioxydante et antimicrobienne des extraits des feuilles de *Marrubium deserti* de Noé. *Phytothérapie*, 13(2), 118–129. <https://doi.org/10.1007/s10298-015-0944-4>

**González-Muñoz B., Garrido-Vargas F., Pavez C., Osorio F., Chen J., Bordeu E. et Brossard N., (2022).** Astringence du vin : bien plus que de simples interactions tanins-protéines. *Journal de la science de l'alimentation et de l'agriculture*, 102 (5), 1771-1781.

**Goldstein I. et Dreher W., (1960).** Solutions d'imprégnation stables à l'alcool furfurylique. *Chimie industrielle et technique*, 52 (1), 57-58.

**Halifa R., (2021).** Métabolisme des flavan-3-ols par le microbiote intestinal humain : mise en évidence d'espèces bactériennes et de gènes impliqués dans la fonction [Phd thesis, Université Clermont Auvergne]. <https://theses.hal.science/tel-04213492>

**Haluk JP. et Jodin P., (1994).** Composition chimique du bois. *Le bois : matériau d'ingénierie*, Editions AR BO. LOR.

**Hamid E., Moncef B., Assia B., Hind T. et Rachid B., (2018).** Screening phytochimique d'une plante médicinale: *Mentha spicata L.* *Am. J. Innov. Research and Applied Sciences*, 7, 226–233.

**Harborne JB. et Williams CA., (2000).** Advances in Flavonoid Research. *Phytochemistry*, 55, 481–504.

**Harborne JB. et Grayer RJ., (1988).** Les flavonoïdes. *Recherche avancée en science* pp. 1-20.

**Hentges DJ., (2022).** Caractérisation de la composition chimique du bois par pyrolyse flash couplée à la GC/MS : application à l'étude de la variabilité naturelle et aux modifications résultant de différents traitements (Doctoral dissertation, Université de Lorraine).

**Herald T.J., Gadgil P. et Tilley M., (2012).** High-throughput micro plate assays for screening flavonoid content and DPPH-scavenging activity in sorghum bran and flour: High-throughput microplate assays for screening sorghum. *Journal of the Science of Food and Agriculture*. Vol. 92, n° 11, pp. 2326-2331.

**Hervé V., (2014).** Interactions bactério-fongiques dans la pourriture du bois : des propriétés physicochimiques du bois à la diversité taxonomique et fonctionnelle des communautés bactériennes associées à *Phanerochaete chrysosporium* (Thèse de doctorat, Université de Lorraine).

**Hill C., (2006).** Wood Modifications : Chemical., Thermal., and Other Processes. John Wiley & Sons.

**Hillis WE., (1997).** Wood properties and uses. In Black Wattle and Its Utilisation; Brown, A.G., Ho, C.K., Editions; RIRDC Publication: Canberra Australia, pp. 89–93.

**Hnatyszyn O., Juaracz S., Ourina A., Martino V., Zacchino S. et Ferraro G., (2007).** Pharmaceutical Biology formerly International Journal Pharmacognosy, 45(5): 404- 406(3).

**Hooper L. et Aedin C., (2006).** A Review of the Health Care Potential of Bioactive Compounds. Journal of the Science of Food and Agriculture, 86, 1805–1813.

**Houghton P. et Raman A., (1998).** Laboratory Handbook for the Fractionation of Natural Extracts; Springer: New York, NY, USA.

**Huang Z., Hashadi K., Makino R., Kawamura F., Kuniyoshi S., Ryuichiro K. et Ohara S., (2009).** Evaluation of biological activities of extracts from 22 African tropical wood. Journal Wood Sciences, 55, 225–229.

**Isman MB. et Machial CM., (2006).** Pesticides based on plant essential oils: From traditional practice to commercialization. In Naturally Occurring Bioactive Compounds; Rai, M., Carpinella, M.C., Editions; Elsevier: Amsterdam, The Netherlands, pp. 29–44.

**ITC., (2019).** List of import markets for wood products from Gabon.

**Itoandon EE., Olatope SOA. et Shobowale OO., (2012).** Preliminary phytochemical analysis and antimicrobial properties of crude extract of *Combretodendron macrocarpum* stem bark. Nigerian Food Journal, 30(2), 51-56.

**Jamaludin Malik J., Santoso A., Mulyana Y. et Ozarska B., (2016).** Characterization of Merbau Extractives as a Potential Wood-Impregnating Material. BioResources, 11, 7737–7753.

**Bossu J., Beauchêne J., Estevez Y., Duplais C. et Bruno Clair, (2016).** PLOS ONE. New insights on wood dimensional stability influenced by secondary metabolites: the case of a fast-growing tropical species *Bagassa guianensis* Aubl.

**Jullien Delphine, (2017).** Le bois, un matériau hygrosopique. In Monumental Musées et monuments historiques. Editions du Patrimoine. <https://hal.science/hal-01769478>.

**Kawamura F., Ramle S., Sulaiman O., Hashim R. et Ohara S., (2011).** Antioxidant and antifungal activities of extracts from 15 selected hardwood species of Malaysian timber. *European Journal of Wood and Wood Products*, 69, 207–221.

**Khanna VG. et Kannabiran K., (2008).** Antimicrobial activity of saponin fractions of leaves of *Gymnema sylvestre* and *Eclipta prostrate*. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 24(11) : 2737- 2740. DOI: 10.1007/s11274-008-9758-7.

**Kocaefe D., Poncsak S., Dore G. et Younsi R., (2008).** Effect of heat treatment on the wettability of white ash and soft maple by water. *Holz als Roh- und Werkstoff*. Vol. 66, 355-361.

**Koné D., Badou OJ., Bomisso EL., Camara B. et Ake S., (2009).** Activités in vitro de différents fongicides sur la croissance chez *mycosphaerella fijiensis var. difformis* stover et dickson, *cladosporium musae morelet* et *deightonella torulosa* (Syd.) ellis, parasites isolés de la phyllosphère des bananiers en Côte-d'Ivoire. *Comptes Rendus. Biologies*, 332(5), 448-455.

**Kouadio Kouassi B., Kablan Ahmont LC., Ahoua Angora RC., Konan Dibi J., Oussou Kouamé R., Attioua Koffi B. et Dongui Bini K., (2024).** Phytochemical screening, determination of total polyphenols and flavonoids, and evaluation of the antibacterial activity of leaves of *Turraea heterophylla Smith* (Meliaceae). *International Journal of Innovation and Applied Studies*, from <https://ijias.issr-journals.org/>

**Lande S., Eikenes M. et Westin M., (2004).** Chimie et écotoxicologie du bois furfurylé. *Journal scandinave de recherche forestière*, 19 (sup5), 14-21.

**Lee SK., Lee HJ., Min HY., Park EJ., Lee KM., Ahn YH. et Pyee JH., (2005).** Antibacterial and antifungal activity of pinosylvin, a constituent of pine. *Fitoterapia*, 76(2), 258-260.

**Lee YS., Shin KH., Kim BK. et Lee S., (2004).** Anti-diabetic activities of fucosterol from *Pelvetia siliquosa*. *Archives of Pharmacal Research*, 27, 1120–1122.

**Lemoine C., (2004).** Les plantes toxiques. Editions Jean-Paul Gisserot.

**Lercker G. et Rodriguez-Estrada MT., (2000).** Oxydation du cholestérol : présence de 7-cétocholestérol dans différents produits alimentaires. *Journal de composition et d'analyse des aliments*, 13 (4), 625-631.

**Lim SH., Darah I. et Jain K., (2006).** Antimicrobial activities of tannins extracted from *Rhizophora apiculata* barks. *Journal of Tropical Forest Science*, 18(1): 59

**Macheix JJ., Fleuriet A. et Jay-Allemand C., (2005).** Les composés phénoliques des végétaux : un exemple de métabolites secondaires d'importance économique. PPUR presses polytechniques.

**Mantanis GI., (2017).** Chemical modification of wood by acetylation or furfurylation: A review of the present scaled-up technologies. *Bio Resources*, 12(2), 4478-4489.

**Maldas DC. et Kamdem DP., (1999).** Mouillabilité du pin du sud extrait. *Revue des produits forestiers*, 49.

**Marefat Seyedlar R., Imani M. et Mirabedini SM., (2016).** Curing of poly (furfuryl alcohol) resin catalyzed by a homologous series of dicarboxylic acid catalysts: Kinetics and pot life. *Journal of Applied Polymer Science*, 133(43).

**Martínez-Sotres C., López-Albarrán P., Cruz-de-León J., García-Moreno T., Rutiaga Quiñones GJ., Vázquez-Marrufo G., Tamariz-Mascarúa J. et Herrera-Bucio R., (2012).** Medicarpin, an antifungal compound identified in hexane extract of *Dalbergia congestiora* Pittier heartwood. *International Biodeterioration and Biodegradation*, 69: 38-40.

**Massiot G., Xiang-Fei C., Lavaud C., Le Men-Olivier L., Delaude C., Viari A., et Duval J., (1992).** Saponines de l'écorce de tige de *Petersianthus macrocarpus*. *Phytochimie*, 31 (10), 3571-3576.

**Mazet JF. et Nepveu G., (1991).** Relations entre caractéristiques de retrait et densité du bois chez le pin sylvestre, le sapin pectiné et l'épicéa commun. *Annales des sciences forestières*. Vol. 48, No. 1, pp. 87-100. EDP Sciences.

**Mburu F., Durmaçay S. et Gérardin P., (2007).** Evidence of fungicidal and termicidal properties of *Prunus africana* heartwood extractives. *Holzforschung*, 61:323-325.

**Medza M'Ella DL., Ép Mezui-Mbeng MA., N'Negue, Edou Engonga P., Mengome LE., Obiang Engone N. et Aboughe-Angone S., (2022).** Phytochemical study and anti-radical activity of extracts from the oil seeds of *Desbordesia glaucescens* (Engl.) Tiegh. From Gabon. *Journal of Medicinal Plants Research*, 16, 306–314.

**Mellouk A., (2007).** Extraction des composés volatils à partir du bois par détente instantanée contrôlée (DIC) : valorisation industrielle des extraits et des résidus solides. Thèse de l'Université de la Rochelle, spécialité : Génie des Procédés.

**Mengome LE., Feuya Tchouya GR., Eba François et Nsi-Emvo E., (2009).** Antiproliférative effect of alcoholic extracts of some Gabonese medicinal plants on human colonic cancer cells. *African Journal of Traditional Complementary and Alternative Medicines*, 6(2).

**Morel M., Meux E., Mathieu Y., Thuillier A., Chibani K., Harvengt L. et Gelhaye E., (2013).** Xenomic met en réseau la variabilité et les traits d'adaptation des champignons en décomposition du bois. *Biotechnologie microbienne*, 6 (3), 248-263.

**Mori M., Aoyama M., Doi S., Kanetoshi A. et Hayashi T., (1997).** Antifungal activity of bark extract of deciduous trees. *Holz als Roh und Werkstoff*, 55: 130-132.

**Morimoto M., Fukumoto H., Hiratani M., Chavasiri W. et Komai K., (2006).** Insect antifeedants, pterocarpan and pterocarpol, in heartwood of *Pterocarpus macrocarpus* Kruz. *Bioscience, biotechnology, and biochemistry*, 70(8), 1864-1868.

**Mounguengui WS., Saha Tchinda JB., Kor Ndikontar M., Dumarçay S., Attéké C., Perrin D., Gelhaye E. et Gérardin P., (2016).** Total phenolic and lignin contents, phytochemical screening, antioxidant and fungal inhibition properties of the heartwood extractives of ten Congo Basin tree species. *Annals of Forest Science*, 73, 287–296.

**Mounguengui WS., (2008).** Caractérisation HPLC de marqueurs permettant de prévoir l'évolution de certaines propriétés macroscopiques du Bois Lors de différents processus de dégradation. Ph.D. Thesis, Université Henri Poincaré, Nancy, France.

**Nordstierna L., Lande S., Westin M., Karlsson O. et Furó I., (2008).** Towards novel wood-based materials: Chemical bonds between lignin-like model molecules and poly (furfuryl alcohol) studied by NMR.

**Mitashi K., (2009).** Comparaison de la répartition des semis et des adultes de *Petersianthus macrocarpus* dans la réserve forestière de YOKO. (Ubundu, Province Orientale, RDC), DEA inédit FS/ UNIKIS 40 p, annexes.

**Murkies AL., Wilcox G. et Davis S., (1998).** Phytoestrogens. *Journal of Clinical Endocrinology & Metabolism*, 83, 297–303.

**Nebesarova I., (1996).** Etude d'un procédé de traitement pour l'association bois-polymère (Doctoral dissertation, Ecole Nationale Supérieure des Mines de Saint-Etienne).

**Neya B., Hakkou M., Pétrissans M. et Gérardin P., (2004).** On the durability of *Burkea africana* heartwood: evidence of biocidal and hydrophobic properties for durability. *Annals of Forest Science*, 6:277-282.

**Nze Nguema S., (2010).** Presentation of the forestry sector in gabon: report on the evolution of the implementation of government policy in the forests, fishing and aquaculture, protected areas and training sectors. <https://pdfslide.tips/documents/prsentation-du-secteur-forestier-au-gabon.html>.

**N'Guessan JD., Boni AR., Zirihi GN. et Djaman AJ., (2009).** Relation entre les activités antioxydantes et les teneurs en polyphénols de six plantes de la pharmacopée ivoirienne. Laboratoire Pharmacodynamie Biochimique, UFR Biosciences, Université de Cocody-Abidjan, Abidjan.

**N'Guessan BB., Dosso K., Gnangoran BN., Amoateng P., Asiedu-Gyekye IJ. et Yapo AP., (2015).** Antibacterial and antispasmodic activities of a dichloromethane fraction of an ethanol extract of stem bark of *Piliostigma reticulatum*. *Journal of Pharmacy and Bioallied Sciences*, 7(2), 128-135.

**N'Guessan R., Jellimann JM., Hascoët JM., Vieux R. et Tahar H., (2017).** Intérêt du liquide gastrique dans la décision d'antibiothérapie du nouveau-né prématuré suspect d'infection bactérienne précoce. *Archives de Pédiatrie*, 24(9), 811-816.

**Obame Engonga LC., (2009).** Etude phytochimique, activités antimicrobiennes et antioxydantes de quelques plantes aromatiques et médicinales africaines. Etude phytochimique, activités antimicrobiennes et antioxydantes de quelques plantes aromatiques et médicinales africaines.

**Oberdörster E., Clay MA., Cottam DM., Wilmot FA., McLachlan JA. et Milner MJ., (2001).** Les composés phytochimiques courants sont les agonistes et antagonistes des ecdystéroïdes : un lien évolutif possible entre les hormones stéroïdes vertébrés et invertébrés. *The Journal of Steroid biochemistry and moléculaire biologie*, 77 (4-5), 229-238.

**Okoko T. et Ere D., (2012).** Réduction des dommages aux érythrocytes induits par le peroxyde d'hydrogène grâce à l'extrait de feuille de *Carica papaya*. Journal Asie-Pacifique de biomédecine tropicale, 2 (6), 449-453.

**Ohmura W., Doi S., Aoyama M. et Ohara S., (2000).** Antifeedant activity of flavonoids and related compounds against the subterranean termite *Coptotermes formosanus Shiraki*. Journal of Wood Science, 46, 149-153.

**Oloyede OI., (2005).** Chemical profile of *unripe pulp* of *Carica papaya*. Pakistan journal of nutrition, 4(6), 379-381.

**Oroian M. et Escriche I., (2015).** Antioxydants : Caractérisation, sources naturelles, extraction et analyse. Recherche Alimentaire Internationale, 74 , 10-36.

**Perrot T., Schwartz M., Saiag F., Salzet G., Dumarçay S., Favier F., Gérardin P., Girardet J.-M., Sormani R., Morel-Rouhier M., Amusant N., Didierjean C. et Gelhaye E., (2018).** Fungal Glutathione Transferases as Tools to Explore the Chemical Diversity of Amazonian Wood Extractives. ACS Sustainable Chemistry & Engineering. Vol. 6, n° 10, pp. 13078-13085.

**Piccolella S., Fiorentino A., Pacifico S., D'Abrosca B., Uzzo P. et Monaco P., (2008).** Antioxidant properties of sour cherries (*Prunus cerasus* L.): Role of colorless phytochemicals from the methanolic extract of ripe fruits. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 56, 1928–1935.

**Pietta PG., (2000).** Flavonoids as antioxidants. Journal of natural products, 63(7), 1035-1042.

**Pizzi A., (2019).** Tannins: Prospectives and Actual Industrial Applications. Biomolecules, 9, 344.

**Pohjamo SP., Hemming JE., Willför SM., Reunanen MHT. et Holmbom BR., (2003).** Phenolic Extractives in *Salix Caprea* Wood and Knots. Phytochemistry, 63, 165–169.

**Prokof'eva NG., Chaikina EL., Kicha AA., et Ivanchina, NV., (2003).** Biological activities of steroid glycosides from starfish. Comparative Biochemistry and Physiology Part B : Biochemistry and Molecular Biology, 134(4), 695-701.

**Ragon M., Wirth T., Hollandt F., Lavenir R., Lecuit M., Le Monnier A. et Brisse S., (2008).** Une nouvelle perspective sur l'évolution de *Listeria monocytogenes*. Agents pathogènes PLoS, 4 (9), e1000146.

**Raponda-Walker A. et Sillans R., (1961).** Les plantes utiles du Gabon. Quarterly Journal of Crude Drug Research, 1(1), 27-27.

**Raven P., Ray FE. et Susan EE., (2000).** Biologie végétale. Editions De Boeck Université.

**Rosdiana NA., Dumarcay A., Gerardin C., Chapuis H., Medina FJS., Sari RK., Syafii W., Gelhaye E., Raharivelomanana P., Mohammed R. et Gerardin P., (2017).** Characterization of bark extractives of different industrial Indonesian wood species for potential valorization. Industrial Crops and Products, 108 :121–127. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop>.

**Rosdiana E., Kusumaningtyas VA., Sitorus AA., Raihan M., Firmansyah GA., Purbowati E. et Andini RI., (2023).** Développement d'un système de détection de formol sur les nouilles humides et la graisse des graines de *tengkawang* (*shorea* sp.) comme solution de conservation naturelle. Dans Journal of Physics : Conference Series. Vol. 2673, n°1, p. 012017. Publication IOP.

**Saha Tchinda JB., (2015).** Characterization and Valorization of Extractable Substances from Five Major Cameroonian Species in the Wood Industry: Ayous, Moabi, Movingui, Padouk and Tali. Ph.D. Thesis, Université de Lorraine, Nancy, France.

**Samseny RR., (2003).** Contribution à l'étude phytochimique d'une plante traditionnellement utilisée comme poison d'épreuve au Gabon : le *Strychnos Icaja* Baillon (Mbundu), Loganiaceae. Thèse Université de Bamako, Faculté de Médecine, de pharmacie et d'odonto-stomatologie, Mali.

**Sankara A., Ouédraogo JCW., Pignolet L., Thévenon MF. et Bonzi-Coulibaly Y., (2020).** Activité anti-termite de résidus d'hydrodistillation de trois plantes acclimatées au Burkina-Faso. GDR 3544 sciences du bois.

**Satyan RS., Aveek N., Eganathan P. et Parida A., (2010).** Comparative histochemical localization of secondary metabolites in seedraised and in vitro propagated plants of *Excoecaria agallocha* Linn. (*Euphorbiaceae*), the milky mangrove tree of historical significance. Biotechnic & histochemistry, 85, 285–293.

**Schaer DJ., Buehler PW., Alayash AI., Belcher JD. et Vercellotti GM., (2013).** Hémolyse et hémoglobine libre revisitée : exploration de l'hémoglobine et des piègeurs d'hémine en tant que nouvelle classe de protéines thérapeutiques. Sang, The Journal of the American Society of Hematology, 121 (8), 1276-1284.

- Scheikl M. et Dunky M., (1998).** Measurement of dynamic and static contact angles on wood for the determination of its surface tension and the penetration of liquids into the wood surface. Vol. 52 (1), pp. 89-94.
- Shupe TF., Hse CY. et Wang WH., (2001).** An investigation of selected factors that influence hardwood wettability. Vol. 55 (1), pp. 541-548.
- Schultz TP. et Nicholas DD., (2002).** Naturally durable heartwood: Evidence for a proposed dual defensive function of the extractives. *Phytochemistry*, 54, 47–52.
- Schultz TP., Harms WB., Fisher TH., McMurtrey KD., Minn J. et Nicholas DD., (1995).** Durabilité du bois de cœur des angiospermes : l'importance des extractifs.
- Shan B., Cai YZ., Brooks JD. et Corke H., (2007).** The in vitro antibacterial activity of dietary spice and medicinal herb extracts. *International Journal of food microbiology*, 117(1), 112-119.
- Shraim AM., Ahmed TA., Rahman MM. et Hijji YM., (2021).** Determination of total flavonoid content by aluminum chloride assay: A critical evaluation. *LWT - Food Science and Technology*, 150, 111932.
- Siemińska-Kuczer A., Monika SC. et Zdunek A., (2022).** Recent Advances in Interactions between Polyphenols and Plant Cell Wall Polysaccharides as Studied Using an Adsorption Technique. *Food Chemistry*, 373 : 131487. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2021.131487>.
- Sillero L., Prado R. et Labibi J., (2020).** Simultaneous microwave-ultrasound assisted extraction of bioactive compounds from bark. *Chemical Engineering and Processing*, 156, 108100.
- Silva CA., Monteiro MBB., Brazolin S., Lopez GAC., Richter A. et Braga MR., (2007).** Biodeterioration of brazilwood *Caesalpinia echinata Lam. (Leguminosae-Caesalpinioideae)* by rot fungi and termites. *International Biodeterioration and Biodegradation*, 60: 285-292.
- Silvestrini A., Pasqua G., Botta B., Monacelli B., Van der Heijden R. et Verpoorte R., (2002).** Effects of alkaloid precursor feeding on a *Camptotheca acuminata* cell line. *Plant Physiology and Biochemistry*, 40, 749–753.
- Simmonds MS., (2001).** Importance des flavonoïdes dans les interactions insectes-plantes : alimentation et ponte. *Phytochimie*, 56 (3), 245-252.

**Sirmah P., Dumarçay S. et Gérardin P., (2009).** Effect of Unusual amount of (-)-mesquitol of from the heartwood of *Prosopis juliflora*. *Natural Product Research* 23, 183–189.

**Smith-Kielland I., Dornish JM., Malterud KE., Hvistendahl G., Rømning C., Bøckmann OC. et Nordal A., (1996).** Cytotoxic triterpenoids from the leaves of *Euphorbia pulcherrima*. *Planta medica*, 62(04), 322-325.

**Stevanovic T. et Perrin D., (2009).** Chimie du bois, Presses polytechniques et universitaires romandes. *CH-1015, Lausanne*, 198-201.

**St-Onge S., (2020).** Le sang intra-péricardique et sa contribution à la fibrillation auriculaire post-opératoire en chirurgie cardiaque : une cible potentielle pour la prophylaxie ?

**Suter R., (1948).** Action des « produits mouillants » sur la coloration des parasites sanguicoles (Note préliminaire). *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*, 23(3-4), 220-221.

**Suwalsky M., Orellana P., Avello M. et Villena F., (2007).** Effet protecteur d'*Ugni molinae Turcz* contre les dommages oxydatifs des érythrocytes humains. *Toxicologie alimentaire et chimique*, 45 (1), 130-135.

**Swain T. et Bate-Smith EC., (1962).** In *Comparative Biochemistry*, Vol. III A.M. Florkin et H.S Mason editeurs Academic Press, New York.

**Tchouya GRF., Souza A., Tchouankeu JC., Yala JF., Boukandou M., Foundikou H. et Lebibi J., (2015).** Ethnopharmacological surveys and pharmacological studies of plants used in traditional medicine in the treatment of HIV/AIDS opportunistic diseases in Gabon. *Journal of ethnopharmacology*, 162, 306-316.

**Thiebaud-Roux S., (1995).** Valorisation chimique de composés lignocellulosiques : obtention de nouveaux matériaux (Doctoral dissertation).

**Thévenon MF., Roussel C. et Haluk JP., (2001).** Possible durability transfer from durable to non durable wood species : the study case of teak wood. IRG.

**Treml J. et Šmejkal K., (2016).** Flavonoids as potent scavengers of hydroxyl radicals, comprehensive reviews. *Food Science and Food Safety*, 15, 720–738.

**Vek V., Šmidovnik T., Humar M., Poljanšek I. et Oven P., (2023).** Comparison of the Content of Extractives in the Bark of the Trunk and the Bark of the Branches of Silver Fir (*Abies alba* Mill.). *Molecules*, 28, 225.

**Vek V., Keržič E., Poljanšek I., Eklund P., Humar M. et Oven P., (2021).** Wood Extractives of Silver Fir and Their Antioxidant and Antifungal Properties. *Molecules*, 26, 6412.

**Venäläinen M., Harju AM., Saranpää P., Kainulainen P., Tiitta M. et Velling P., (2004).** The concentration of phenolics in brown-rot decay resistant and susceptible Scots pine heartwood. *Wood Science and Technology*, 38, 109-118.

**Verma M., Sharma S. et Prasad R., (2009).** Biological alternative for termite control: A review. *International Biodeterioration and Biodegradation*, 63, 959–972.

**Walinder MEP. et Johansson I., (2001).** Measurement of wood wettability by the wilhelmy method. Part1. Contamination of Probe liquids by extractives. *Holzforschung*. Vol. 55, pp. 21-32.

**Whelihan MF. et Mann KG. (2013).** Le rôle de la membrane des globules rouges dans la génération de thrombine. *Recherche sur la thrombose*, 131 (5), 377-382.

**Wootton-Beard PC., Aisling M. et Ryan L., (2011).** Stability of the total antioxidant capacity and total polyphenol content of 23 commercially available vegetable juices before and after in vitro digestion measured by FRAP, DPPH, ABTS and Folin–Ciocalteu methods. *Food Research International*, 44, 217–224.

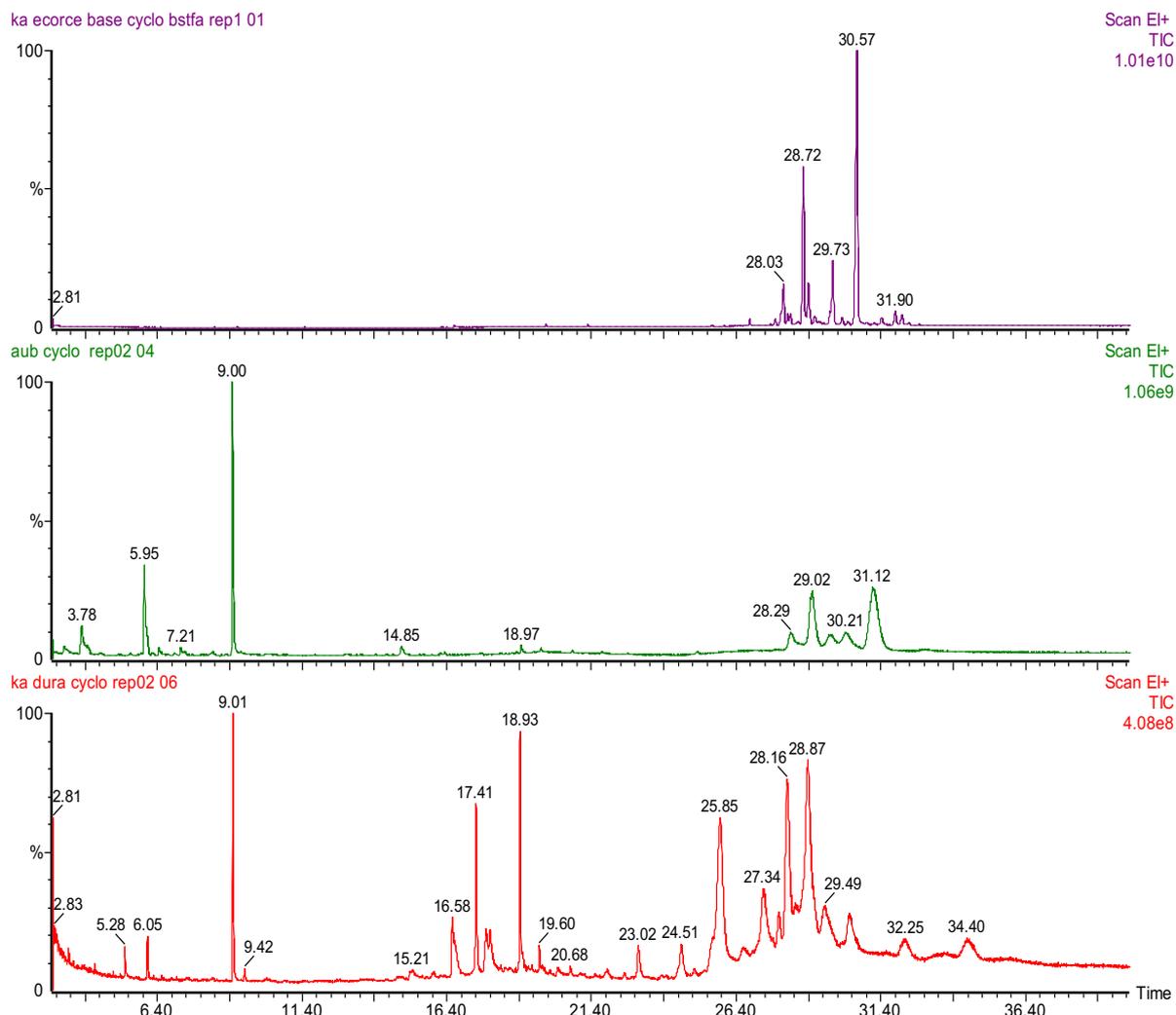
**Woyengo TA., Ramprasath VR. et Jones PJH., (2009).** Effets anticancéreux des phytostérols. *Journal européen de nutrition clinique*, 63 (7), 813-820.

**Yam MF., Ang LF., Ameer OZ., Salman IM., Aziz HA. et Asmawi MZ., (2009).** Anti-inflammatory and analgesic effects of *Elephantopus tomentosus* ethanolic extract. *Journal of acupuncture and meridian studies*, 2(4), 280-287.

**Yehye WA., Rahman NA., Ariffin A., Abd Hamid SB., Alhadi AA., Kadir FA. et Yaeghoobi M., (2015).** Comprendre la chimie derrière les activités antioxydantes du butylhydroxytoluène. *Revue européenne de chimie médicinale*, 101, 295-312.

**Zandecki M., Raeymaekers P., Janssens J., Tack J. et Berghe PV., (2006).** The effect of nitric oxide donors on nitric oxide synthase-expressing myenteric neurones in culture 1. *Neurogastroenterology&Motility*, 18(4),307-315.

## **Annexes**



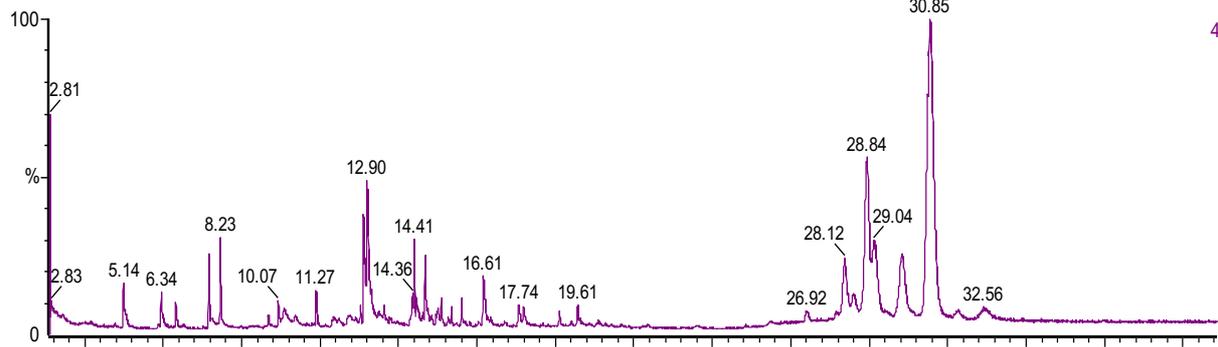
**Annexe 1 : Spectre GC-MS des extraits aux cyclohexane de *Letestua durissima***

20220120

, 21-Jan-2022 + 07:43:59

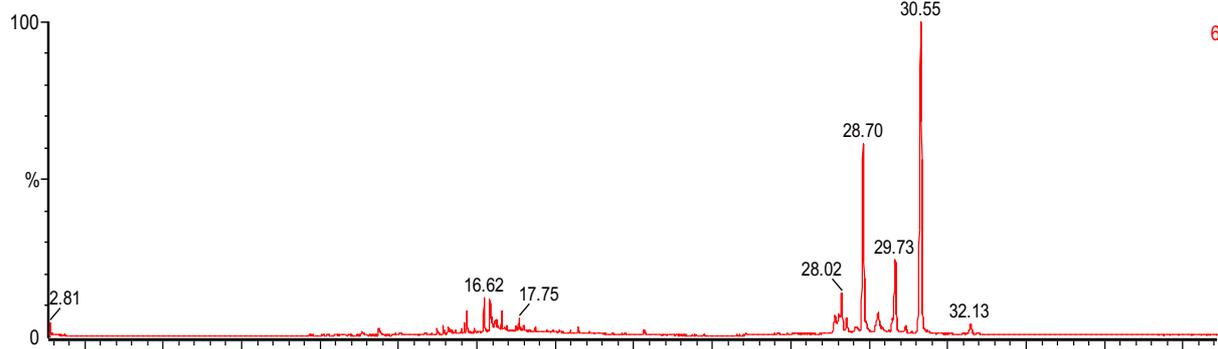
ka ecor dichlo rep02 05

Scan EI+  
TIC  
4.48e8



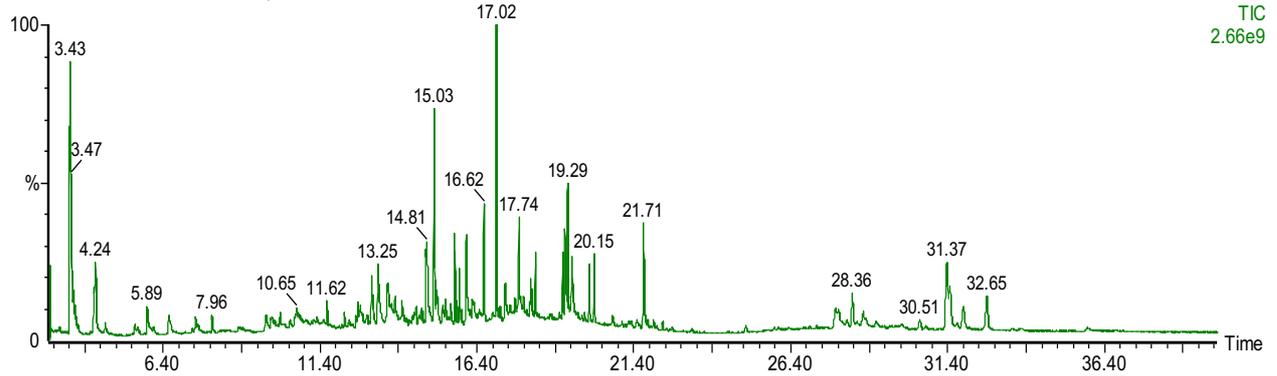
ka aubier base dichlorom rep1 01

Scan EI+  
TIC  
6.54e9



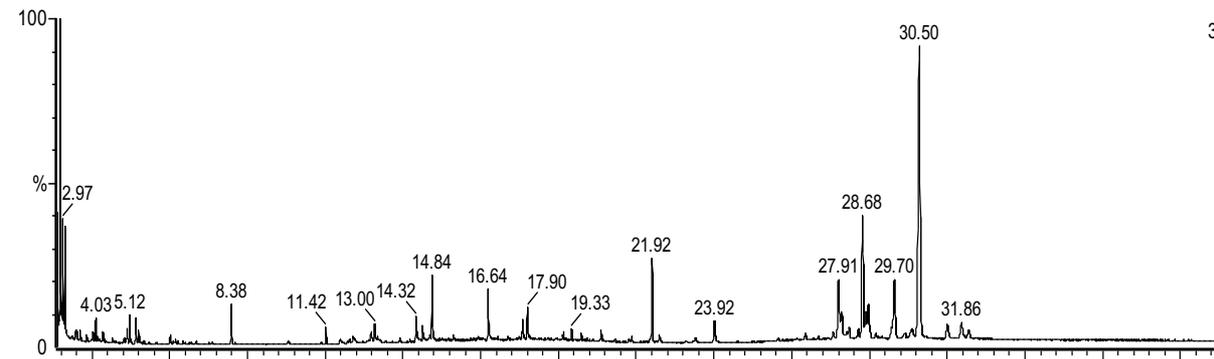
ka duramen ex base dichlorom rep1 01

Scan EI+  
TIC  
2.66e9

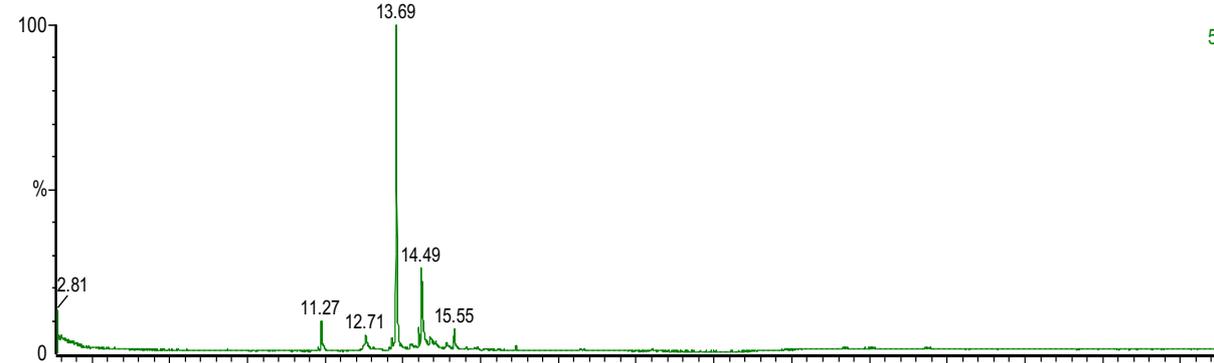


Annexe 2 : Spectre GC-MS des extraits aux dichlorométhane de *Letestua durissima*.

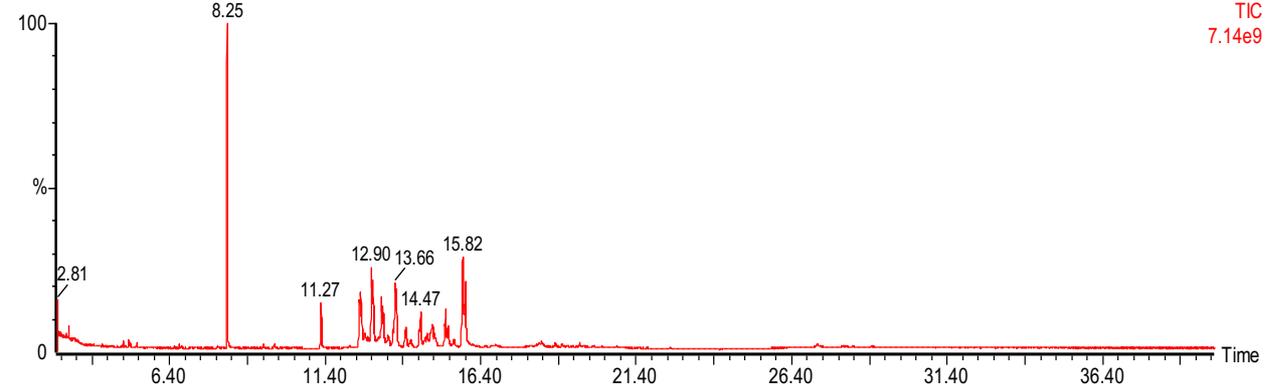
KA Ecorce Haut Acetone rep1 01

Scan EI+  
TIC  
3.86e9

ka aubier acetone rep02 011

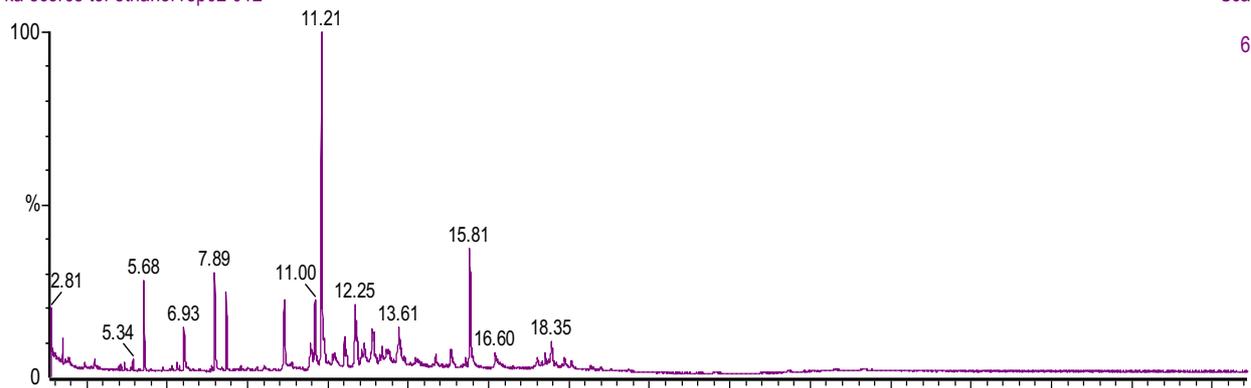
Scan EI+  
TIC  
5.39e9

ka duramen acetone rep02 012

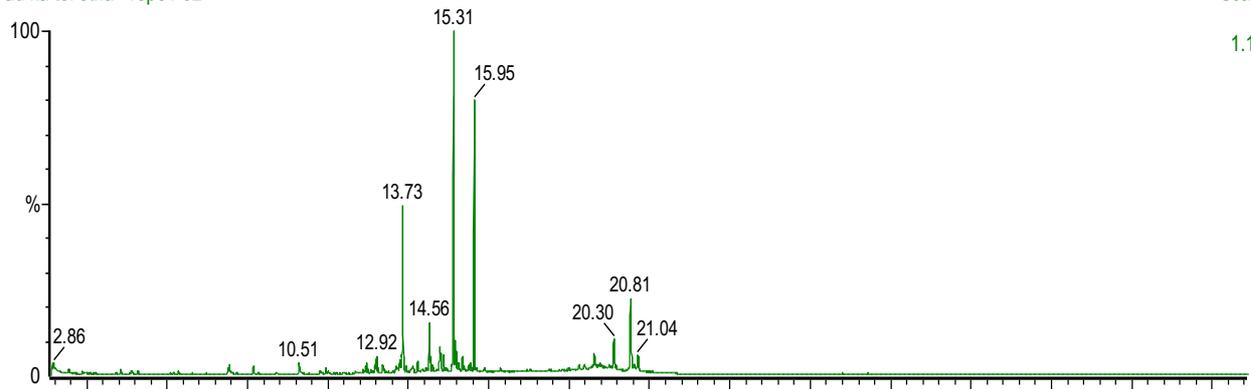
Scan EI+  
TIC  
7.14e9

**Annexe 3 : Spectre GC-MS des extraits acétone de *Letestua durissima*.**

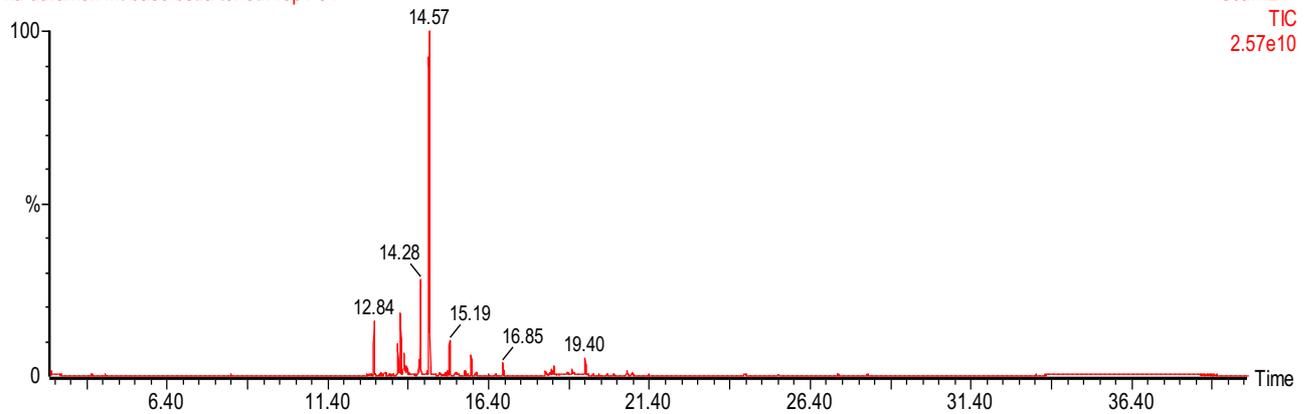
ka ecorce tol-ethanol rep02 012

Scan EI+  
TIC  
6.33e9

au ka tol etha rep01 02

Scan EI+  
TIC  
1.16e10

ka duramen int base bstfa tol-eth rep1 01

Scan EI+  
TIC  
2.57e10

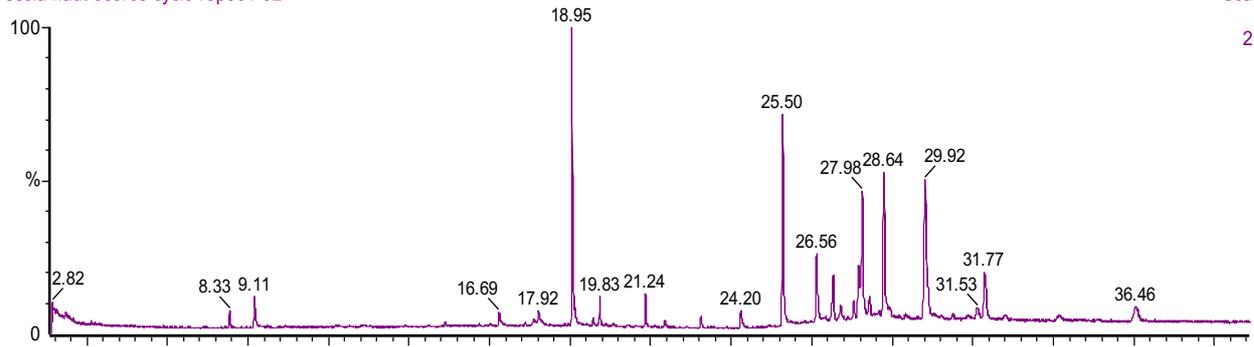
Annexe 4 : Spectre GC-MS des extraits aux toluène/éthanol de *Letestua durissima*.

20222405

, 26-May-2022 + 13:59:34

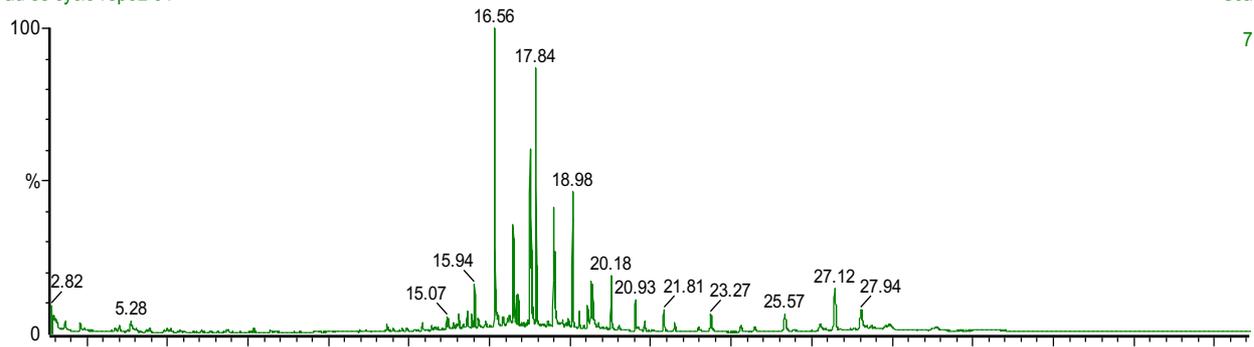
essia haut ecorce cyclo rep001 02

Scan EI+  
TIC  
2.75e9



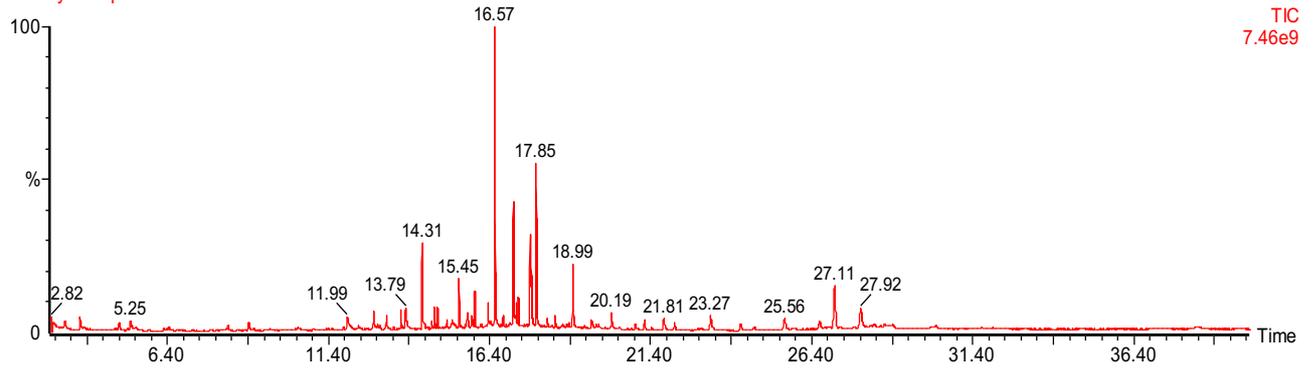
au es cyclo rep02 01

Scan EI+  
TIC  
7.97e9



di es cyclo rep02 01

Scan EI+  
TIC  
7.46e9



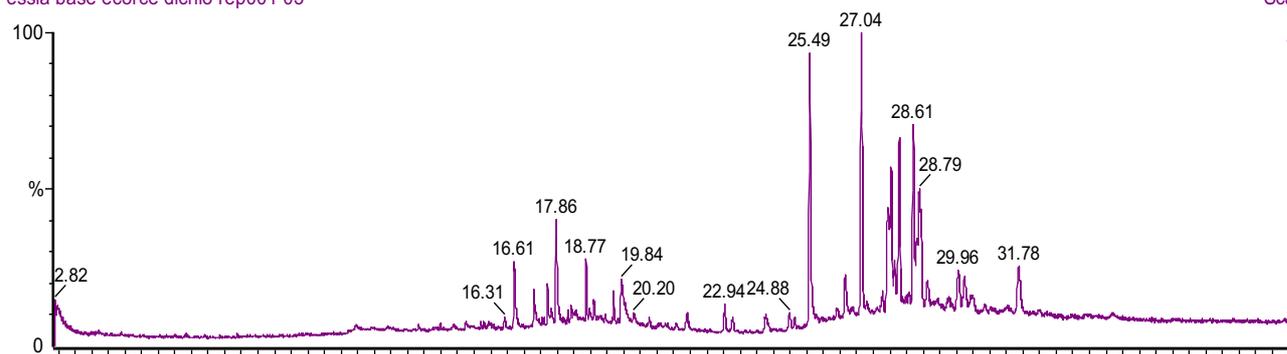
Annexe 5 : Spectre GC-MS des extraits aux cyclohexane de *Petersianthus macrocarpus*.

20222405

, 28-May-2022 + 10:54:15

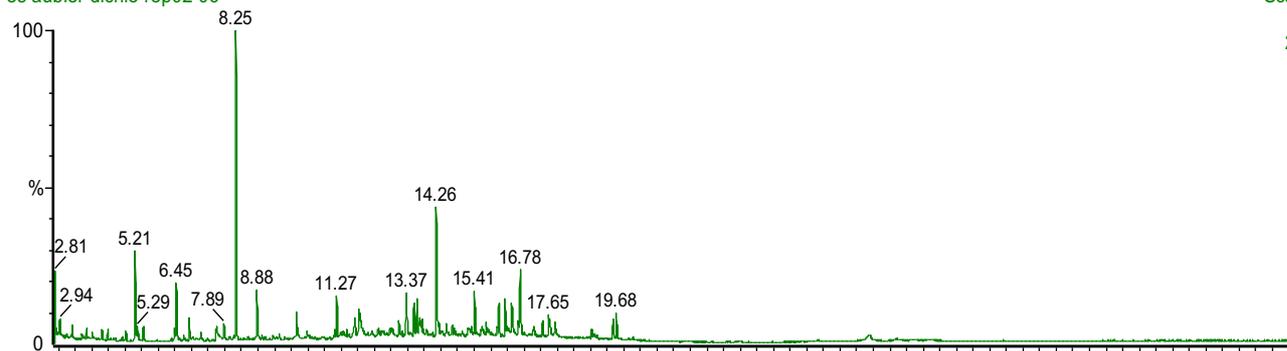
essia base ecorce dichlo rep001 03

Scan EI+  
TIC  
1.87e9



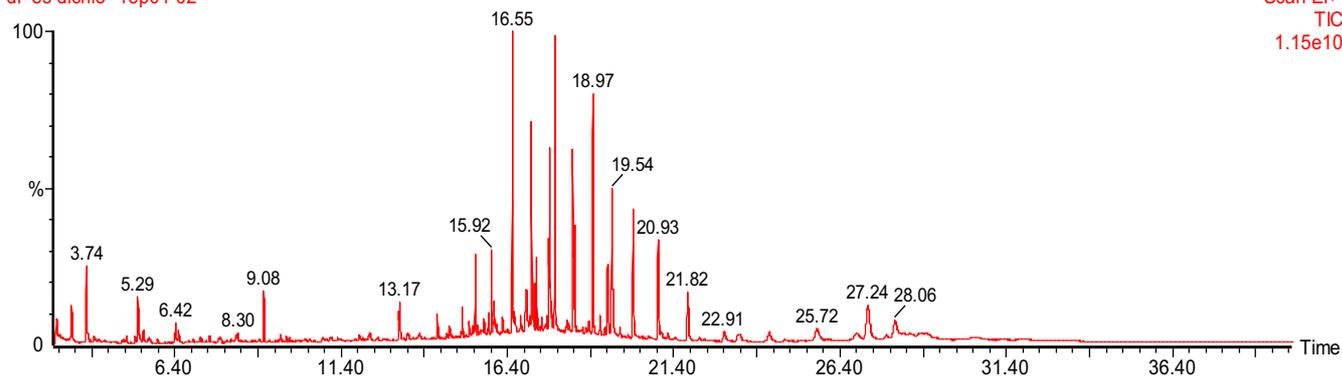
es aubier dichlo rep02 06

Scan EI+  
TIC  
2.84e9



di es dichlo rep01 02

Scan EI+  
TIC  
1.15e10



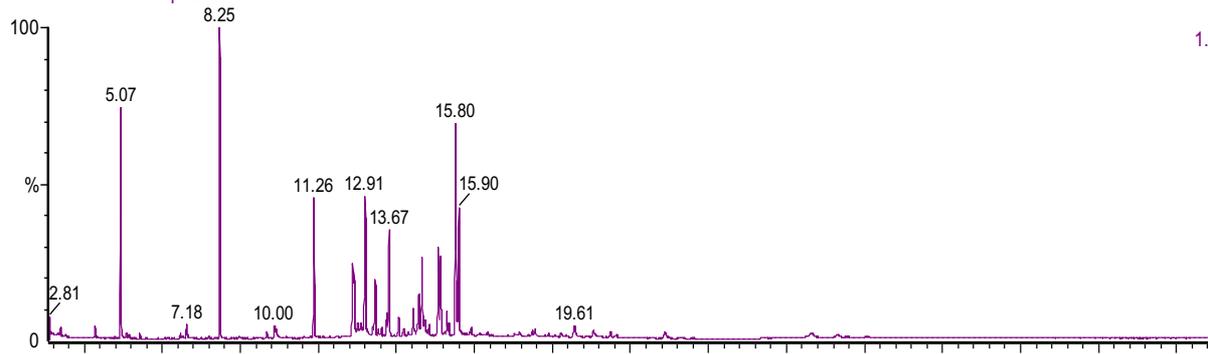
Annexe 6 : Spectre GC-MS des extraits aux dichlorométhane de *Petersianthus macrocarpus*.

20231127

, 27-Nov-2023 + 17:36:25

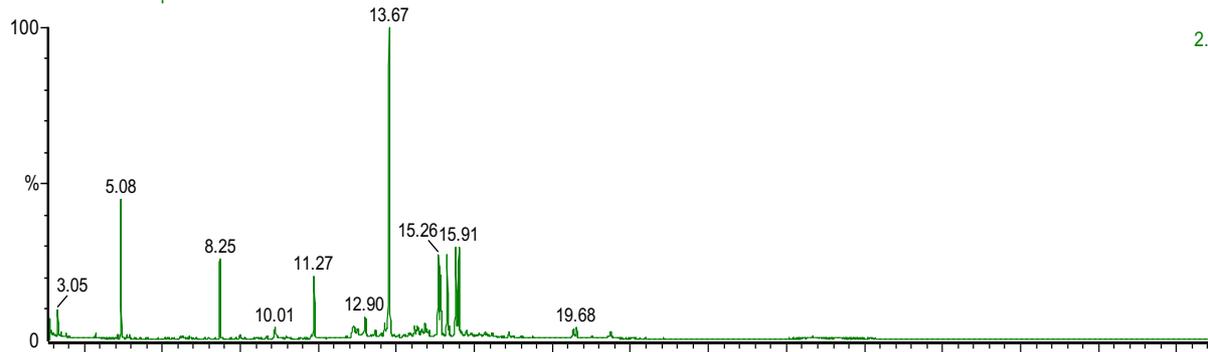
es ecorce acetone rep02 09

Scan EI+  
TIC  
1.87e10



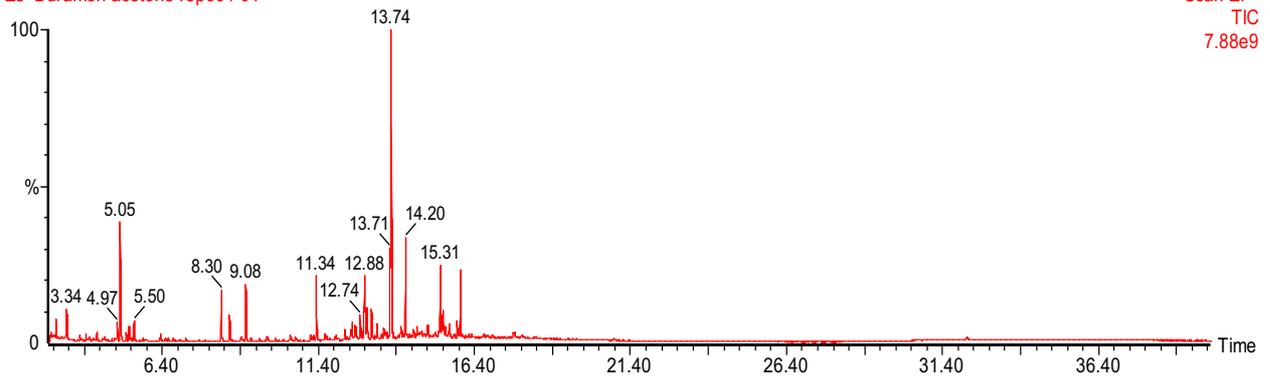
es aubie acetone rep02 09

Scan EI+  
TIC  
2.06e10



Es Duramen acetone rep001 01

Scan EI+  
TIC  
7.88e9



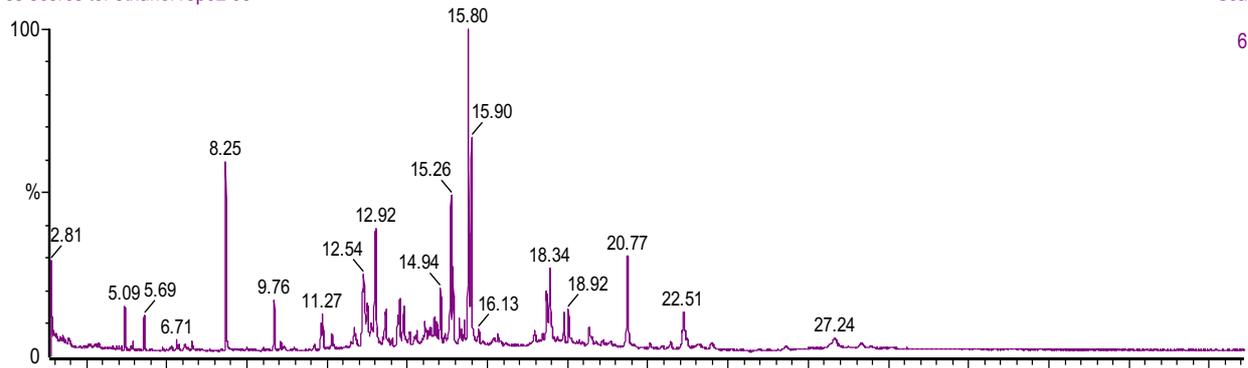
**Annexe 7 : Spectre GC-MS des extraits acétone de *Petersianthus macrocarpus*.**

20231127

, 27-Nov-2023 + 19:52:18

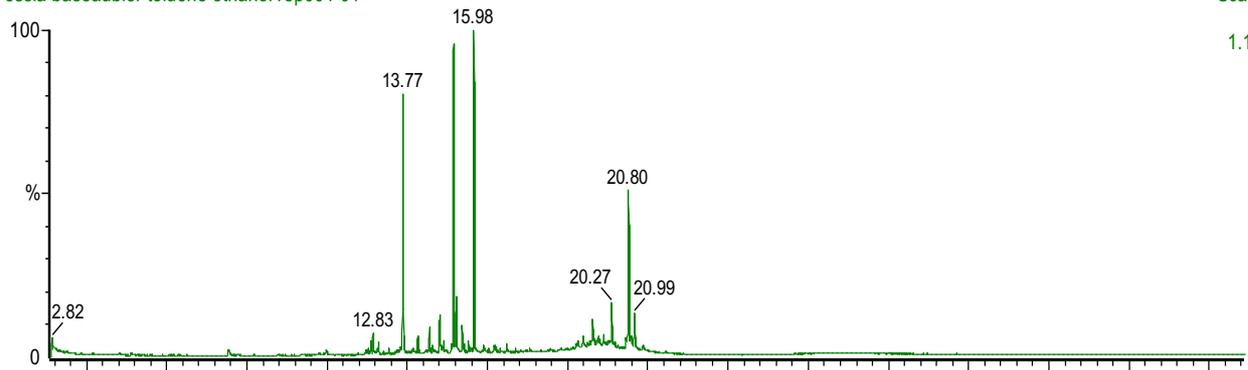
es ecorce tol-ethanol rep02 09

Scan EI+  
TIC  
6.27e9



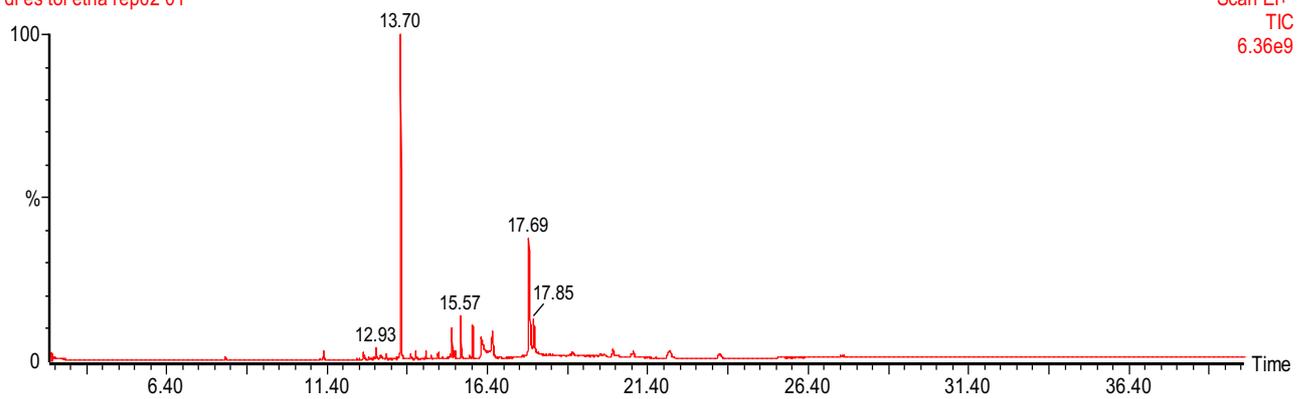
essia baseaubier toluene ethanol rep001 01

Scan EI+  
TIC  
1.10e10

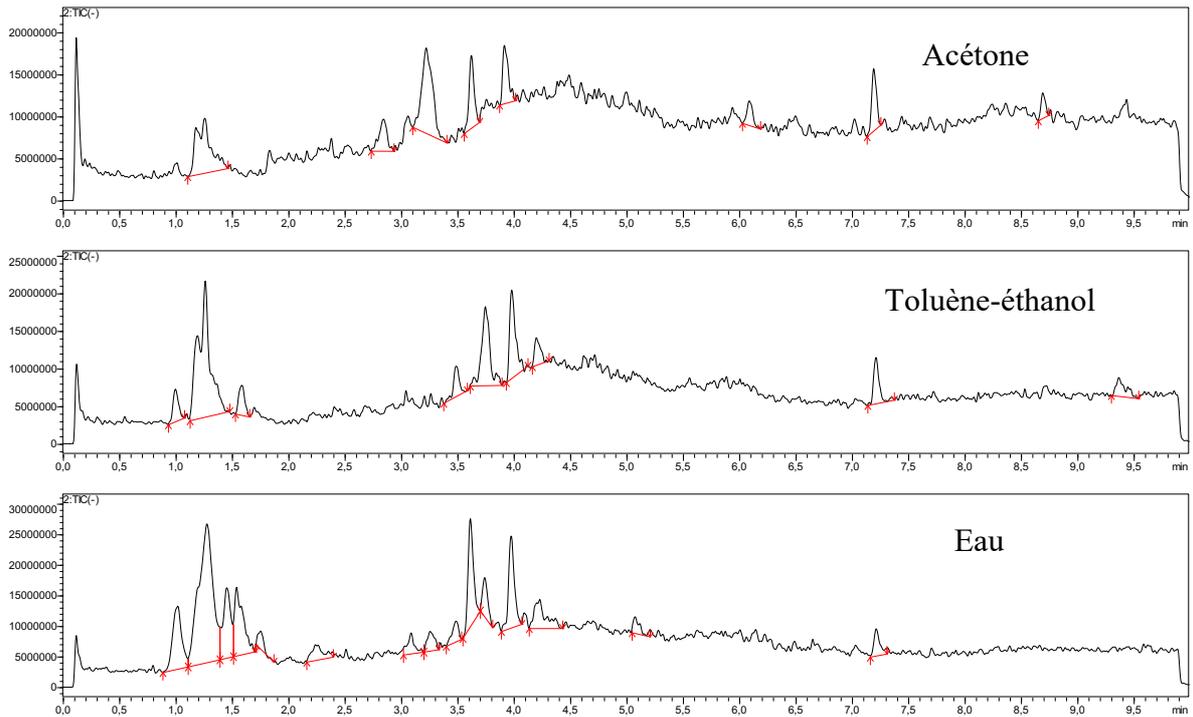


di es tol etha rep02 01

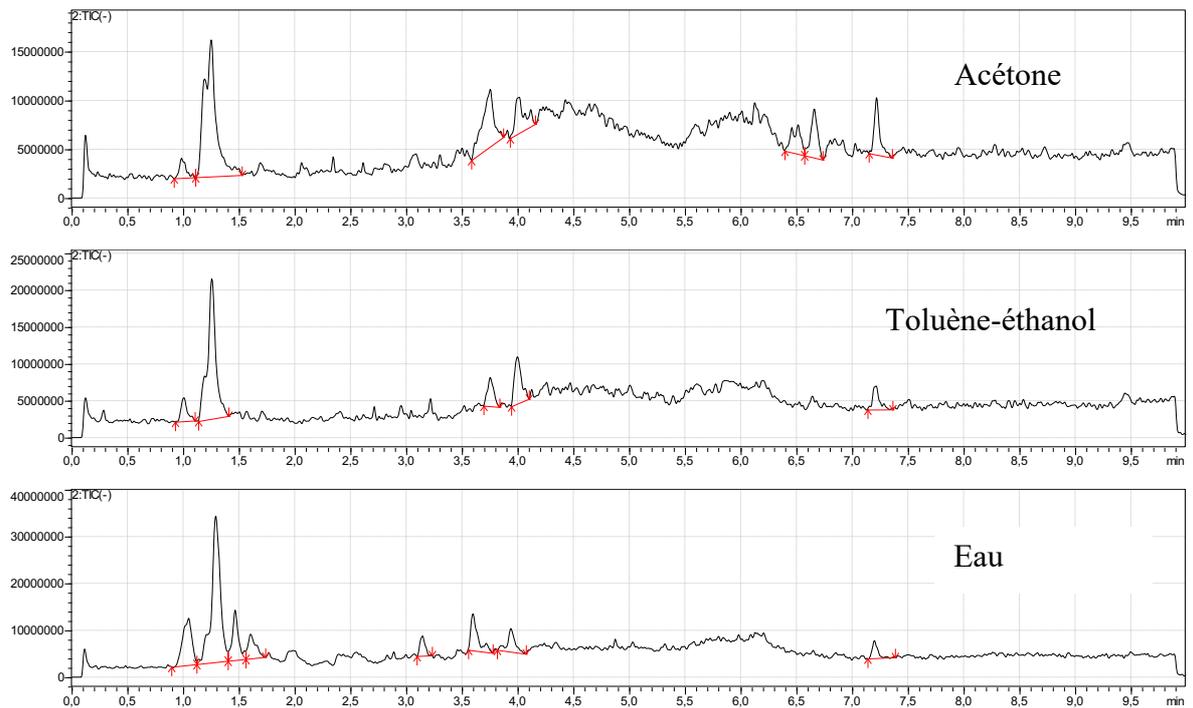
Scan EI+  
TIC  
6.36e9



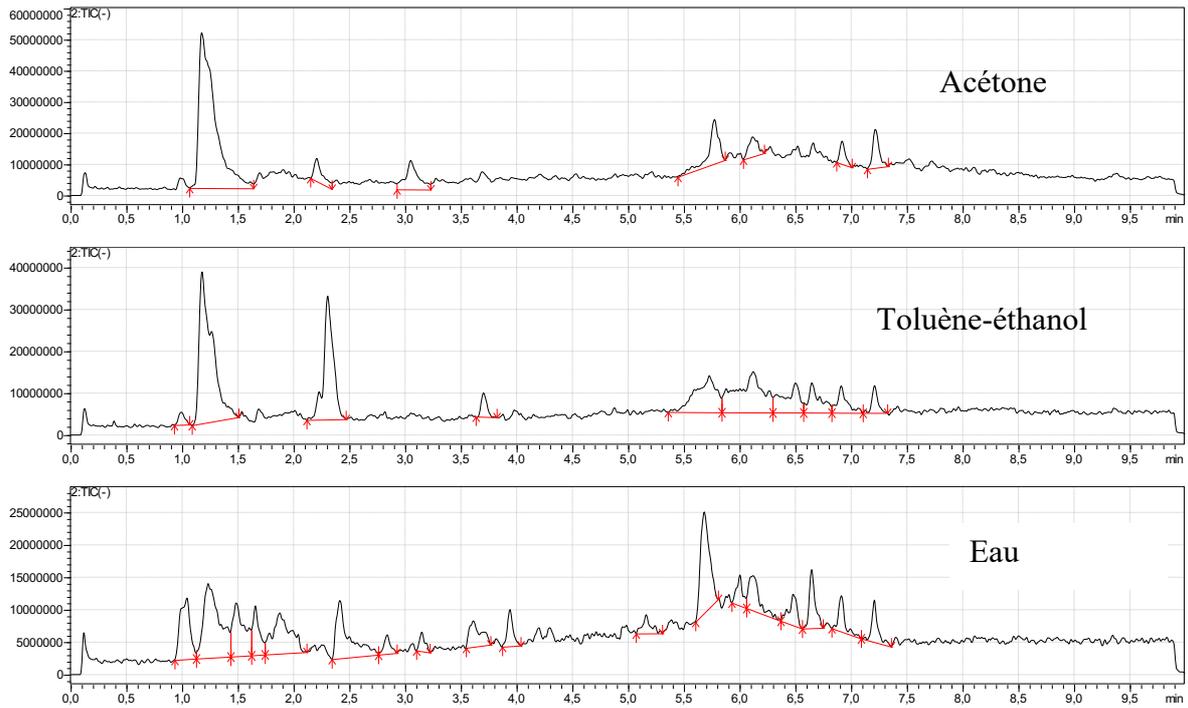
**Annexe 8 :** Spectre GC-MS des extraits aux toluène/éthanol de *Petersianthus macrocarpus*.



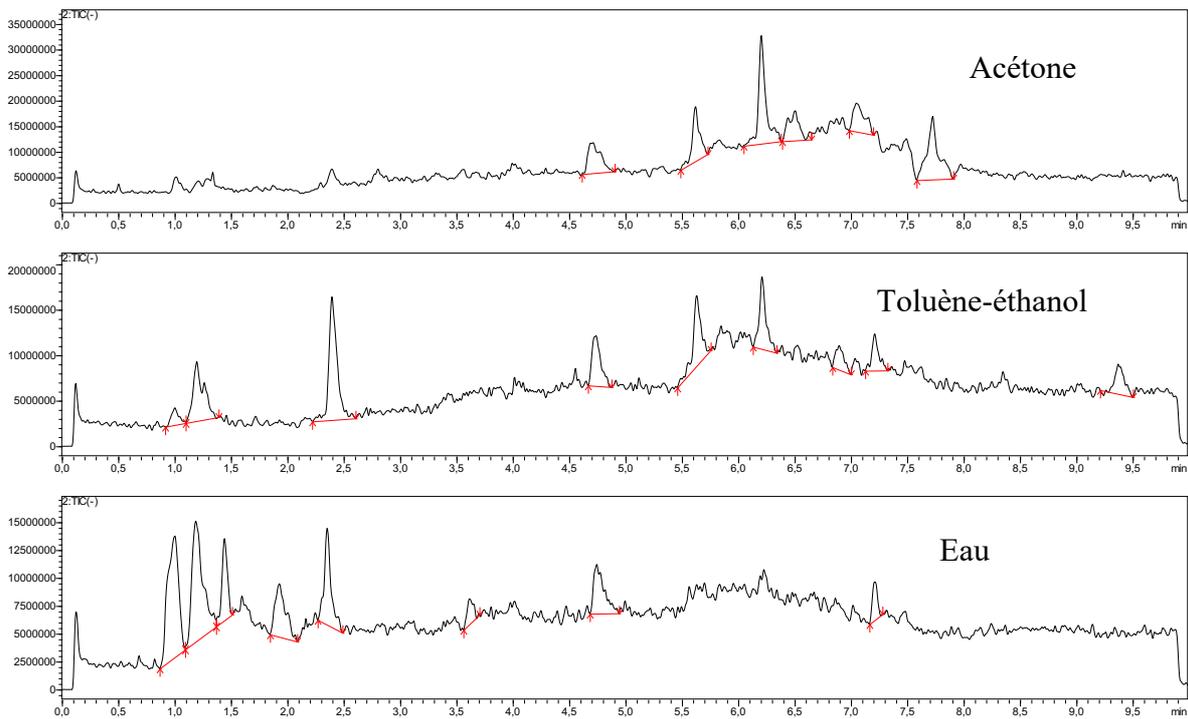
**Annexe 8 :** Spectre LC-MS des extraits d'écorce de *Letestua durissima*.



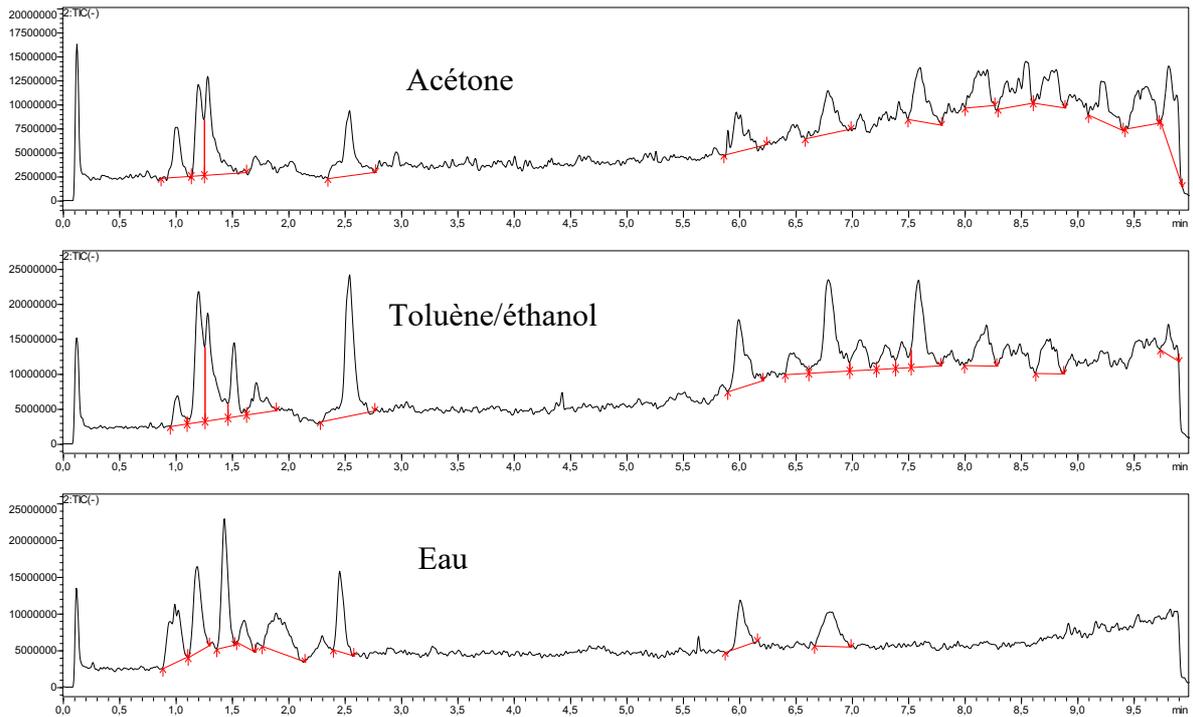
**Annexe 9 :** Spectre LC-MS des extraits d'aubier de *Letestua durissima*



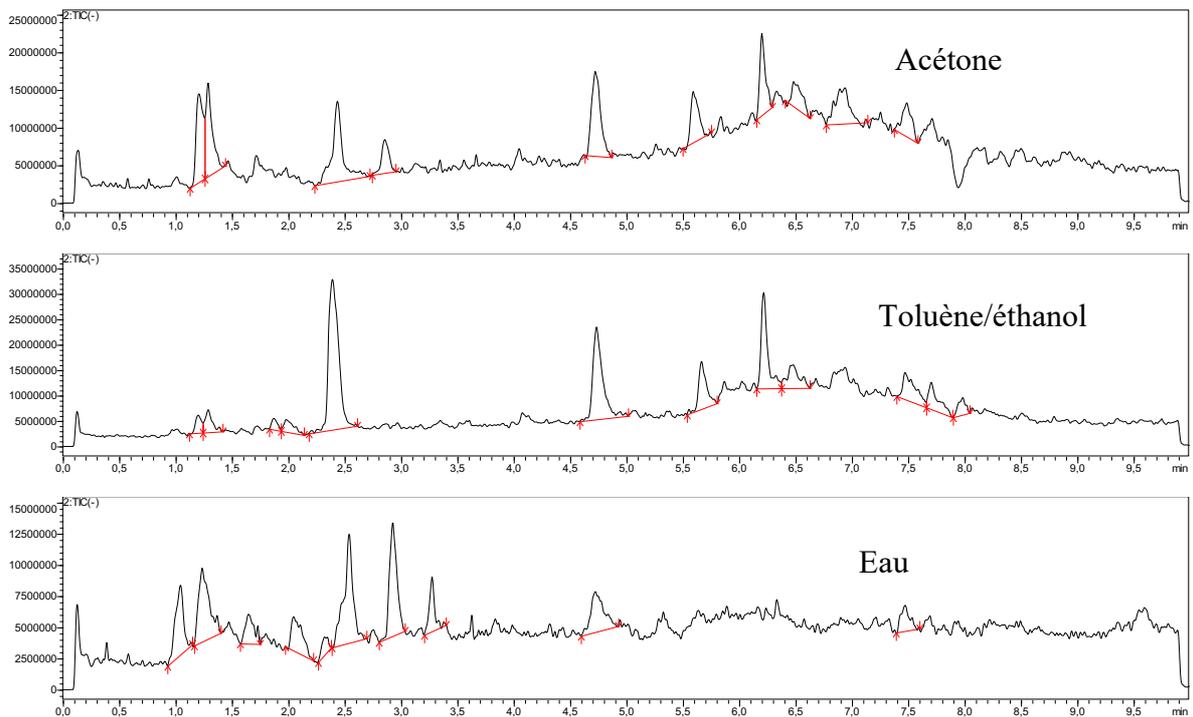
**Annexe 10 :** Spectre LC-MS des extraits du duramen de *Letestua durissima*.



**Annexe 11 :** Spectre LC-MS des extraits d'écorce de *Petersianthus macrocarpus*.



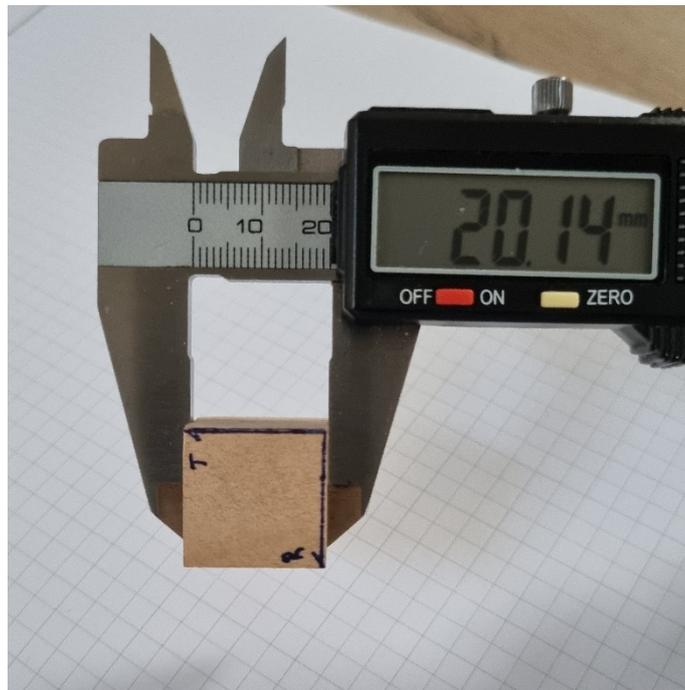
**Annexe 12 :** Spectre LC-MS des extraits d'aubier de *Petersianthus macrocarpus*.



**Annexe 13 :** Spectre LC-MS des extraits du duramen de *Petersianthus macrocarpus*



**Annexe 14 : rotavapor**



**Annexe 15 : pied à coulisse**



**Annexe 16 : lyophilisateur**



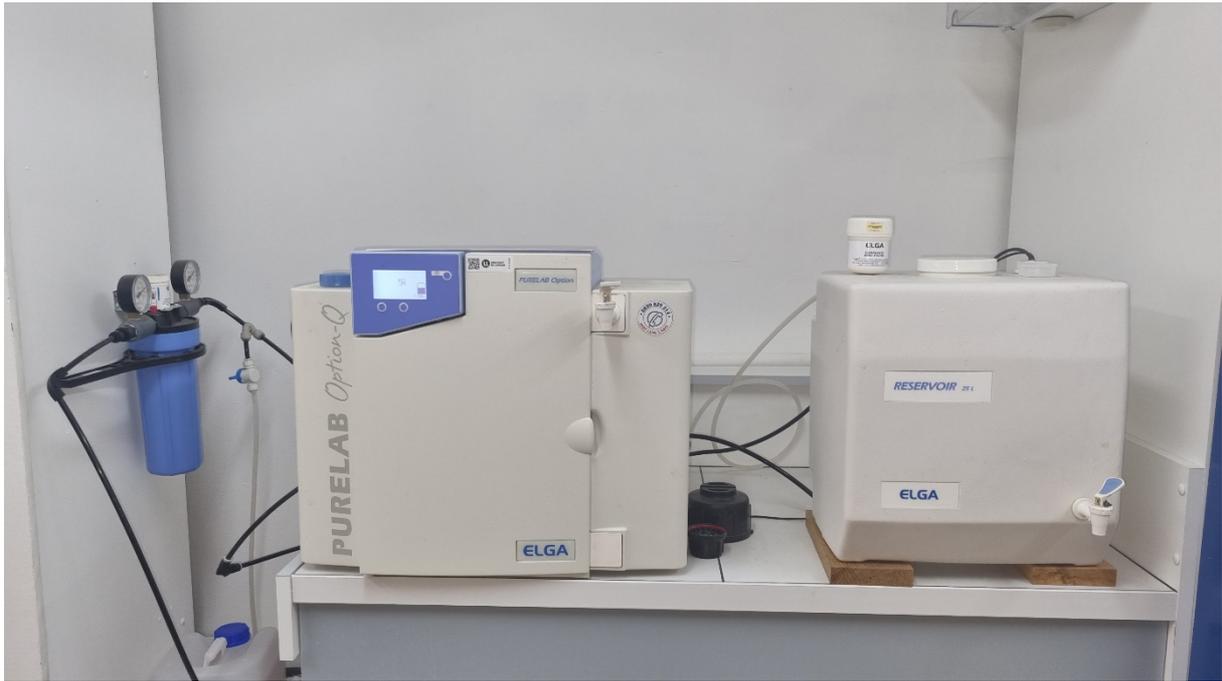
**Annexe 17 : sciure de bois séché**



**Annexe 18** : prolifération du milieu de culture par le mycélium du champignon.



**Annexe 19 :** autoclave (stérilisation du milieu gélosé).



**Annexe 20 : appareil de production d'eau distillée.**

## Résumé :

Cette étude s'est focalisée sur deux axes principaux : la caractérisation et l'étude des propriétés des substances extractibles de deux essences secondaires de la forêt gabonaise en vue d'une valorisation éventuelle, *Letestua durissima* et *Petersianthus macrocarpus*, ainsi que l'analyse des facteurs influençant la durabilité naturelle du bois. Les recherches ont débuté par des extractions successives par macération et au Soxhlet (utilisant le cyclohexane, le dichlorométhane, l'acétone, le mélange toluène/éthanol et l'eau) l'écorce, l'aubier et du duramen. Les résultats ont révélé des concentrations élevées de substances extractibles, notamment dans les écorces des deux essences, avec une analyse phytochimique mettant en évidence la présence de diverses familles chimiques telles que des composés phénoliques, des acides gras, des terpènes et des terpénoïdes. Les analyses infrarouges ont confirmé la présence de ces composés. De plus, l'utilisation de la GC-MS et de la LC-MS nous a permis d'identifier des composés tels que la catéchine, la gallocatéchine, l'acide gallique, la vanilline, etc. Les extraits ont démontré des propriétés antifongiques prometteuses contre les champignons de pourriture brune et blanche, ainsi qu'une activité antibactérienne, notamment contre *Escherichia coli*, avec les extraits de *Letestua durissima* se démarquant particulièrement. Les extraits ont également montré des propriétés anti-termites intéressantes. Enfin, une étude plus large concernant l'étude de différents facteurs influençant la durabilité naturelle du bois a mis en évidence une forte corrélation entre des paramètres tels que la densité, le taux d'humidité, la mouillabilité, le taux d'extraits et le rapport sucre/lignine et la durabilité.

**Mots clés :** antibactérien, anti-termite, durabilité naturelle, essence secondaire, extraits, humidité, *Letestua durissima*, mouillabilité, *Petersianthus macrocarpus*, antifongique, valorisation.

## Summary :

This study focused on two main axes : the characterization and study of the properties of extractable substances from two secondary species of the Gabonese forest with a view to possible valorization, *Letestua durissima* and *Petersianthus macrocarpus*, as well as the analysis of the factors influencing the natural durability of wood. The research began with successive extractions by maceration and Soxhlet (using cyclohexane, dichloromethane, acetone, toluene/ethanol mixture and water) of the bark, sapwood and heartwood. The results revealed high concentrations of extractables, particularly in the barks of both species, with phytochemical analysis highlighting the presence of various chemical families such as phenolic compounds, fatty acids, terpenes and terpenoids. Infrared analyzes confirmed the presence of these compounds. Additionally, the use of GC-MS and LC-MS allowed us to identify compounds such as catechin, galloocatechin, gallic acid, vanillin, etc. promising against brown and white rot fungi, as well as antibacterial activity, particularly against *Escherichia coli*, with *Letestua durissima* extracts particularly standing out. The extracts also showed anti-termite properties. Finally, a broader study concerning the study of different factors influencing the natural durability of wood highlighted a strong correlation between parameters such as density, humidity rate, wettability, extract rate and sugar/lignin ratio and sustainability.

**Key words :** antibacterial, anti-termite, natural durability, secondary species, extracts, humidity, *Letestua durissima*, wettability, *Petersianthus macrocarpus*, antifungal, valorization.