

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي
MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE
جامعة عمار تليدجي بالأغواط
UNIVERSITÉ AMAR TELIDJI LAGHOUAT
كلية العلوم
FACULTÉ DES SCIENCES
قسم البيولوجيا
DÉPARTEMENT DE BIOLOGIE



THÈSE
PRÉSENTÉE
EN VUE DE L'OBTENTION DU DIPLÔME DE
DOCTORAT L.M.D
SPÉCIALITÉ : Biochimie appliquée
OPTION : Connaissance et valorisation des produits naturels vivants
PAR :

M^{lle} : Chelghoum Manel

THÈME

Effets environnementaux sur la composition chimique et l'activité biologique des extraits lipidiques et phénoliques de différents organes de pistachier de l'Atlas (*Pistacia atlantica*).

Soutenu devant le jury composé de :

M. Quinten Mohamed	Professeur	Université Amar Téliidji Laghouat	Président
M. Yabrir Benalia	Professeur	Université Ziane Achour Djelfa	Examineur
M. Souilah Rachid	MCA	Ecole normale supérieure Laghouat	Examineur
M. Sifi Ibrahim	MCA	Université Amar Téliidji Laghouat	Examineur
M. Yousfi Mohamed	Professeur	Université Amar Téliidji Laghouat	Directeur
M. Guenane Hamid	MCB	Université Amar Téliidji Laghouat	Co-directeur

Année Universitaire 2020-2021

Dédicace

C'est avec un très grand honneur que Je dédie ce modeste travail à mon repère dans la vie cher père Ali (que Dieu ait son âme) à ma chère mère Fatma que Dieu la protège pour sa patience, son amour son soutien et ses encouragements, à mes frères Nadir et Abderrahmane, à ma sœur Noura, à mes nièces et mes neveux ainsi qu'à toute ma famille, à tous mes amis sans exception et mes collègues et toutes les personnes de Laboratoires des Sciences Fondamentales pour les moments passés ensemble. À tous ceux que j'aime et qui m'aiment : Qu'ils trouvent ici l'expression de mes sentiments les plus dévoués et mes vœux les plus sincères.

Manel

Remerciement

Je tiens en premier lieu à remercier Dieu le tout-puissant pour la volonté la santé et le courage qu'il m'a donné pour suivre mes études. Mes sincères remerciements et ma profonde gratitude à mon directeur de thèse M. Yousfi Mohamed professeur à l'université de Laghouat pour tout d'abord ses qualités humaines et sa modestie, pour l'attention qu'il m'a accordée à la direction, à l'orientation et à la réalisation de mes travaux de recherches dans son laboratoire en dépit de ses nombreuses obligations et pour toutes les connaissances scientifiques qui m'a transmis notamment dans le domaine de chimie qu'il trouve ici le témoignage de mon grand respect et de mon estime

Mes remerciements s'adressent également à mon codirecteur M. Guenane Hamid maître de conférences à l'université Amar Téliidji de Laghouat d'avoir accepté la charge de codiriger cette thèse toutefois son état de santé, pour ses suggestions et conseils nombreux

Je suis très reconnaissante à M. Harrat Mohamed pour m'avoir aidée, tout au long de ma période d'apprentissage au LSF merci infiniment. Aux membres du jury qui ont bien voulu accepter d'examiner ce travail et être les décideurs impartiaux de son aboutissement. Qu'ils trouvent ici l'assurance de notre considération la plus respectueuse J'adresse encore mes remerciements à tous les enseignants de département de Biologie qui ont contribué à ma formation et qui ont toujours été à la hauteur de leur noble mission d'enseignants assidus, ponctuels, attentifs et généreux: M. Quinten, M. Boubrima.Y, Mme. Benarous.K, Mme. Kacheba.I, M. Gouzi.H.

C'est aussi un grand plaisir d'exprimer ma gratitude à toutes les personnes qui m'ont aidé dans la collecte de mon matériel végétal et je cite en particulier M. Benramdane. T, M. Djokhidem. K, M. Benarfa.A, A tous ceux qui m'ont soutenu d'une manière ou d'une autre le long de ces 4 ans je vous dis merci, et merci du fond du mon cœur.

Liste des abréviations

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

ACCase : Acétyl-CoA carboxylase

ACP : Analyse en Composantes Principales

AchEI : Acétylcholinestérase

AG : Acyle gras.

AGI : Acide gras insaturé

AGMI : Acide gras mono-insaturé.

AGPI : Acide gras poly-insaturé.

AGS : Acide gras saturé

AlCl₃ : Trichlorure d'Aluminium

BchE : Butyrylcholinestérase

C : Concentration.

C14 :0 : Acide myristique.

C16 :0 : Acide palmitique.

C16 :1 : Acide palmitoléique.

C18 :0 : Acide stéarique.

C18 :1 : Acide oléique.

C18 :2 : Acide linoléique.

C18 :3 : Acide linolénique.

Cer : Céramides

CH₃COONa : Acétate de sodium

CoA : Acétyl Coenzyme A.

COX : Cyclooxygénase

CPS : Cétoacyl-PPC synthase

CV (%) : Coefficient de Variation (%)

DAG : Diacylglycérols

DGDG : Digalactosyldiacylglycérol

DMAPP : Diméthylallyle diphosphate

DNSA : L'acide 3,5-dinitrosalicylique

DPPH : 1,1-diphenyl-2-picryl-hydrazyl

EAG : Équivalent d'acide gallique.

EC : Équivalent de catéchine

EC₅₀ : Efficient Concentration (inhibitrice 50 %).

EMAG : Esters méthyliques d'acides gras

ENR : Espèces réactives d'azote.

EOR : Espèces réactives d'oxygénées

EQ : Équivalent de quercétine

ERO : Espèces réactives de l'oxygène.

Fe²⁺ : Fer ferreux.

Fe³⁺ : Fer ferrique.

FeCl₃ : Trichlorure de fer

FID : Flame Ionization Detector

FRAP : Pouvoir antioxydant réducteur du fer

GCer : Glucosylcéramides

GIPC : Glycosyleinositolphosphocéramides

GL : Glycolipides

GPL : Glycérophospholipides

GPS: Global Positioning System

H₂O₂: Peroxyde d'hydrogène.

H₂SO₄ : Acide sulfurique.

H₃PMo₁₂O₄ : Acidephosphomolybdique

H₃PW₁₂O₄₀ : Acide phosphotungestique

HCl : Acide chlorhydrique.

IP3: Inositol 1, 4, 5-triphosphate.

IPP: Isopentényle diphosphate

K₂HPO₄ : Phosphate de potassium dibasique

KH₂PO₄ : Phosphate de potassium monobasique

LSD : Least Significant Differences

LOX : Lipoxygénase

LSB: long chain base

MA : Maladies d'Alzheimer

MAPS: Metabolites and Pathways Strategy
MCMT : Malonyl-CoA : ACP malonyltransférase.
MEP : Méthylérythritol phosphate
MGDG : Monogalactosyldiacylglycérols
Mo₈O₃ : Oxyde bleu de molybdène
Ms : Matière séchée à l'air libre
MVA : Mévalonate
Na₂CO₃ : Carbonate de sodium
NaCl : Chlorure de sodium.
NaOCH₃O : méthylate de sodium.
O₂· : Oxygène singulet.
O₂·- : Superoxyde.
OH· : Hydroxyle.
P : Seuil de probabilité.
PAL : Phénylalanine-ammoniaque-lyase.
PC : Phosphatidylcholine
PE : Phosphatidyléthanolamine
PI: Phosphatidylinositol
PIP2: Phosphatidylinositol 4,5-biphosphate
PKC: Protéine kinase C
PPC : Protéine porteuse d'acyle
PR : Prénols
PS : Phosphatidylsérine
SAG: Synthase d'acide gras
SL : Sphingolipides
SOD : Superoxyde dismutase.
ST : Stérols
TAG : Triacylglycérols.
TPTZ : 2,4,6-Tris (2-pyridyl)-s-triazine
UV : Ultra-violet
W₈O₂₃ : Oxyde bleu du tungstène

Liste des figures

Figure 1 : Types des galles induites sur <i>P. atlantica</i> , (a) les galles sphériques, (b) les galles marginales, (c) les galles globulaires, (d) les galles de bourgeon, (e) les galles en forme de corne torsadée	6
Figure 2 : Unités de construction lipidiques biosynthétiques fondamentales: les groupes cétoacyles et les groupes isoprènes selon le système de classification LIPID MAPS	18
Figure 3 : Structures de quelques exemples des carotènes et des xanthophylles.....	22
Figure 4 : Structures du tocophérol et du tocotriénol avec le nombre et la position des groupes méthyle dans le cycle chromanol des α -, β -, γ -, et δ tocochromanols.....	23
Figure 5 : Mécanismes de la biosynthèse des lipides contenant des cétoacyles et de l'isoprène par l'extension de chaîne à médiation carbanionique et carbocationique.....	24
Figure 6 : Voie de biosynthèse des acides gras. Protéineporteuse d'acyle (PPC), ACCase Acétyl carboxylase, synthase d'acide gras (SAG).....	25
Figure 7 : Voies du mévalonate (MVA) et du phosphate de méthylérythritol (MEP) dans la biosynthèse du terpénoïde	26
Figure 8 : Voies biosynthétiques générales des métabolites secondaires chez les plantes.....	29
Figure 9 : Classification des composés phénoliques.....	30
Figure 10 : Structure du squelette de base des flavonoïdes et de leurs classes.....	32
Figure 11 : Exemples des Structure des tanins (a) hydrolysables et (b) condensés.....	33
Figure 12 : Groupes de base de coumarines naturelles : (a) les coumarines simples ; (b) les furanocoumarines (types linéaires) ; (c) furanocoumarines (type angulaire) ; (d) benzocoumarines ; (e) pyranocoumarines (type linéaire) ; (f) les pyranocoumarines (type angulaire) ; (g) les biscoumarines ; (h) les coumestans.....	34

Figure 13 : Structures des stilbènes et ses dérivés.....	35
Figure 14 : Structures de noyau des lignanes et des néolignanes.....	36
Figure 15 : Les différentes parties étudiées de <i>P. atlantica</i> , a : feuilles, b : galles circulaires, c : galles sphériques, d : les insectes formant les galles, e f g et d : fruits à différents degrés de maturation	41
Figure 16 : Illustration graphique récapitulative de la démarche expérimentale suivie en première collecte.....	42
Figure 17 : Emplacements géographiques des différents sites de collecte, le cercle bleu correspond aux sites de collecte de la région d'Aflou, et le cercle vert au site de Tilghmet (Hassi R'Mel).....	44
Figure 18 : Schéma illustratif qui résume la démarche expérimentale suivie en deuxième collecte pour les feuilles et les galles.....	45
Figure 19 : Schéma illustratif de la démarche expérimentale suivie pour les fruits de deuxième collecte.....	46
Figure 20 : Courbe d'étalonnage de l' α - tocophérol (vitamine E).....	49
Figure 21 : Courbe d'étalonnage de β - carotène.....	49
Figure 22 : Réaction d'un antioxydant avec le radical DPPH.....	50
Figure 23 : Courbe du pouvoir antioxydant du standard de référence (Vitamine E) selon le test DPPH.....	51
Figure 24 : Réaction de réduction du complexe ferrique-tripyridyltriazine à la forme ferreux-tripyridyltriazine en présence d'antioxydants.....	52
Figure 25 : Courbe d'étalonnage du test FRAP ($\mu\text{mol/l}$).....	52
Figure 26 : Courbe d'étalonnage du test ABTS ($\mu\text{mol/l}$).....	53
Figure 27 : Courbe d'étalonnage d'acide gallique.....	54

Figure 28 : Schéma illustré de la réaction entre flavonoïdes et le trichlorure d'Aluminium formant un complexe stable flavonoïde-Al ³⁺	55
Figure 29 : Courbe d'étalonnage de quercétine.....	56
Figure 30 : Réactions de condensation de la vanilline avec un leucocyanidin.....	57
Figure 31 : Courbe d'étalonnage de catéchine	57
Figure 32 : Courbes du pouvoir antioxydant (a) et de capacité équivalente réductrice de fer (b) du standard de référence (acide ascorbique).....	58
Figure 33 : Courbe de pouvoir inhibiteur d' α -amylase du standard (Gluconova Acarbose 50 mg).....	59
Figure 34 : Analyse en composantes principales (ACP) d'un graphique bidimensionnel, de 15 échantillons des huiles brutes, qui définit la relation entre leurs variables quantitatives des trois différents organes.....	71
Figure 35 : Variation de la composition chimique des extraits lipidiques des feuilles de <i>P. atlantica</i> selon les deux régions de collecte.....	77
Figure 36 : Graphiques bidimensionnels de l'ACP montrant la variation de la composition phytochimique et les activités biologiques des extraits lipidiques des feuilles de <i>P. atlantica</i> des deux régions différentes.....	78
Figure 37 : Variation de la composition chimique des extraits phénoliques des feuilles de <i>P. atlantica</i> selon les deux régions de collecte.....	81
Figure 38 : Graphique bidimensionnel de l'ACP montrant la variation de la composition phytochimique et les activités biologiques des extraits phénoliques des deux types de galles de <i>P. atlantica</i> des deux régions différentes.....	82
Figure 39 : Variation de la composition chimique des extraits lipidiques des galles de <i>P. atlantica</i> selon les deux régions de collecte.....	85

Figure 40 : Graphique bidimensionnel de l'ACP montrant la variation de la composition phytochimique et les activités biologiques des extraits lipidiques des deux types de galles de <i>P. atlantica</i> des deux régions différentes.....	86
Figure 41 : Variation de la composition chimique des extraits phénoliques des galles de <i>P. atlantica</i> selon les deux régions de collecte.....	88
Figure 42 : Graphique bidimensionnel de l'ACP montrant la variation de la composition phytochimique et les activités biologiques des extraits phénoliques des deux types de galles de <i>P. atlantica</i> des deux régions différentes,	88
Figure 43 : Variation de contenu d'acide linoléique dans les lipides de feuilles collectées aux différentes régions et saisons.....	91
Figure 44 : Variation de la composition chimique des extraits phénoliques des feuilles de <i>P. atlantica</i> selon les deux différentes régions et saisons de collecte.....	91
Figure 45 : Graphique bidimensionnel de l'ACP montrant la variation de la composition phytochimique et l'activité antioxydante des extraits lipidiques des fruits selon le degré de maturation provenant de Tilghemt et Aflou.....	97
Figure 46 : Box plots ou digramme en boîte montrant la variation en teneur des tocophérols totaux et caroténoïdes selon les degrés de maturation des fruits.....	99
Figure 47 : Box plots ou digramme en boîte montrant la variation en contenu de l'acide oléique (C18 : 1) linoléique (C18 : 2) et palmitique (C16 : 0) selon les degrés de maturation des fruits.....	100
Figure 48 : Variation en composition des AGS, AGMI, et AGPI dans les extraits lipidiques selon le degré de maturation des fruits	101
Figure 49 : Graphique bidimensionnel de l'ACP montrant la variation de la composition phytochimique et l'activité antioxydante des extraits phénoliques des fruits selon le degré de maturation provenant de Tilghemt et Aflou,	104

Figure 50 : Box plots ou digramme en boîte montrant la variation en teneur des phénols totaux et flavonoïdes aux extraits phénoliques selon les degrés de maturation des fruits	105
--	-----

Liste des tableaux

Tableau 1 : Principaux composés phytochimiques et activités biologiques étudiés des différents organes de l'espèce <i>P. atlantica</i>	9
Tableau 2 : Dates de collecte et abréviations des échantillons de feuilles, galles, et fruits de <i>P. atlantica</i>	43
Tableau 3 : Localisations géographiques et stades bioclimatiques des échantillons étudiés.....	44
Tableau 4 : Les niveaux moyens de température et de précipitations au cours des quatre mois précédents la date de collecte (fin septembre 2018) dans les deux régions enregistrées par la station météorologique de Hassi R'Mel.....	45
Tableau 5 : Pourcentages de la composition en acides gras des extraits lipidiques des feuilles, galles et fruits de <i>P. atlantica</i>	63
Tableau 6 : Teneurs totales en tocophérols et caroténoïdes dans les extraits lipidiques des feuilles, galles et fruits de <i>P. atlantica</i>	67
Tableau 7 : Tests DPPH, FRAP et ABTS de l'activité antioxydante des extraits lipidiques des feuilles, galles et fruits de <i>P. atlantica</i> pendant les stades phénologiques.....	67
Tableau 8 : Coefficients de variation de la composition chimique et de l'activité antioxydante des extraits lipidiques du <i>P. atlantica</i> au cours des stades phénologiques et des degrés de maturation des feuilles, des galles et des fruits.....	69
Tableau 9 : Coefficients de corrélation de Pearson entre l'activité antioxydante (test DPPH, FRAP et ABTS), les teneurs en acide linoléique (C18 : 3), caroténoïdes et tocophérols.....	73
Tableau 10 : Composition phytochimique et activité antioxydante des extraits lipidiques des feuilles de <i>P. atlantica</i>	76
Tableau 11 : Composition phytochimique et activités biologiques des extraits phénoliques des	

feuilles de <i>P. atlantica</i>	80
Tableau 12. Composition phytochimique et activité antioxydante des extraits lipidiques des galles de <i>P. atlantica</i>	84
Tableau 13 : Composition phytochimique et activités biologiques des extraits phénoliques des galles de <i>P. atlantica</i>	87
Tableau 14 : Composition chimique et capacité antioxydante des échantillons de <i>P. atlantica</i> provenant d'une saison différente aux mêmes sites	90
Tableau 15 : Moyennes de rendement en huile des fruits de <i>P. atlantica</i> selon leurs degrés de maturation.....	95
Tableau 16 : Composition phytochimique et activité antioxydante des extraits lipidiques des fruits de <i>P. atlantica</i> aux différents stades de maturations (immature et matures) des deux régions étudiées.....	96
Tableau 17 : Moyennes de composition en acides gras des échantillons de fruits de <i>P. atlantica</i> selon leurs degrés de maturation obtenus par CPG (%).....	100
Tableau 18 : Composition phytochimique et activité antioxydante des extraits phénoliques des fruits de <i>P. atlantica</i> aux différents stades de maturations (immature et matures) des deux régions étudiées.....	102

Sommaire

Introduction	1
Chapitre I : Présentation bibliographique	
Généralités sur l'espèce <i>Pistacia atlantica</i> Desf.	
1-Description botanique	4
2-Classification	6
3- Noms vernaculaires.....	7
4- Répartition géographique	7
5- Croissance et période végétative	7
6- Principes actifs et utilisation médicinale	8
7- Travaux antérieurs sur la composition chimique et les activités biologiques.....	8
Influence de divers facteurs sur les plantes et leurs productions des phytoconstituents	
1-Saison et temps de collecte	11
2- Degré de maturation	12
3-Influence des facteurs environnementaux abiotiques	12
3-1-Température	13
3-2-Précipitation et stress hydrique	14
3-3-Altitude	14
3-4-Sol et ses nutriments	15
4-Facteurs biotiques	16
5-Facteur génétique	17
Généralités sur les lipides	
1-Classification des lipides	18
1-1-Les acyles gras (AG)	19
1-2-Les glycérolipides	19
1-3-Les glycérophospholipides (GPL)	19
1-4-Les glycolipides (GL)	20
1-5-Les sphingolipides	20
1-6-Les polycétides.....	20
1-7-Les lipides de prényls (PR).....	21
1-7-1-Caroténoïdes	21
1-7-2-Tocophérols	22
1-8-Les lipides de stérols.....	23
2-La biosynthèse des lipides	23
2-1-Biosynthèse des groupes cétoacyles (acides gras).....	24
2-2-Biosynthèse des unités isoprènes	25
3-Rôles biologiques des lipides	26
3-1-Composants structurels des membranes	26
3-2-Stockage de l'énergie	27
3-3-Signalisation cellulaire	27
3-3-1-Phospholipides	27
3-3-2-Acide gras	28
3-3-3-Sphingolipides	28
Généralités sur les composés phénoliques	

1-Les voies de biosynthèse des composés phénoliques	28
2-Classification	29
2-1-Acides phénoliques	30
2-2-Flavonoïdes	31
2-3-Tanins	32
2-4-Dérivés coumarines	33
2-5-Stilbènes ou stilbénoides	34
2-6-Lignages et lignines	35
3-Activités biologiques des composés phénoliques	36
3-1-Activité antioxydante	36
3-2-Inhibition des enzymes	36
3-2-1-Diabète (inhibition des enzymes hydrolysant des glucides).....	36
3-2-2-Obésité (inhibition de la lipase pancréatique)	37
3-2-3-Maladies d'Alzheimer (inhibition de la cholinestérase)	37
3-2-4-Inflammation : inhibition des enzymes pro-inflammatoires	38
3-2-5-Activité antivirale	38
3-2-6-Activité anticancéreuse	39
Chapitre II : Matériel et méthodes	
1-Collecte	41
2-Extraction.....	47
2-1-Lipides.....	47
2-2-Composés phénoliques.....	47
3-Préparation d'esters méthyliques d'acides gras (EMAG)	47
4-Analyses des EMAG par chromatographie en phase gazeuse (CPG).....	48
5-Dosage des tocophérols totaux	48
6-Dosage des caroténoïdes totaux	49
7-Evaluation de l'activité antioxydante	50
7-1-Test de DPPH	50
7-2-Test du pouvoir antioxydant réducteur ferrique (FRAP)	51
7-3-Test ABTS de piégeage des radicaux	53
8-Analyse des extraits phénoliques	54
8-1-Estimation de teneur en phénols totaux	54
8-2-Estimation de teneur en flavonoïdes	55
8-3-Estimation de teneur en tanins condensés (pro-anthocyanidines)	56
8-4-Évaluation du pouvoir antioxydant des extraits phénoliques par les tests DPPH et FRAP.....	57
8-5-Evaluation de l'effet inhibiteur des extraits phénoliques sur l'α-amylase	58
9-Analyse statistique des données.....	59

Chapitre III : Résultats et discussion

Partie 1 : Effet du stade phénologique sur les extraits lipidiques des feuilles, des galles, et des fruits (collecte 2017)

1-Composition en acide gras, teneur en tocophérols et en caroténoïdes totaux.....	60
1-1-Acides gras	60
1-2-Rendement, contenus des tocophérols et des caroténoïdes.....	65
2-Evaluation de l'activité antioxydante	66
3- Influence du stade phénologique et degrés de maturation sur la composition chimique des lipides de différents organes et leurs activités antioxydantes	69
4-Corrélations.....	71

Partie 2 : Collecte des saisons 2018 et 2019

1-Feuilles et galles.....	75
1-1-Influence des facteurs environnementaux sur la composition phytochimique et l'activité antioxydante des extraits lipidiques des feuilles.....	76
1-2- Influence des facteurs environnementaux sur la composition phytochimique et les activités biologiques des extraits phénoliques des feuilles.....	79
1-3-Influence des facteurs environnementaux sur la composition phytochimique et l'activité antioxydante des extraits lipidiques des galles	83
1-4- Influence des facteurs environnementaux sur la composition phytochimique et les activités biologiques des extraits phénoliques des galles	86
2-Collecte des feuilles (saison 2019)	89
3-Fruits	94
3-1-Effet de degré de maturation sur la variation des rendements en huiles des fruits	94
3-2-Effet de degré de maturation sur la variation de la composition chimique et de l'activité antioxydante des extraits lipidiques des fruits	95
3-3-Effet de degré de maturation sur la composition chimique et l'activité antioxydante des extraits phénoliques des fruits	101
Conclusion	106
Perspectives	108
Références bibliographiques	109
Annexe	132

Résumé

Dans ce travail, nous étudions l'influence de différents facteurs comme le stade phénologique, le degré de maturation, la saison de collecte ainsi que les facteurs environnementaux (l'altitude, la température et la précipitation) sur les extraits lipidiques et phénoliques de *Pistacia atlantica* Desf. obtenus à partir de différents organes (feuilles, galles et fruits). De multiples tests tels que les méthodes de quantification colorimétrique des tocophérols totaux, des caroténoïdes, des polyphénols, des flavonoïdes et des tanins sont effectués afin de révéler la composition chimique de chaque échantillon. La détermination de la composition en acides gras des huiles brutes avec CPG-FID a également été accomplie suivie par l'évaluation de la capacité antioxydante avec les tests DPPH, FRAP et ABTS et le test *in vitro* de l'effet inhibiteur de l' α -amylase. Cette étude visait à déterminer la relation entre les conditions environnementales et le contenu chimique des extraits lipidiques et phénoliques de *P. atlantica*, ainsi que leur impact sur les activités biologiques.

Les résultats de l'étude selon le stade phénologique de l'organe considéré ont montré que la collecte des feuilles et des galles à différentes dates influence le contenu des phytoconstituants dans les extraits lipidiques, où le meilleur contenu en tocophérols, en caroténoïdes et en acide linoléique (C18 : 3) est enregistré au dernier stade phénologique. L'augmentation du contenu de ces phytoconstituants au cours des stades phénologiques est corrélée avec une puissante activité antioxydante. En addition de l'effet des dates de collecte, les extraits lipidiques des fruits de *P. atlantica* semblent être affectés par le degré de maturation.

Dans la deuxième partie de ce travail, nous avons traité en premier lieu l'influence d'autres facteurs tels que l'altitude, la température et les précipitations sur la variation de la composition chimique et de l'activité antioxydante, ainsi que sur l'effet inhibiteur de l' α -amylase des extraits lipidiques et phénoliques de feuilles et de galles. Nos résultats analysés avec l'ACP ont révélé que la variabilité obtenue était due aux différentes conditions microclimatiques des zones de croissance de *P. atlantica* des deux régions de Tilghemt et Aflou. Ainsi les caroténoïdes, les flavonoïdes et l'effet inhibiteur des extraits phénoliques sur l' α amylase seraient plus prononcés pour la région d'Aflou. L'accumulation de l'acide linoléique serait associée à des températures modérées. L'effet des facteurs inhérents à la saison de collecte, considéré partiellement par cette étude, ne sont pas à négliger et pourraient faire pencher la balance du contenu des phytoconstituants dans les extraits lipidiques et phénoliques et leurs capacités antioxydantes d'un côté à un autre.

En second lieu, nous nous sommes intéressés aux fruits où les facteurs environnementaux ne sembleraient pas avoir un impact direct sur la variabilité de leur composition chimique et les bioactivités de leurs extraits lipidiques et phénoliques par rapport à l'influence impérieuse du facteur de maturation. Ainsi, les tocophérols totaux, les caroténoïdes, l'acide linoléique, et les phénols totaux diminuent avec le progrès de la maturité associé à l'augmentation du pourcentage d'acides oléique et palmitique et du contenu en flavonoïdes.

Tous ces résultats contribueraient à une meilleure compréhension de l'influence de différents facteurs intrinsèques et extrinsèques sur la diversité des contenus phytochimiques et leurs bioactivités en vue d'en connaître l'optimum associé à la meilleure composition et activité.

Mots-clés : *Pistacia atlantica* Desf., facteurs environnementaux, feuilles, galles, fruits, extrait lipidique, extrait phénolique, phytoconstituants, capacité antioxydante, effet inhibiteur d' α -amylase.

Abstract :

In this work, we study the influence of different factors such as development stage, ripening degree, collection season as well as environmental factors (altitude, temperature and precipitation) on lipidic and phenolic extracts of *Pistacia atlantica* Desf. obtained from different organs (leaves, galls and fruits). Multiple tests such as colorimetric quantification methods of total tocopherols, carotenoids, polyphenols, flavonoids and tannins are performed to reveal the chemical composition of each sample. The determination of the crude oil's fatty acid composition with GC-FID was also accomplished followed by the evaluation of the antioxidant capacity with DPPH, FRAP and ABTS tests and *in vitro* test of α -amylase inhibitory effect. The aim of this study was to determine the relationship between the environmental conditions and the chemical content of lipidic and phenolic extracts of *P. atlantica* and their impact on biological activities.

The results of the study according to the phenological stage of the organ considered showed that the collection of leaves and galls at different dates influenced the content of phytoconstituents in the lipidic extracts, where the best content of tocopherols, carotenoids and linolenic acid (C18:3) was recorded at the last phenological stage. The increase in the content of these phytoconstituents during the phenological stages was correlated with a powerful antioxidant activity. In addition to the effect of collection dates, the lipidic extracts of *P. atlantica* fruits seem to be affected by the degree of ripening.

In the second part of this work, we first addressed the influence of other factors such as altitude, temperature and precipitation on the variation of chemical composition and antioxidant activity, as well as on the α -amylase inhibitory effect of lipidic and phenolic extracts from leaves and galls. Our results analyzed with PCA revealed that the variability obtained was due to the different microclimatic conditions of the *P. atlantica* growing areas of the two regions of Tilghemt and Aflou. Thus, the content of the carotenoids, the flavonoids and the inhibitory effect of phenolic extracts on alpha amylase would be more pronounced for the Aflou region. The accumulation of linolenic acid would be associated with moderate temperatures. The effect of the factors inherent to the season of collection, considered partially by this study, are not to be neglected and could tip the balance of the content of phytoconstituents in the lipidic and phenolic extracts and their antioxidant capacities from one side to another.

Secondly, we were interested in fruits where environmental factors would not seem to have a direct impact on the variability of their chemical composition and the bioactivities of their lipidic and phenolic extracts compared to the compelling influence of the ripening factor. Thus, total tocopherols, carotenoids, linolenic acid, and total phenols decrease with the progress of ripeness associated with the increase in the percentage of oleic and palmitic acids and flavonoid content.

All these results would contribute to a better understanding of the influence of different intrinsic and extrinsic factors on the diversity of phytochemical contents and their bioactivities in order to know the optimum conditions associated to the best composition and activity.

Keywords: *Pistacia atlantica* Desf., environmental factors, leaves, galls, fruits, lipidic extract, phenolic extract, phytoconstituents, antioxidant capacity, α -amylase inhibitory effect.

ملخص

في هذا العمل، نقوم بدراسة تأثير العوامل المختلفة مثل مرحلة التطور ودرجة النضج وموسم الجني وكذلك العوامل البيئية (الارتفاع، درجة الحرارة، التساقط) على المستخلصات الدهنية والفينولية من شجرة الفستق الأطلسي. والتي تم الحصول عليها من أعضاء مختلفة (الأوراق، العفص والثمار). تم من خلال هذه الدراسة إجراء اختبارات متعددة مثل طرق القياس الكمي اللوني لمجموع التوكوفيرولات والكاروتينات والبوليفينولات والفلافونويدات للكشف عن التركيب الكيميائي لكل عينة. كما تم أيضاً تحديد تركيبة الأحماض الدهنية للزيوت الخام باستخدام CPG-FID متبوعاً بتقييم القدرة المضادة للأكسدة عن طريق اختبارات DPPH و FRAP و ABTS بالإضافة الى الاختبار المخبري للتأثير المثبط للألفا-اميلاز. الهدف من هذه الدراسة هو تحديد العلاقة بين الظروف البيئية والمحتوى الكيميائي للمستخلصات الدهنية والفينولية من شجرة الفستق الأطلسي، وكذلك تأثيرها على الأنشطة البيولوجية.

أظهرت نتائج الدراسة وفقاً لمرحلة تطور العضو المدروس أن جني الأوراق والعفص في اوقات مختلفة يؤثر على محتوى المكونات النباتية في المستخلصات الدهنية، حيث يكون أفضل محتوى من التوكوفيرولات والكاروتينات وحمض اللينولينيك (C18: 3) في المرحلة الأخيرة من التطور. ترتبط الزيادة في محتوى هذه المكونات النباتية خلال مراحل النمو بنشاط قوي مضاد للأكسدة. بالإضافة إلى تأثير اوقات الجني، يبدو أن المستخلصات الدهنية لثمار شجرة الفستق الأطلسي تتأثر بدرجة النضج كذلك.

في الجزء الثاني من هذا العمل، تناولنا أولاً تأثير العوامل الأخرى مثل الارتفاع ودرجة الحرارة والتساقط على تباين التركيب الكيميائي والنشاط المضاد للأكسدة، وكذلك على التأثير المثبط للألفا-اميلاز للمستخلصات الدهنية والفينولية من أوراق الشجر والعفص. أظهرت نتائجنا التي تم تحليلها باستخدام PCA أن التباين الذي تم الحصول عليه كان بسبب اختلاف الظروف المناخية لمناطق نمو شجرة الفستق الأطلسي في منطقتي تيلغيمت و افلو. وبالتالي، فإن محتوى الكاروتينات والفلافونويدات والتأثير المثبط للمستخلصات الفينولية على الألفا أميلاز سيكون عالياً في منطقة أفلو. يعتقد أن تراكم حمض اللينولينيك يرتبط بدرجات حرارة معتدلة. لا ينبغي إهمال تأثير العوامل المتعلقة بموسم الجني، والتي تم النظر فيها جزئياً في هذه الدراسة، حيث يمكن أن تقلب موازين محتوى المكونات النباتية في المستخلصات الدهنية والفينولية وقدراتها المضادة للأكسدة من جانب إلى آخر.

ثانياً، قمنا بالاهتمام بدراسة الثمار حيث لا يبدو أن للعوامل البيئية تأثير مباشر على تباين تركيبها الكيميائي والنشاط الحيوي لمستخلصاتها الدهنية والفينولية بالمقارنة مع التأثير الطاعي لعامل النضج. حيث ينخفض إجمالي التوكوفيرولات، الكاروتينات، حمض لينولينيك، وإجمالي الفينولات مع تقدم النضج المرتبط بزيادة النسبة المئوية لأحماض الأوليك والبالمتيك ولمحتوى الفلافونويدات.

ستساهم كل هذه النتائج في فهم أفضل لتأثير العوامل الداخلية والخارجية المختلفة على تنوع المحتويات الكيميائية النباتية وأنشطتها الحيوية من أجل معرفة العوامل المثلى المرتبطة بأفضل تكوين ونشاط.

الكلمات المفتاحية: شجرة الفستق الأطلسي، العوامل البيئية، الأوراق، العفص، الثمار، المستخلص الدهني، المستخلص الفينولي، المكونات النباتية، النشاط المضاد للأكسدة، التأثير المثبط لانزيم الألفا - اميلاز

Introduction



Introduction

Le genre *Pistacia* appartient aux Anacardiaceae, une famille cosmopolite qui comprend environ 70 genres et plus de 600 espèces. Les espèces du genre *Pistacia* sont des arbustes et des arbres à résine persistante ou caduque qui sont caractérisés comme des arbres xérophytiques et qui peuvent atteindre 8 à 10 m de hauteur (**Bozorgi et al., 2013**). *Pistacia atlantica* Desf. est l'espèce la plus célèbre dans ce genre qui pousse dans les régions de la Méditerranée et du Moyen-Orient. Différentes parties de cette plante sont traditionnellement utilisées à des fins médicinales grâce à leurs vertus diététiques et thérapeutiques (**Mahjoub et al., 2018 ; Ben Ahmed et al., 2020**). Au cours des dernières décennies, ces propriétés sont confirmées par de multiples recherches, qui ont permis d'identifier et de révéler divers groupes phytochimiques de *P. atlantica*, tels que les terpénoïdes (huiles essentielles), (**Gourine et al., 2010**) les composés phénoliques, (**Benamar et al., 2018 ; Toul et al., 2016**), les flavonoïdes (**Belyagoubi-Benhammou et al., 2014**), les acides gras et les stérols (**Yousfi et al., 2002**). Ces composés bioactifs ont joué un rôle important dans le modèle de défense antioxydante et peuvent contribuer à la protection contre les espèces réactives de l'oxygène (ERO) qui sont les premiers responsables du stress oxydatif constituant ainsi une source majeure de dommages causés aux acides nucléiques, aux protéines et aux lipides (**Schieber et Chandel, 2014**). Ces dommages conduisent à une variété de problèmes de santé et de maladies tels que l'athérosclérose, le diabète, le cancer, la neurodégénérescence et le vieillissement. (**Ray et al., 2012**).

Le métabolisme chez l'espèce *P. atlantica* comme toutes les plantes est subdivisé en métabolites primaires et secondaires ; les premiers étant présents dans tous les organismes vivants et indispensables à leur croissance, leur développement et leur reproduction, tandis que les métabolites secondaires ne sont présents qu'accessoirement sous forme de produits dérivés des métabolites primaires (**Thirumurugan et al., 2018**) remplissant diverses fonctions essentielles, notamment l'interaction de la plante avec l'environnement (**Pott et al., 2019**). *P. atlantica* est dotée d'une diversité importante dans leurs constituants de métabolites primaires et secondaires (protéines, lipides, glucides, fibres brutes, polyphénols, flavonoïdes, alcaloïdes et mucilages) (**Fetati et Lassouani, 2018**). Certains de ces derniers métabolites comprennent des substances bioactives responsables de nombreuses activités pharmacologiques.



D'après de nombreux rapports publiés précédemment, la biosynthèse et l'accumulation de métabolites primaires et secondaires des plantes pourraient être influencées par divers facteurs intrinsèques et extrinsèques. Parmi les principaux facteurs intrinsèques, nous citons les caractéristiques génétiques, l'âge des plantes et le stade phénologique (**Isah et al., 2019**). Les facteurs extrinsèques sont subdivisés en conditions environnementales biotiques, telles que les animaux herbivores, quelques insectes, les agents pathogènes et les parasites, voire les plantes concurrentes voisines ; et en facteurs abiotiques tels que la température, les précipitations, l'altitude, les écarts de niveaux de rayonnement solaire et la saison (**Gouvea et al., 2012 ; Berini et al., 2018**).

Ainsi il a été rapporté que l'altitude a un effet positif sur la production des composés phénoliques et terpénoïdes de l'espèce *Coleus forskohlii*, où leurs teneurs augmentent significativement avec l'augmentation de l'altitude (**Rana et al., 2020**), de même le contenu phénolique total des extraits de feuilles de *Premna serratifolia* augmente avec une augmentation de la température en raison des mécanismes photoprotecteurs utilisés par la plante en synthétisant les composés phénoliques pour se protéger contre les températures élevées (**Chua et al., 2015**). Les précipitations jouent également un rôle crucial dans la croissance et la production des plantes en augmentant la teneur en eau du sol, ce qui conduit à une production accrue de phytoconstituants (**Nafus et al., 2017**). Néanmoins, une autre étude a confirmé qu'un faible niveau de précipitations permet la production d'une plus grande quantité de métabolites secondaires par l'espèce *Hypericum polyanthemum* tant qu'une réponse et un mécanisme de défense contre le facteur de stress (**De Matos Nunes et al., 2014**).

P. atlantica ne pourrait être une exception parmi les autres plantes. En effet, elle est sous l'influence des facteurs cités précédemment. Sous cette optique, une étude préliminaire originale, sur une collecte effectuée en 2016, avait indiqué que les extraits lipidiques de feuilles d'un arbre de la région d'Elghaicha étaient caractérisés, par rapport à un autre de la région d'Hassi Delaâ, par une richesse en acides linoléique et par une activité antioxydante élevée. La même constatation était valable pour les extraits phénoliques où les feuilles de l'arbre d'Elghaicha se sont distinguées par un contenu marqué en composés phénoliques associé à une activité antioxydante importante (**Guersas, 2018**). Ce résultat montre clairement l'effet de l'emplacement géographique de l'arbre et donc celui des facteurs environnementaux.



À cet égard, ce travail est une continuité logique de ce qui a été entrepris par des études antérieures faites au niveau du Laboratoire des Sciences Fondamentales sur l'espèce *P. atlantica* (**Guersas, 2018 ; Bentireche, 2020**), où il semblait que la richesse en acides gras insaturés et en composés phénoliques était associée à des conditions environnementales de l'altitude.

À travers cette thèse, nous nous proposons d'approfondir l'étude de l'effet des facteurs environnementaux et ce sur un échantillon large d'arbres poussant dans deux régions à conditions environnementales différentes (température, précipitation, altitude... etc.) avec l'inclusion, pour la première fois, de nouveau paramètre que sont la quantification des tanins, des caroténoïdes ainsi que l'estimation de l'effet inhibiteur d'extraits phénoliques sur l'alpha-amylase. Nous nous proposons également d'entreprendre l'étude de la variation, durant une période de deux mois, de la composition lipidique et de l'activité antioxydante d'extraits de feuilles, de galles et de fruits d'un arbre localisé dans une région montagneuse (El ghaicha). Une étude complémentaire sur l'effet du changement des conditions climatiques d'une saison à une autre pour des arbres du même site est envisagée. Les résultats originaux obtenus permettraient de mieux connaître le stade phénologique idéal, notamment pour les feuilles et les galles, ainsi que les conditions environnementales optimales associées à la meilleure richesse en substances bioactives. Ceci pourrait être intégré comme outil de qualité et d'amélioration des effets nutritifs et /ou curatifs de ces substances.

La présente thèse est constituée d'une présentation bibliographique, d'une partie d'expérimentation où la démarche expérimentale est présentée suivie d'une partie résultats et discussion et d'une conclusion générale.

Le chapitre 1 est relatif à une synthèse bibliographique qui rassemble plusieurs données sur la description générale et les caractéristiques botaniques de l'arbre, des généralités sur les lipides et les composés phénoliques, ainsi que l'influence de divers facteurs sur les plantes et leur production de phytoconstituants.

Dans le chapitre 2, nous commençons par la présentation du travail expérimental réalisé au laboratoire débutant par la collecte des échantillons, et la description des protocoles expérimentaux adoptés pour l'extraction et le dosage des principaux constituants lipidiques et phénoliques, puis l'évaluation des activités biologiques des extraits lipidiques et phénoliques.

Le chapitre 3 est consacré à la présentation et la discussion des résultats obtenus.

Présentation bibliographique

Généralités sur l'espèce *Pistacia atlantica* Desf.

1-Description botanique

En Algérie, les pistachiers de l'Atlas se caractérisent par leurs silhouettes hémisphériques, leurs troncs vigoureux atteignant 15 à 20 m de hauteur, le tronc des arbres adultes peut dépasser 1 m de diamètre et 6 m de périmètre et leur feuillage sont denses (**El Zerey-Belaskri et al., 2016 ; 2018**), un peu coriaces, et alternes aux 7-11 folioles de dimensions égales à (2,5 - 6) x (0,5 - 1,5) cm. Les folioles sont obscurément rhomboïdales avec leur plus grande largeur au tiers inférieur du limbe.

L'espèce Bétoum est dioïque dont les fleurs sont apétales et rougeâtres en grappes terminales pour les mâles et axillaires pour les femelles.

Les fruits sont des drupes qui mesurent environ 6-8 mm de long sur 5-6 mm de large. La forme de ces fruits est légèrement ovale quelque fois plutôt allongée, plus rarement sensiblement trapue ou un peu aplatie. Les fruits ont un épiderme qui se ride en séchant sur un endocarpe induré mais très mince abritant deux cotylédons exalbuminés, riches en huile et comestibles (**Monjauze, 1980**).

L'oléorésine sécrétée par le tronc, a une couleur vert jaunâtre et dégage une légère odeur. Cette plante est unidirectionnelle et possède 5 sépales et aucun pétale (**Mahdjoub et al., 2018**).

Les galles sont des structures qui se forment à la suite d'activités de croissance anormales des plantes en réponse à des organismes inducteurs de galles (insectes galligènes). (**Takei et al., 2015**). Les galles peuvent être décrites comme des "extensions de phénotype des insectes". Il s'agit d'incubateurs aux insectes qui peuvent mieux se nourrir et se protéger des conditions abiotiques défavorables et de leurs ennemis naturels (**Kurzfeld-Zexer et al., 2015**).

Divers types des galles peuvent être induits sur *P. atlantica*, présentant des morphologies et des complexités structurales variables (Figure 1), qui se diffèrent selon le site d'induction et le tissu végétal affecté d'une part ; et de l'autre part selon l'insecte galligène, son cycle de vie et son comportement spécifique de signalisation ou d'alimentation, plusieurs espèces de pucerons galligènes peuvent se trouver sur le même arbre du *P. atlantica*, et dans certains cas une seule feuille porte des galles de plus d'une espèce mais occupant des folioles différentes (**Wool, 2005**).

On distingue cinq types de galles chez *P. atlantica* (**Inbar et al., 2004**).

- Les galles sphériques, de petite taille en forme de pois non scellées, induites par *Smynthuodes betae* sur la nervure médiane des folioles par l'action de la fondatrice, il s'agit des "galles temporaires".

- Les galles marginales, galles allongées non scellées situées sur les bords des folioles des jeunes feuilles adjacentes, ils sont induits par *Forda riccobinii*, il s'agit des "galles finales" qui permettent plus d'approvisionnement alimentaire et une reproduction intense.

- Les galles globulaires, en forme sphérique complètement scellées et de taille supérieure à celle des galles sphériques, induits par *Geoica sp.* situés sur le côté abaxial de la nervure médiane de la foliole.

- Les galles de bourgeon, induits par *Slavum wertheimae*, les plus grandes galles complètement scellées en formes de corail.

- Les galles en forme de corne torsadée, induites par *Pemphigus corniculatus*, sont des galles brunes à odeur balsamique qui transforment parfois la feuille entière en une excroissance cornée pouvant atteindre 50 cm de long.

Le mécanisme moléculaire de formation des galles reste incertain. Cependant, une hypothèse suggère que l'insecte contrôle la formation et le développement des galles selon la pertinence et la réactivité des tissus végétaux (**Weis et al., 1988**). De plus, le même type de galles peut évoluer plusieurs fois, ce qui suggère que la morphologie des galles peut avoir une valeur adaptative (**Inbar et al., 2004**).

En Algérie, les galles de *P. atlantica* dénommé en arabe « Afse » sont comestibles et vendus sur les marchés et utilisées comme agent d'embaumement par les habitants des zones rurales (**Sifi et al., 2015 b**). Ils sont également connus autant qu'une matière première pour le tannage dans l'industrie du cuir (**Kiani et Amiri, 2018**).



Figure 1 : Les types des galles induites sur *P. atlantica*, (a) les galles sphériques (**Photo originale**), (b) les galles marginales, (c) les galles globulaires, (d) les galles de bourgeons, (e) les galles en forme de corne torsadée (**Yoram, 2020**).

2-Classification

Selon (APG II, 2003)

Embranchement : Spermaphyta

Sous-embranchement : Angiospermae

Division : Magnoliophyta

Classe : Eudicots

Sous classe : Rosids

Ordre : Sapindale

Famille : Anacardiaceae

Genre : Pistacia

Espèce : *Pistacia atlantica* Desf.

3- Noms vernaculaires

Le pistachier de l'Atlas est connu sous le nom vernaculaire « bétoum » en arabe qui désigne un substantif pluriel dont le singulier est botma, betouma ou btouma ou encore boutmaia en Afrique du Nord et boutmela au Proche-Orient. **(Manjauze, 1980)**, il s'appelle également Iggh en berbère **(Belhadj et al., 2008)** ou encore tismelet ou bien tesemhalt, Treminthos en italien **(El Zerey-Belaskri et Benhassaini, 2016)** En persan, *P. atlantica* est appelé Baneh, en anglais Atlas mastic tree, dans les îles Canaries Almacigo, et en turc Melengic **(Mahdjoub et al., 2018)**.

4- Répartition géographique

Pistacia L. montre une large distribution disjointe dans le Nord Hémisphère, avec environ sept espèces dans la région méditerranéenne (Eurasie méditerranéenne et Afrique adjacente), deux ou trois espèces en Asie orientale, et une ou deux espèces dans le sud-ouest des États-Unis et le Mexique **(Xie et al., 2014)**. *P. atlantica* est l'une des espèces sauvages du genre les plus répandues qui se répartit à partir des îles de Canaries jusqu'aux montagnes de Pamir **(Zohary, 1952)**.

En Algérie, Le Pistachier de l'Atlas est l'une des rares espèces arborescentes encore présentes dans les régions arides, semi-arides et même sahariennes, sa limite extrême se trouve en plein cœur du Hoggar où il existe à l'état de relique **(Manjauze, 1980)**. Cet arbre est recensé depuis la plaine de Mitidja jusqu'à la région Saharienne il est présent au nord-est de Tlemcen à Sidi bel Abbes à Saida, Naâma, El Bayadh, Tiaret et Médéa, à Mascara et Biskra, à Bechar, Laghouat et Ghardaïa, à Djelfa et M'sila, Khenchela et Tébessa. Le Pistachier de l'Atlas peuplait jadis la région entre Laghouat et Biskra et une partie des hauts plateaux et toute la zone qui se trouve entre l'Atlas tellien et l'Atlas Saharien et il occupait même une partie du versant sud de l'Atlas saharien **(Manjauze, 1968)**.

5-Croissance et période végétative

Le pistachier de l'Atlas a une croissance très lente et une très grande vitalité. Le rythme de croissance est faible en janvier (2 cm/ semaine), en février le rythme s'accélère et en mai l'allongement atteint en moyenne 50 cm de long **(Chaba et al., 1991)**.

La floraison et l'apparition des feuilles débutent la mi-février pour les régions arides, alors que pour celles semi- arides, elles sont tardives et commencent la mi-mars. Ce décalage est dû au froid

qui dure jusqu'au début du mois de mars pour les régions semi arides (haute altitude). La fructification débute vers la fin du mois de mars. Les fruits prennent au départ une couleur jaune, qui change progressivement en rouge puis en noir. Ils atteignent leur maturité au mois de septembre tout en ayant une couleur vert foncé, la fin de la période végétative du pistachier de l'Atlas débute la mi-novembre et se termine à la fin du mois de décembre (Yaaqobi *et al.*, 2009).

6-Principes actifs et utilisation médicinale

L'espèce *P. atlantica* est constituée de plusieurs métabolites primaires et secondaires tels que les protéines, les graisses, les glucides, les fibres brutes, les polyphénols, les flavonoïdes, les alcaloïdes et les mucilages (Fetati et Lassouani, 2018). Différentes parties de cette espèce, notamment les feuilles sont utilisées pour le traitement de la douleur, de la dyspepsie, de l'ulcère peptique, du diabète, et de l'infection oculaire (Benamar *et al.*, 2018). Les fruits sont utilisés depuis longtemps comme un aliment tonique et comme un remède utile pour différentes maladies grâce à leur activité aphrodisiaque pour le traitement des troubles du foie, des reins, du cœur et du système respiratoire, la résine est utilisée fréquemment pour leur activité de cicatrisation des blessures et traitement des troubles cérébraux et gastro-intestinaux (Bozorgi *et al.*, 2013), comme elle présente également un agent de renforcement des tissus gingivaux et un remède pour les fractures osseuses et les troubles musculosquelettiques (Avicenna, 2012).

7-Travaux antérieurs sur la composition chimique et les activités biologiques

Divers composés de différents groupes phytochimiques ont été identifiés à partir de l'espèce *P. atlantica* et leurs potentiels bioactifs, et pour une meilleure compréhension de cette diversité, nous avons présenté dans le tableau ci-dessous (Tableau 1) les différentes classes de ces composés et leurs activités biologiques correspondantes.

Tableau 1 : Principaux composés phytochimiques et activités biologiques étudiés des différents organes de l'espèce *P. atlantica*.

Organes	Extraits	Composés bioactifs	Activités biologiques	Références
Fruits, feuilles, galles, bourgeons, tiges, racines, écorces internes et externes du tronc	Extraits hydroalcooliques. Extraits lipidiques Fraction insaponifiable Huiles essentielles	Composés phénoliques Flavonoïdes Flavonol Tocophérols Terpénoïdes	Antioxydante	(Toul <i>et al.</i> , 2016 ; Ben Ahmed <i>et al.</i> , 2020 ; Guenane <i>et al.</i> , 2017 ; Bentireche <i>et al.</i> , 2019 ; Gourine <i>et al.</i> , 2010 ; Sifi <i>et al.</i> , 2015 a)
Feuilles	Extraits hydroalcooliques	Composés phénoliques	Antidiabétique et antihypertensive (inhibition des enzymes alpha-amylase, alpha-glucosidase et l'enzyme de conversion de l'angiotensine-I	(Ahmed <i>et al.</i> , 2018)
Fruits immatures	Fractions de MeOH, n-hexane, CH ₂ Cl ₂ , n-BuOH, Ac-O-Et, Extrait aqueux et huiles essentielles.	Composés phénoliques Flavonoïdes Terpénoïde	Anti-mélanogénèse et anti-tyrosinase	(Eghbali-Feriz., <i>et al</i> 2018)

Feuilles	Extraits Hydroalcooliques	Composés phénoliques	Hepatoprotective	(Tolooei et Mirzaei, 2015)
Feuilles et tiges	Fractions organiques Ac-O-Et n-BuOH CHCl ₃ , n-Hexane Extraits aqueux	Acides phénoliques : A. gallique, A. salicylique, A. cinnamique, A.4- Hydroxybenzoic A. p-Coumarique, A. vanillique, A. cafféique, A. férulique Flavonoïdes : Hésperidine, Rutine, quercétine, Catéchine, Naringinine	Anticholinesterase	(Benamar et al., 2018 ; Achilli et al., 2020
	Extraits hydroalcooliques Huiles essentielles	Composés phénoliques Terpénoïdes	Antihyperlipidémique	(Hosseini et al., 2020)
Feuilles	Extrait Hydroéthanolique	Composés phénoliques Flavonoïdes	Néphroprotective et anti-inflammatoire	(Heidarian et al., 2017)
Fruits Résine	Extraits éthanoliques	Composés phénoliques	Anticancéreuse	(Rahman, 2018 ; Jaafari et al., 2019)

Feuilles Fruits	Huiles essentielles	β -myrcene , α - pinene, limonene, trans- caryophyllene, α - amorphene, neo- allo-ocimene.	Antifongique	(Shialy <i>et al.</i> , 2015) Falahati <i>et al.</i>, 2015
Feuilles	Extraits aqueux Extraits éthanoliques	Composés phénoliques	Anti-microbienne	Roozegar <i>et al.</i>, 2016 ; Rigane <i>et al.</i>, 2017)

Il ressort du tableau 1 que l'espèce *P. atlantica* présente une diversité qualitative entre leurs phytoconstituants qui englobe plusieurs activités pharmacologiques dues aux différents paramètres tels que la partie étudiée, l'âge et le sexe de l'arbre, les méthodes d'extraction, l'origine géographique et les conditions climatiques. Au vu des résultats obtenus de l'étude bibliographique, on constate que les composés phénoliques, les flavonoïdes et les terpénoïdes sont les principaux groupes des composés responsables aux activités biologiques.

Influence de divers facteurs sur les plantes et leurs productions des phytoconstituants

Les variations qualitatives et quantitatives des métabolites primaires et secondaires peuvent être dues à plusieurs facteurs environnementaux, agricoles et génétiques différents, tels que la température, l'humidité, la quantité de pluie, la quantité de soleil, la variété de la plante, la saison de collecte et même du moment de la collecte ainsi que la méthode de séchage et d'extraction de la plante, par conséquent, ces changements du contenu et de composition affectent d'une manière directe l'activité pharmacologique de ces molécules bioactives.

1-Saison et temps de collecte

Le moment de la collecte est connu par leur impact de manière significative sur le niveau de composés bioactifs dans les herbes et les plantes médicinales notamment sur la variation en taux

des terpènes, des composés phénoliques, des flavonoïdes, des tanins, des tocophérols, des caroténoïdes et des acides gras de l'espèce *P. atlantica* (**Gourine et al., 2010, Ben Ahmed et al., 2017 ; Chelghoum et al., 2020**).

Le matériel végétal cultivé doit être récolté au stade de croissance optimal lorsque les paramètres associés à la qualité de la matière première sont au maximum. En effet, différents métabolites sont biosynthétisés et peuvent être présents à différents stades de la croissance de la plante (**Özcan et al., 2017**). Il est donc nécessaire d'étudier les altérations de la production des composants bioactifs en fonction de saison pour déterminer le moment optimal de la collecte qui garantirait la puissance de l'effet biologique ou pharmacologique du produit végétal final. Pour l'industrie des plantes en particulier, ces aspects sont très importants dans la normalisation et le contrôle de la qualité des produits à base de plantes.

2-Degré de maturation

Plusieurs études ont souligné le rôle primordial de degré de maturation à la variation de la composition chimique des huiles des fruits de différentes espèces tels que les huiles d'olives et d'argan, (**Yorulmaz et al., 2013 ; Harhar et al., 2014**). Le stade de maturité représente un facteur important qu'il a un impact direct sur la qualité de l'huile des fruits de *p. atlantica*, car d'importantes variations chimiques ont lieu pendant la maturation. Ces changements influencent non seulement la qualité, mais aussi les caractéristiques organoleptiques et nutritionnelles de l'huile.

En effet, la progression de la maturation des fruits entraîne des modifications dans les processus métaboliques de certains composés tels que les triglycérides, les acides gras, les polyphénols, les tocophérols, et les caroténoïdes (**Guenane et al., 2015**). L'un des attributs permettant d'évaluer la maturité est la couleur de la peau. Au cours de la maturité, la couleur de la peau des pistaches de l'Atlas passe du vert au début de stade d'immaturité, puis les changements se poursuivent et les petites taches jaunes rougeâtre des fruits immatures passent au vert foncé et au noir à la maturité (**Bentireche et al., 2019**).

3-Influence des facteurs environnementaux abiotiques

La production et l'accumulation de métabolites chez les individus d'une même espèce qui poussent dans des régions différentes peuvent être influencées par des facteurs environnementaux

De sorte que ces substances semblent jouer un rôle d'interface chimique entre la plante et le milieu environnant (Ncube *et al.*, 2012 ; Sampaio *et al.*, 2018).

Divers facteurs climatiques, tels que la précipitation (Sampaio *et al.*, 2011), la température et le rayonnement solaire (Shamloo *et al.*, 2017), l'altitude (Khalil *et al.*, 2020), la saison de collecte (Nardini *et al.*, 2019) sont décrits comme capables d'influencer la production des métabolites par les plantes. Ainsi, les plantes dans des conditions de stress induites par l'environnement (par exemple : la sécheresse, les températures et les niveaux élevés du rayonnement solaire) peuvent montrer des changements dans la production des métabolites primaire et ainsi les secondaires.

3-1-Température

La température est l'une des facteurs environnementaux abiotiques qui peut provoquer des variations physiologiques, biochimique, et moléculaire chez les plantes, entraînant une diminution de la vigueur et de la croissance, en affectant la photosynthèse, l'un des processus physiologiques les plus sensibles aux différences de température (Song *et al.*, 2014). Les oscillations dans le taux photosynthétique induit par le stress thermique peuvent favoriser la formation des métabolites secondaires en rétablissant les mécanismes de défense. Tous ces changements induisent des modifications de la teneur en métabolites (Austen *et al.*, 2019).

Le stress thermique (haute ou basse température) est décrit pour induire ou augmenter les enzymes antioxydantes, comme le superoxyde dismutase, la catalase, l'ascorbate peroxydase, le glutathione réductase et de nombreux composés tels que les composés phénoliques ayant une activité antioxydante. Ce stress peut perturber gravement le métabolisme normal des plantes provoquant l'altération et l'oxydation des lipides membranaires, des protéines et des acides nucléiques (Soengas *et al.*, 2018). Les mécanismes d'acclimatation et d'adaptation aux conditions environnementales basée sur l'activation de réponses physiologiques et moléculaires spécifiques, conduit à des modifications du métabolisme des plantes afin de minimiser les dommages induits par le stress thermique, en tant que forme de défense et de survie de l'espèce face à des conditions environnementales spécifiques (Akula *et al.*, 2011).

3-2-Précipitation et stress hydrique

La précipitation présente également un facteur environnemental vital le plus critique qui joue un rôle crucial dans la croissance et la production des plantes en augmentant la teneur en eau du sol, améliorant ainsi les facteurs édaphiques connexes, ce qui favorisera une meilleure croissance des plantes ainsi qu'une production élevée de phytoconstituants (**Nafus *et al.*, 2017**). Le déficit en eau est l'un des plus importants facteurs perturbant le métabolisme des plantes, inhibant leur croissance et réduisant la productivité dans le monde (**Perlikowski *et al.*, 2016**). Cependant, il provoque une augmentation de la synthèse de nombreux composés bioactifs, qui sont produits par les plantes pour lutter contre le déficit hydrique.

Le stress hydrique affecte la productivité de la plante et peut souvent avoir un effet contradictoire aux plantes médicinales. Naturellement, ces stress se produisent plus fréquemment dans les zones d'environnement arides ou semi-arides (**Gugliuzza *et al.*, 2020**). ou les plantes cultivées peuvent présenter l'accumulation de carbone sous forme d'hydrates de carbone, et permettant au carbone d'être alloués au métabolisme secondaire (**Sanches *et al.*, 2019**).

Le stress hydrique peut provoquer une réduction des taux de photosynthèse avec une augmentation conséquente de la production d'espèces réactives de l'oxygène (ERO), ce qui se traduit par des taux élevés de la production de composés phénoliques comme mécanisme de défense des plantes (**Cruz de Carvalho, 2008 ; Sampaio *et al.*, 2016**).

3-3-Altitude

L'altitude est considérée comme un facteur clé qui relie plusieurs facteurs environnementaux tels que : la diminution de la température de l'air et la pression atmosphérique totale plus l'augmentation des précipitations et du rayonnement UV sous forme de rayonnement solaire entrant. En haute altitude, la température moyenne est inférieure à celle qui se trouve au pied des montagnes. L'altitude joue un rôle crucial dans la santé et la croissance des plantes. Le type et la quantité de lumière du soleil, la quantité d'eau que les plantes peuvent absorber et les nutriments que les plantes reçoivent diffèrent selon l'altitude (**Khalil *et al.*, 2020**), ce qui peut influencer positivement (**Liu *et al.*, 2016**) ou négativement (**Cui *et al.*, 2018**) la physiologie de la plante et la qualité voire la quantité de substances bioactives.

3-4-Sol et ses nutriments

Le type du sol est l'un des facteurs abiotiques essentiels qui peuvent affecter la croissance des plantes et modifier la fonction de leurs racines (**Aftab et Hakeem, 2020**). Les éléments nutritifs contenus dans les sols pourraient être le facteur le plus important pour affecter la croissance des plantes et leur contenu phytochimique et peuvent donc affecter de manière significative et expressive leur métabolisme en fonction de la disponibilité de certains éléments nutritifs dans le sol (**Quan et Liang, 2017**). Notamment les macros (Ca, Mg, P e K) et les micronutriments (Cu, Zn, Mn) qui sont souvent nécessaires comme cofacteurs pour l'activité enzymatique, et leur excès en sols génèrent des ERO (**Morgan et Connolly, 2013**). Une carence de l'un des micronutriments du sol peut limiter la croissance des plantes, même lorsque tous les autres nutriments sont disponibles en quantité suffisante.

Le stress nutritionnel entraîne une augmentation de la concentration des métabolites secondaires. Les rôles spécifiques des micronutriments essentiels dans la production des principes actifs sont dus à leur fonction de composants ou d'activateurs des enzymes du métabolisme secondaire. De plus, les métaux peuvent éliminer certains produits phytochimiques dans les tissus végétaux. Les micronutriments ayant des fonctions redox comme le Fe, le Cu, le Mn et le Mo sont des facteurs clés pour de nombreuses enzymes impliquées dans les étapes de biosynthèse des composés secondaires. Le cuivre, par exemple, est essentiel pour le fonctionnement de nombreuses oxydases et oxygénases qui jouent un rôle clé dans le métabolisme secondaire.

Les sols pauvres en macronutriments peuvent donner des plantes avec un taux de croissance plus faible et une production plus élevée de métabolites secondaires, notamment les dérivés phénoliques par exemple : les carences en azote et en phosphate influencent directement l'accumulation des phénylpropanoïdes, tandis que les carences en potassium, en soufre et en magnésium augmentent les concentrations phénoliques (**Akula et Ravishankar, 2011**).

4-Facteurs biotiques

Les plantes ont développé dans leurs habitats un large éventail de mécanismes de défense contre les insectes, les herbivores et plusieurs microorganismes (par exemple les bactéries, les champignons filamenteux, les protozoaires et les virus), qui établissent de nombreuses interactions avec la plante hôte. Ces continues interactions de parasitisme et/ou de mutualisme sont à la base de la synthèse de métabolites secondaires (**Ashraf et al., 2018**). Ce type de contact direct entre les plantes et d'autres espèces induit des changements dans la composition de la paroi cellulaire, les structures protéiques telles que : la chitine et la glucanase, et la synthèse de phytoalexines, les phytoanticipines, et les molécules de signalisation associées à cette résistance. Ainsi, lorsqu'un deuxième stimulus a provoqué la réaction se produira plus rapidement que l'infection primaire, ce qui permettra une réaction à la nouvelle infection et acceptabilité moindre de l'organe ou de l'ensemble à de futures attaques. Les phytoalexines sont des composés normalement dérivés de phénylpropanoïdes ainsi que de terpénoïdes et de polyéthylène, générés en réponse à l'attaque des agents pathogènes (**Gouvea et al., 2012**).

Les mécanismes de défense contre le stress biotique sont générés par l'interaction continue entre la plante et l'agent pathogène et les réponses des plantes contre ce stress sont non seulement l'altération des caractéristiques anatomiques, comme la formation d'une cuticule cireuse, de trichomes, de soies et d'épines, mais aussi la production de divers métabolites secondaires. Ces derniers agissent également comme des toxines (terpènes, alcaloïdes et composés phénoliques) contre les agents pathogènes des plantes et l'accumulation des enzymes antioxydantes (peroxydase, polyphénol oxydase, lipoxygénases), qu'ils inhibent la digestion des insectes. (**Saddique et al., 2018**).

De tels types de réponses des plantes sont observés contre des bactéries, des champignons et des parasites. Une fois l'agent pathogène pénètre la plante, différents mécanismes de défense vont déclencher sous la forme de l'activation des canaux d'ion spécifique et la cascade des kinases (**Rejeb et al., 2014**), suivie par la production d'espèces réactives à l'oxygène (**Laloi et al., 2004**), des phytohormones éthylène (ET), des acides ascorbique, abscisique, salicylique et jasmonique et de Ca^{2+} contre le stress biotique. (**AbuQamar et al., 2009**), par contre pour les mécanismes de défense indirects les substances volatiles induites par les herbivores ont un rôle important dans la défense

des plantes. Ils protègent les plantes de deux façons, en agissant comme une interaction écologique tritropique (c'est-à-dire qu'une plante peut libérer de tels composés en attirant les ennemis naturels des insectes tels que les prédateurs et/ou parasitoïdes ou en empêchant l'alimentation et/ou la ponte. La production de ces substances varie selon le type d'herbivore, d'espèce végétale, du stade de croissance et de l'état de la plante, qui est l'une des classes les plus étudiées de métabolites secondaires inductibles par les herbivores (**Yuan et al., 2008 ; Maffei, 2010**).

5-Facteur génétique

Toutes les variations observées chez les plantes sont principalement dues à une réponse directe à des facteurs environnementaux (biotiques et abiotiques) ou bien une adaptation génétique des populations qui se développent à leur environnement spécifique (**Spitaler et al., 2006**).

Swingland a défini la diversité génétique comme la variation des caractéristiques héréditaires présentes dans une population de la même espèce. La variation des caractères héréditaires peut s'exprimer sous la forme d'une altération de la morphologie, de l'anatomie, du comportement physiologique ou des caractéristiques biochimiques. La diversité génomique peut être définie comme la diversité au niveau de plusieurs gènes-lociques au sein d'une même espèce. Cela est dû au fait que les allèles contrastés d'un gène chez différents individus produisent des phénotypes contrastés. Cette diversité permet à la population ou les espèces de s'adapter et évoluer en réponse aux changements d'environnement et aux pressions de la sélection naturelle (**Swingland, 2001**).

Plusieurs études autour du monde sont traitées la diversité génétique des différentes espèces de genre *Pistacia* (**Albaladejo et al., 2008 ; Pazouki et al., 2010 ; Arabnezhad et al., 2011 ; Talebi et al., 2012**), mais la première caractérisation moléculaire de l'espèce *Pistacia atlantica* en Algérie est révélée par El Zerey-Belaskri et ses collaborateurs (**El Zerey-Belaskri et al., 2018**), où ils ont indiqué la diversité évidente de l'espèce et montré que les facteurs intrinsèques (génétiques) comme les extrinsèques ont un impact très clair sur la variation morphologique (**El Zerey-Belaskri et Benhassaini, 2016**) et chimique (**El Zerey- Belaskri et al., 2017**) de la même espèce.

Généralités sur les lipides

Les lipides sont un constituant essentiel de toutes les cellules végétales. Les membranes des cellules végétatives occupent la quasi-totalité de la teneur en lipides. Les lipides sont la principale forme de stockage d'énergie chimique (carbone) dans les graines de nombreuses espèces végétales. (Kim, 2020).

1-Classification des lipides

Chez les végétaux, on distingue deux grandes classes de lipides : les lipides à base des groupes cétoacylés précédemment nommés (lipides saponifiables) et les lipides construits à partir des groupes isopréniques (lipides insaponifiables fondés sur des unités isopréniques) (Figure 2) selon la classification Lipid Metabolites and Pathways Strategy (LIPID MAPS, 2005) du Comité international de la classification et de la nomenclature des lipides.

Sur la base de ce système de classification, les lipides ont été divisés en huit catégories : acides gras, glycérolipides, glycérophospholipides, sphingolipides, glycolipides et polycétides (dérivés de la condensation des sous-unités cétoacyles) ; et lipides stérols et lipides prénols (dérivés de la condensation des sous-unités isoprène) (Fahy *et al.*, 2011).

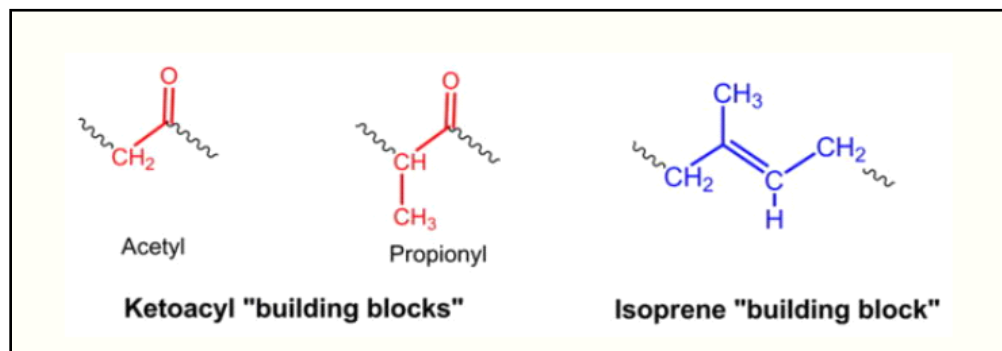


Figure 2 : Unités de construction lipidiques biosynthétiques fondamentales : les groupes cétoacyles et les groupes isoprènes selon le système de classification LIPID MAPS (Fahy *et al.*, 2011).

1-1-Les acyles gras (AG)

Les acyles gras sont un groupe diversifié de molécules synthétisées par allongement de la chaîne d'une amorce acétyl-CoA avec des groupes malonyl-CoA (ou méthylmalonyl-CoA). Les acyles gras peuvent contenir une fonctionnalité cyclique et/ou sont substitués par des hétéroatomes. Cette catégorie contient plusieurs variantes fonctionnelles telles que des alcools, des aldéhydes, des amines et des esters plus que les acides gras, qu'ils occupent la grande partie (**Fahy et al., 2011**).

Ces derniers sont les éléments constitutifs des lipides et leur unité de base constructive s'agit d'une chaîne d'hydrocarbures avec un groupement carboxyle ($-COOH$) situé sur son extrémité terminale. Les acides gras sont classés selon la longueur de la chaîne aliphatique à chaîne courte (queues aliphatiques de 5 ou même 7 atomes de carbone), chaîne moyenne (queues aliphatiques de 6-8 jusqu'à 12-14 carbones), longue chaîne (queues aliphatiques de 13-18 à 22 atomes de carbone), et les acides gras à très longue chaîne (queues aliphatiques plus longues que 22 carbones ; $> C22$).

De plus, la chaîne aliphatique peut être saturée (acide gras saturé, AGS), où toutes les liaisons carbone-carbone forment des liaisons simples ou insaturées (acide gras insaturé, AGI) dont certains carbones sont assortis d'une ou plusieurs doubles liaisons. En outre, l'AGI peut être divisée en deux catégories : acides gras mono-insaturés (monoénoïques) (AGMI) et poly-insaturés (AGPI) avec exactement au moins deux doubles insaturations respectives (**Watkins, 2013**).

1-2-Les glycérolipides

Les glycérolipides sont les principales formes de lipide et les plus abondants dans les plantes, dans lequel le groupe carboxyle de l'acide gras est lié par estérification avec le groupe hydroxyle du glycérol. Les glycérolipides comprennent les (mono-, di- et triacylglycérols) (non chargés), glycéroglycolipides neutres (mono- et digalactosylglycérides ; sulfoglucolipides) et glycérolipides polaires (phospholipides et glycérolipides à base de bétaine) (**Bittman, 2013**).

1-3-Les glycérophospholipides (GPL)

Les glycérophospholipides contenant du phosphore sont des constituants majeurs des membranes et ils ont différents groupes de tête estérifiés par choline, éthanolamine, sérine ou

inositol. Ils sont, respectivement, décrits comme phosphatidylcholine (PC), phosphatidyléthanolamine (PE), phosphatidylsérine (PS), et phosphatidylinositol (PI). Les phospholipides sont également caractérisés par différentes longueurs et de degré d'insaturation de leurs chaînes acyles. Les variations de leurs propriétés ont un impact sur les caractéristiques de membrane. Cette classe de lipides est inégalement répartie entre les différentes membranes de la cellule. (Triebl, 2016)

1-4-Les glycolipides (GL)

Les glycolipides sont des composants des membranes cellulaires composées d'une queue lipidique hydrophobe et d'un ou plusieurs groupes de sucres hydrophiles liés par une liaison glycosidique. En général, les glycolipides se trouvent sur les membranes cellulaires externes. Les principaux glycolipides constituant des membranes photosynthétiques des plantes sont les galactolipides non phosphorés divisés principalement en deux classes : les monogalactosyldiacylglycérols (MGDG) et le digalactosyldiacylglycérol (DGDG) (Hamid *et al.*, 2015).

1-5-Les sphingolipides

Les sphingolipides sont regroupés en quatre classes : les glycosyleinositolphosphocéramides (GIPC), les glucosylcéramides (GCer), les céramides (Cer) et les bases libres à longue chaîne (LCB) (Mamode *et al.*, 2019). Ils sont constitués d'un squelette en céramide composé d'une base à longue chaîne et d'un acide gras à longue chaîne correspondant l'estérification. Le Cer et le LCB peuvent tous deux être phosphorylés et dé-phosphorylés et Cer, en outre, glucosylée (Michaelson *et al.*, 2016). La quantité de sphingolipides diffère sensiblement selon les espèces et tissus végétaux, mais atteint généralement jusqu'à 10 % des lipides totaux dans les plantes (Lynch *et al.*, 2004).

1-6-Les polycétides

Les polycétides sont un groupe diversifié de métabolites d'origine animale, végétale et microbienne qui présentent un degré élevé de diversité structurelle, bien qu'ils soient synthétisés à partir d'un simple acyle et forment une grande famille de produits naturels aux activités biologiques variées (Miyanaga, 2017).

1-7-Les lipides de prénoles (PR)

Les prénoles sont synthétisés à partir des précurseurs à 5 atomes de carbone que sont le diphosphate d'isopentényle et le diphosphate de diméthylallyle. Les isoprénoides simples (alcools linéaires, diphosphates, etc.) sont formés par l'ajout successif d'unités C₅, et sont classés en fonction du nombre de ces unités terpéniques. Cette classe comprend les caroténoïdes, qui sont des précurseurs de la vitamine A et possèdent également des effets antioxydants. Les PR contenant plus de 40 atomes de carbone sont appelés polyterpènes. Les quinones et les ubiquinones, ainsi que les hydroquinones, comme les vitamines K et E (α -tocophérols), constituent une autre classe de molécules importantes sur le plan biologique (Donato *et al.*, 2017).

1-7-1-Caroténoïdes

La plupart des caroténoïdes sont des tétraterpénoides, contenant 40 atomes de carbone et dérivés de huit molécules d'isoprène. Tous les caroténoïdes ont une structure polyisoprénoides, accompagnée d'une longue chaîne conjuguée adjacente avec de multiples doubles liaisons et une symétrie sur les doubles liaisons centrales, grâce à la présence du système conjugué riche en électrons de la structure du polyène. Les caroténoïdes piègent les radicaux libres en capturant les radicaux pyroxy et en éteignant l'oxygène singulet ce qui leur donne une propriété antioxydante très puissante.

Les caroténoïdes sont classés en deux groupes : à savoir les xanthophylles et les carotènes (Figure 3), en fonction de leurs constituants chimiques. Les dérivés oxygénés sont connus sous le nom de xanthophylles (β -cryptoxanthine, zeaxanthine, lutéine, astaxanthine, and fucoxanthine) ; tandis que les caroténoïdes d'hydrocarbures uniquement (lycopène, phytoène, β -carotène, α -carotène γ -carotène, et δ -carotène) sont appelés carotènes (Maoka, 2020).

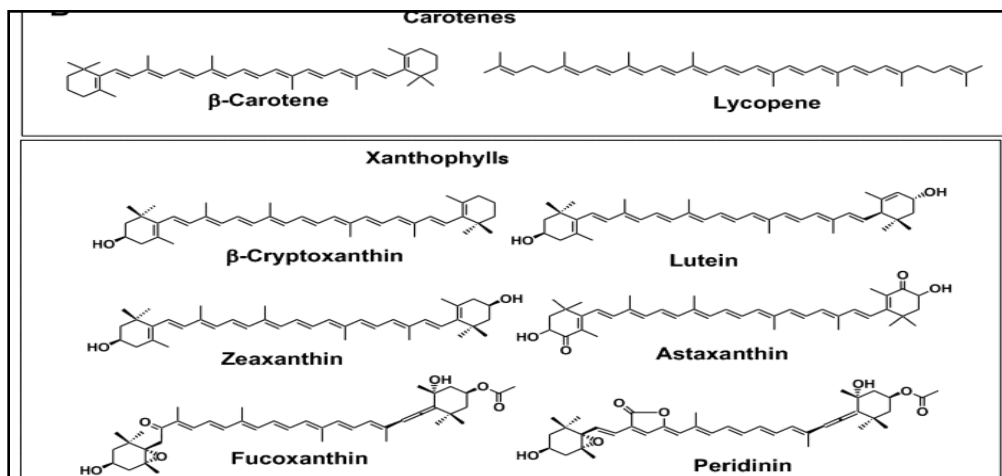


Figure 3 : Structures de quelques exemples des carotènes et des xanthophylles (Maoka, 2020).

1-7-2-Tocophérols

Les tocophérols sont des molécules liposolubles qui appartiennent au groupe des composés de la vitamine E synthétisés à différents niveaux et dans différentes combinaisons par tous les tissus végétaux. Ils sont également des molécules amphipathiques avec un anneau de chromanol polaire et une chaîne latérale saturée hydrophobe. La structure générale des tocophérols et les quatre homologues, α -, β -, γ - et δ -tocophérol, qu'ils se diffèrent par le nombre et la position des groupes méthyle dans le cycle aromatique est illustrée en (Figure 4). Les tocophérols agissent comme d'excellents antioxydants en raison de la capacité de leur système hétérocyclique de chromanol à donner l'hydrogène phénolique pour piéger les radicaux lipide-peroxy ou en réagissant avec l'oxygène singulet et d'autres espèces réactives d'oxygène (ERO) (Falk et Munné-Bosch, 2010).

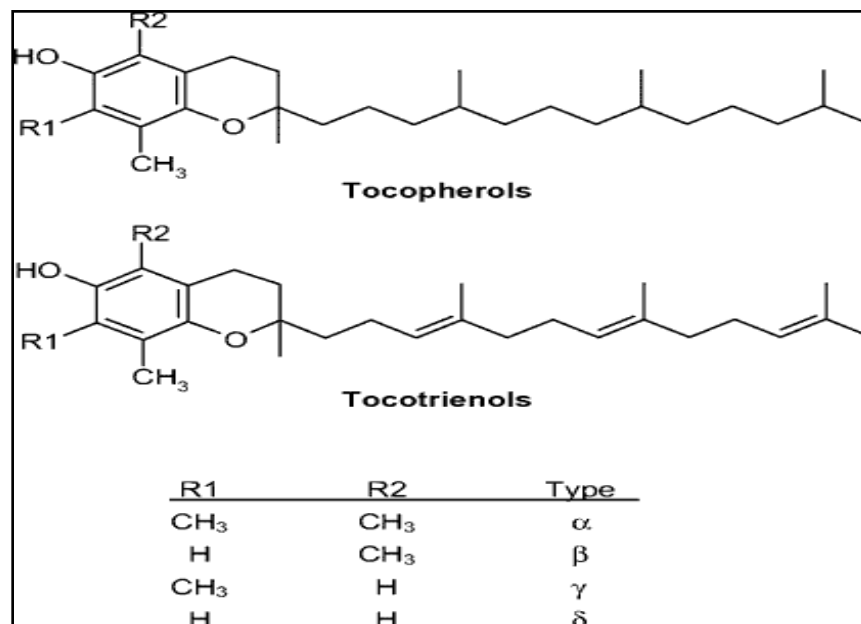


Figure 4 : Structures du tocophérol et du tocotriénol avec le nombre et la position des groupes méthyle dans le cycle chromanol des α-, β-, γ-, et δ-tocochromanols (**Falk et Munné-Bosch, 2010**).

1-8-Les lipides de stérols

Dans les plantes, plus de 250 stérols différents (phytostérols) ont été identifiés. Parmi eux, les plus fréquemment détectés ces derniers appartenant aux 4-desméthylstérols, c'est-à-dire au campestérol, stigmastérol et sitostérol. Les phytostérols peuvent apparaître sous forme de stérols libres, d'esters de stéryle, de glycosides de stéryle, et des glycosides de stérol acylés (**Pelillo et al., 2003**).

2-La biosynthèse des lipides

Les lipides sont définis comme des petites molécules hydrophobes ou amphipathiques et leurs biosynthèses impliquent deux mécanismes : la condensation à base de carbanions de thioesters cétoacyles et/ou la condensation à base de carbocation d'unités d'isoprènes (Figure 5) (**Fahy et al., 2011**).

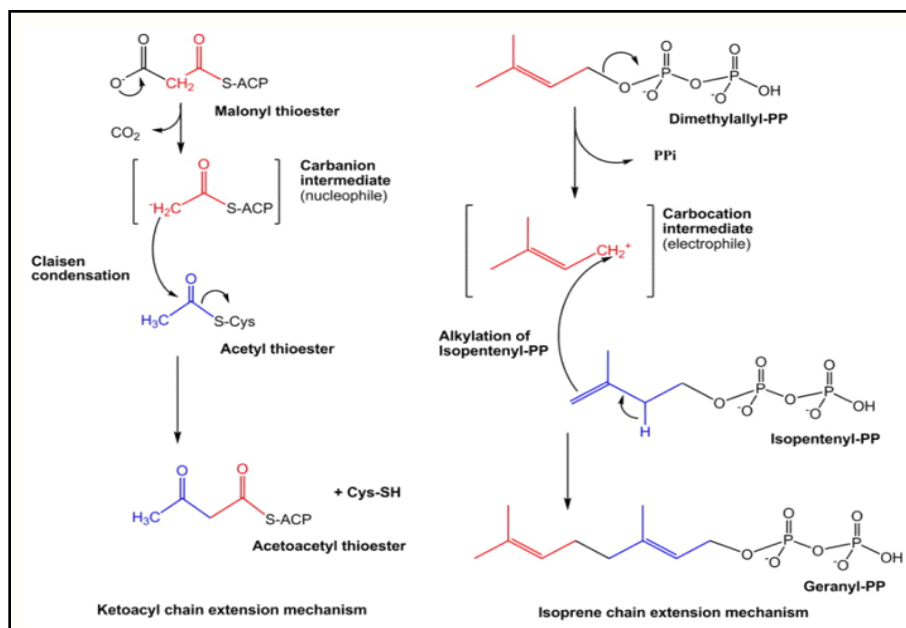


Figure 5 : Mécanismes de la biosynthèse des lipides contenant des cétoacyles et de l'isoprène par l'extension de chaîne à médiation carbanionique et carbocationique. (Fahy *et al.*, 2011)

2-1-Biosynthèse des groupes cétoacyles (acides gras)

La biosynthèse des acides gras, implique deux systèmes enzymatiques : l'acétyl-CoA carboxylase (ACCase) et la synthase d'acide gras plastidial (SAG) appartenant à la SAG de type I (Figure 6). Ces deux systèmes sont situés dans le chloroplaste. Tout d'abord, la coenzyme A (CoA) est convertie en malonyl-CoA par l'acétyl-CoA carboxylase (ACCase) dépendant de la lumière. Ensuite, le malonate est transféré à la protéine porteuse d'acyle (ACP) par la malonyl-CoA : ACP malonyl transférase (MCMT). Par la suite, l'activité de la 3-cétoacyl-ACP synthase 3, 1 et 2 (CAS III, I et II, respectivement) donne les principaux produits de la synthèse des acides gras : 16 :0-ACP et 18 :1 Δ^9 -cis-ACP. La désaturation des acides gras se poursuit et catalysée par les désaturations acyl-ACP solubles qui se produisent dans les plastides. Après le transport hors du plaste, une désaturation supplémentaire et d'autres modifications, telles que l'allongement, sont effectuées par des enzymes liées à la membrane dans le réticulum endoplasmique. Les enzymes archétypiques de ce type sont les désaturases $\Delta 12$ et $\Delta 15$ qui convertissent séquentiellement 18 :1 ($\Delta 9$) à 18 :2 ($\Delta 9, 12$) et 18 :3 ($\Delta 9, 12, 15$) (Chapman et Ohlrogge, 2011).

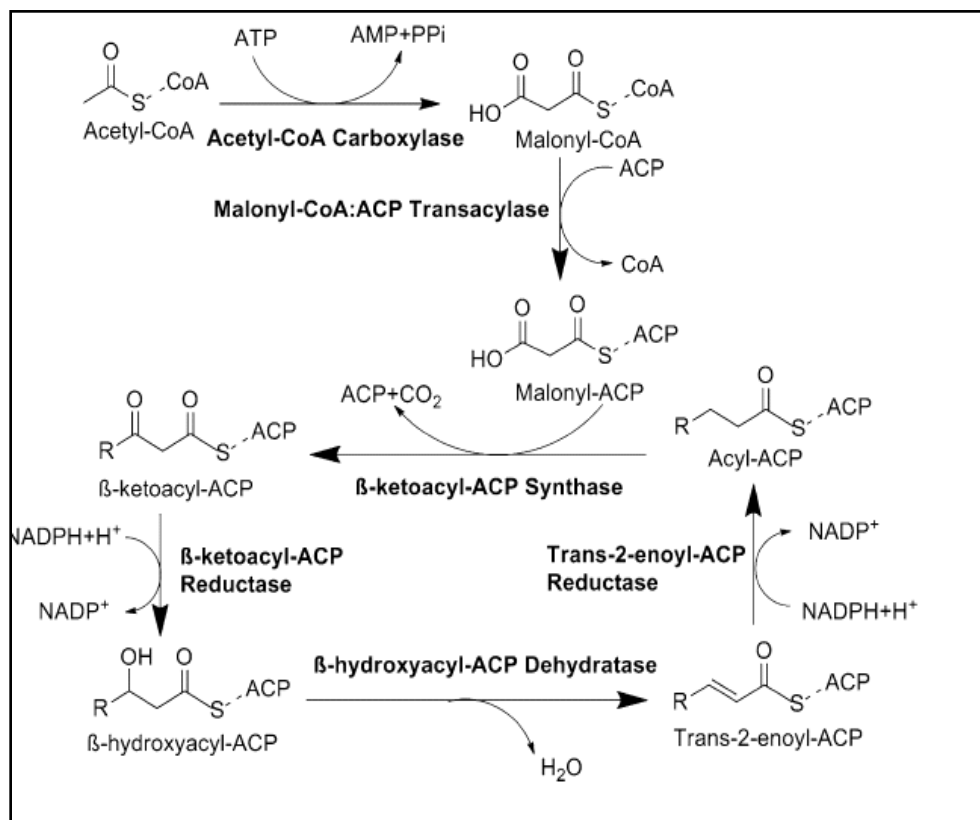


Figure 6 : Voie de biosynthèse des acides gras. Protéine porteuse d'acyle (ACP), ACCase Acétyl carboxylase, synthase d'acide gras (SAG) (Lian et Zhao, 2014).

2-2-Biosynthèse des unités isoprénés

Deux voies sont utilisées dans les plantes pour la biosynthèse du diphosphate d'isopentényle (IPP) et du diphosphate de diméthylallyle (DMAPP), qui sont les précurseurs universels des unités d'isoprène : la voie du mévalonate (MVA), connue depuis longtemps et présente dans le cytosol, et la voie du phosphate de méthylérythritol (MEP) (Figure 7) (Kuzuyama et Seto, 2012). Cette voie est localisée uniquement aux plastides chez les plantes. (Hemmerlin *et al.*, 2013)

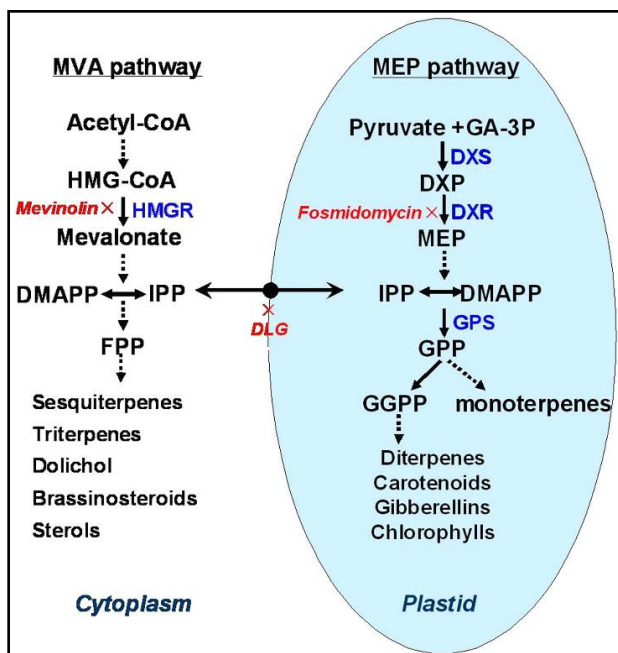


Figure 7 : Voies du mévalonate (MVA) et du phosphate de méthylérythritol (MEP) dans la biosynthèse du terpénoïde (Yang *et al.*, 2012).

3-Rôles biologiques des lipides

Les lipides sont des composants essentiels de toutes les cellules, jouant des rôles importants qui incluent la stabilisation et la signalisation cellulaires. La composition des lipides varie selon les types de cellules, les tissus et chaque organe, ce qui suggère que différentes compositions de lipides sont nécessaires pour différentes fonctions (Muro *et al.*, 2014). Les lipides remplissent trois fonctions biologiques principales : ils servent de composants structurels des membranes cellulaires, de réservoirs d'énergie et de molécules de signalisation importantes (Fahy *et al.*, 2011).

3-1-Composants structurels des membranes

La composition des membranes cellulaires est constituée de lipides de nature amphipathique, qui constitue la base physique de la formation spontanée des membranes car ils comprennent à la fois une partie hydrophobe et une partie hydrophile. Les parties hydrophobes ont tendance à s'associer d'elles-mêmes lorsqu'elles sont dissoutes dans l'eau. Cette prédisposition à l'auto-association a permis la séparation d'un milieu interne du milieu externe lors de l'apparition des premières cellules. La même disposition se récapitule à l'intérieur de la cellule pour générer

des organites discrets. De plus, les lipides sont responsables de la capacité membranaire de bourgeonnement, de tubulation, de fission et de fusion indispensables à la division cellulaire, à la reproduction biologique et au trafic intracellulaire des membranes (**Van Meer *et al.*, 2008**).

3-2-Stockage de l'énergie

Les gouttelettes de lipides utilisées pour le stockage de l'énergie contiennent principalement des esters de triacylglycérol et de stéryle grâce à leur état relativement réduit. Ces réservoirs anhydres sont nécessaires pour le stockage efficace des réserves caloriques et comme réserves d'acides gras et de stérols pour la biogenèse membranaire (**Welte et Gould, 2017**).

3-3-Signalisation cellulaire

L'idée que les lipides membranaires sont en effet de véritables "réservoirs de signaux" est actuellement de plus en plus largement acceptée. De nombreux produits dérivés des lipides sont désormais impliqués en tant que des médiateurs ou des seconds messagers dans la transduction du signal.

3-3-1-Phospholipides

L'un des exemples des dérivés lipidiques les plus connus qui réagisse comme un second messenger c'est l'inositol tri-phosphaté, qui se génère par l'activation de la voie de signalisation du phosphatidylinositol à l'aide de plusieurs récepteurs couplés aux protéines G. Le phosphatidylinositol 4,5-biphosphate (PIP₂) s'hydrolyse par le biais de la phospholipase C en deux messagers secondaires : l'inositol 1,4,5-triphosphate (IP₃) et le diacylglycérol (DAG). À son tour, l'IP₃ augmente les niveaux de calcium des réserves internes tandis que le DAG active la protéine kinase C, ce qui favorise la transduction du signal contrôlant une variété de processus cellulaires notamment la transcription, la croissance cellulaire et les réponses immunitaires (**Bae *et al.*, 1998**).

La protéine kinase C (PKC) peut s'activer aussi par les acides gras provenant de l'hydrolyse des phosphatidylcholines qui participent également dans les réponses cellulaires telles que la prolifération et la différenciation des cellules (**Nakamura, 1996**).

3-3-2-Acide gras

Les acides gras libérés sous l'action des phospholipases A1 et A2 sont aussi des précurseurs d'une myriade de composés oxygénés dérivés de l'acide arachidonique dans les cellules animales (**Hanna et Hafez, 2018**) et des acides linoléique ou linolénique dans les cellules végétales (acide jasmonique ou acide traumatique par exemple) (**Weber, 2002**). Ces dérivés oxygénés agissant comme des hormones locales et d'autres agissant comme des molécules de signalisation.

3-3-3-Sphingolipides

Les sphingolipides et ses métabolites sphingosines, céramides sont impliqués dans une variété de processus cellulaires, notamment la différenciation, la sénescence cellulaire, l'apoptose et la prolifération (**Ohanian et Ohanian, 2001**).

Généralités sur les composés phénoliques

Les composés phénoliques sont constitués de l'un des groupes de métabolites secondaires les plus importants et les plus répandus chez les plantes. Par conséquent la présence d'au moins un cycle aromatique substitué par un groupement hydroxyle ou plus est considérée comme une caractéristique commune des composés phénoliques. Ils peuvent aller de simples molécules phénoliques à des composés hautement polymérisés.

Les composés phénoliques se présentent naturellement sous forme de conjugués avec des mono- et polysaccharides, associés à un ou plusieurs groupes phénoliques. En outre, ils peuvent également être liés à des esters et des esters méthyliques. En raison de la diversité de leur structure, il existe un large éventail de composés phénoliques présents dans la nature. Actuellement, plus de 8000 structures de composés phénoliques sont connues (**Vuolo et al., 2019**).

1-Les voies de biosynthèse des composés phénoliques

La biosynthèse des composés phénoliques suit deux voies métaboliques : la voie de l'acide shikimique, où se forment principalement les phénylpropanoïdes et la voie de l'acide acétique, dont les principaux produits sont le phénol simple. La plupart des composés phénoliques des plantes sont synthétisés par la voie des phénylpropanoïdes. La combinaison de ces deux voies

conduit à la formation de flavonoïdes, coumarines, lignine, et de tanins, le groupe de composés phénoliques le plus abondant dans la nature (Figure 8) (Babenko *et al.*, 2019).

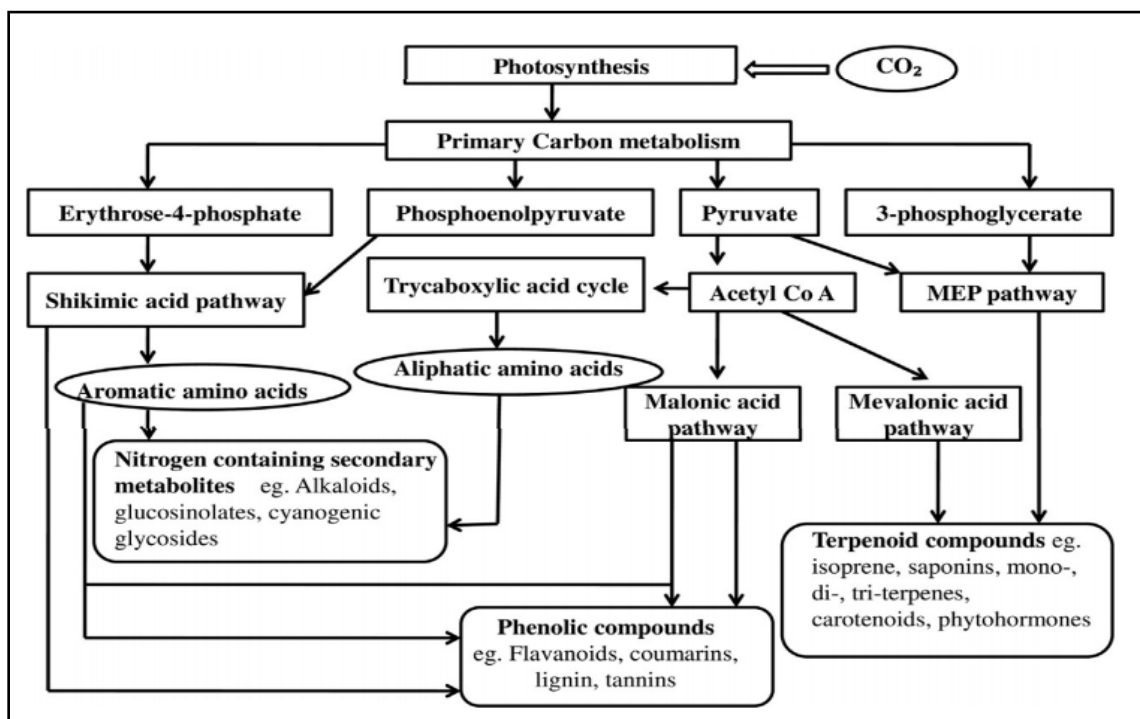


Figure 8 : Voies biosynthétiques générales des métabolites secondaires chez les plantes (Verma et Shukla, 2015).

2-Classification

Les composés phénoliques peuvent être classés de différentes manières car ils sont constitués d'un grand nombre de structures hétérogènes qui vont de simples molécules à des composés hautement polymérisés. Cependant, la classification la plus répandue est celle qui se distingue les composés flavonoïdiques de non-flavonoïdiques (Figure 9). Les flavonoïdes (C6-C3-C6) sont divisés en six sous-classes principales : flavonols, flavones, flavanones, flavan-3-ols, isoflavones et anthocyanidines où les composés non flavonoïdiques constituent les acides phénoliques (hydroxybenzoates C6-C1, hydroxycinnamates C6-C3), lignanes (C6-C3)₂ et stilbènes (C6-C2-C6). Deux autres sous-classes des composés non-flavonoïdes sont les tanins et les lignines. Ces composés se présentent principalement sous forme des biopolymères (Dzialo *et al.*, 2016).

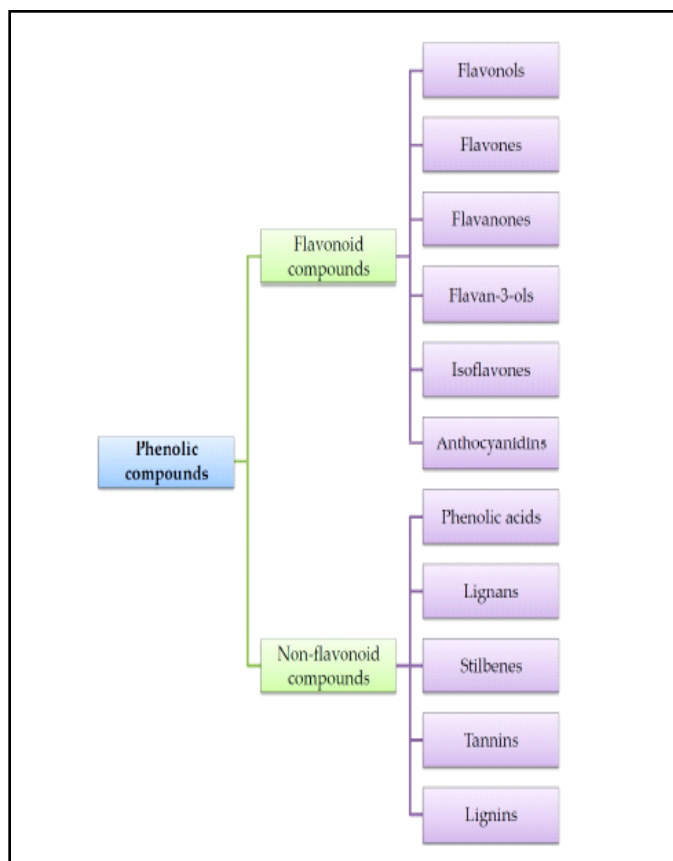


Figure 9 : Classification des composés phénoliques. (Dzialo *et al.*, 2016)

2-1-Acides phénoliques

Les acides phénoliques sont caractérisés par le fait qu'elles possèdent un noyau benzénique, un groupe carboxylique et un ou plusieurs groupes hydroxyles et/ou méthoxyles dans la molécule. Ils peuvent être divisés en deux groupes : les acides hydroxybenzoïques et les acides hydroxycinnamiques et leurs dérivés. Les acides hydroxybenzoïques ont sept atomes de carbone (C6-C1) et sont les acides phénoliques les plus simples que l'on trouve dans la nature par exemple : les acides *p*-hydroxybenzoïque, protocatéchuïque, vanillique et syringique. Les acides hydroxycinnamiques ont neuf atomes de carbone (C6-C3), et les plus répandus sont les acides férulique, caféique, *p*-coumarique et sinapique (Kumar et Goel, 2019).

2-2-Flavonoïdes

Selon le degré d'hydroxylation et la présence d'une double liaison C2-C3 dans le cycle pyronique hétérocyclique, les flavonoïdes peuvent être divisés en flavonols, flavanols, flavones, isoflavones, anthocyanidines ou anthocyanines et flavanones (Figure 10). Au sein de ces classes, il existe de nombreuses variations structurales en fonction du degré d'hydrogénation et d'hydroxylation des trois systèmes cycliques de ces composés (**Panche *et al.*, 2016**). Les flavonoïdes se présentent également sous forme de dérivés méthylés, conjugués à des monosaccharides et des disaccharides et formant des complexes avec des oligosaccharides (**Kumar et Pandey, 2013**).

Les flavonoïdes sont parmi les plus puissants antioxydants des plantes. L'excellente activité antioxydante de ces substances est liée à la présence de groupes hydroxyles en position 3' et 4' du cycle B, et à une double liaison entre les carbones C2 et C3 du cycle C avec le groupe carbonyle en position C4, qui rend possible le déplacement d'un électron du cycle B. De plus, les groupes hydroxyles libres en position 3 du cycle C et en position 5 du cycle A avec le groupe carbonyle en position 4, qui agissant par le biais des mécanismes de transfert d'atomes d'hydrogène ou de transfert d'un seul électron suivi d'un transfert de protons (**Vo *et al.*, 2019**). Il est démontré que de nombreux flavonoïdes ont des activités anti-inflammatoires, anti-mutagènes et anti-cancérigènes, ainsi qu'à leur capacité à moduler les fonctions enzymatiques clés des cellules. Ils sont également connus comme de puissants inhibiteurs de plusieurs enzymes.

Dans les systèmes végétaux les flavonoïdes sont responsables de la couleur et de l'arôme des fleurs et des fruits pour attirer les pollinisateurs, ce qui favorise la dispersion des fruits et la germination des graines et des spores, ainsi que la croissance et le développement des semis. Ils agissent également comme un système de défense antioxydant secondaire dans les tissus végétaux exposés à différents stress abiotiques et biotiques (**Panche *et al.*, 2016**).

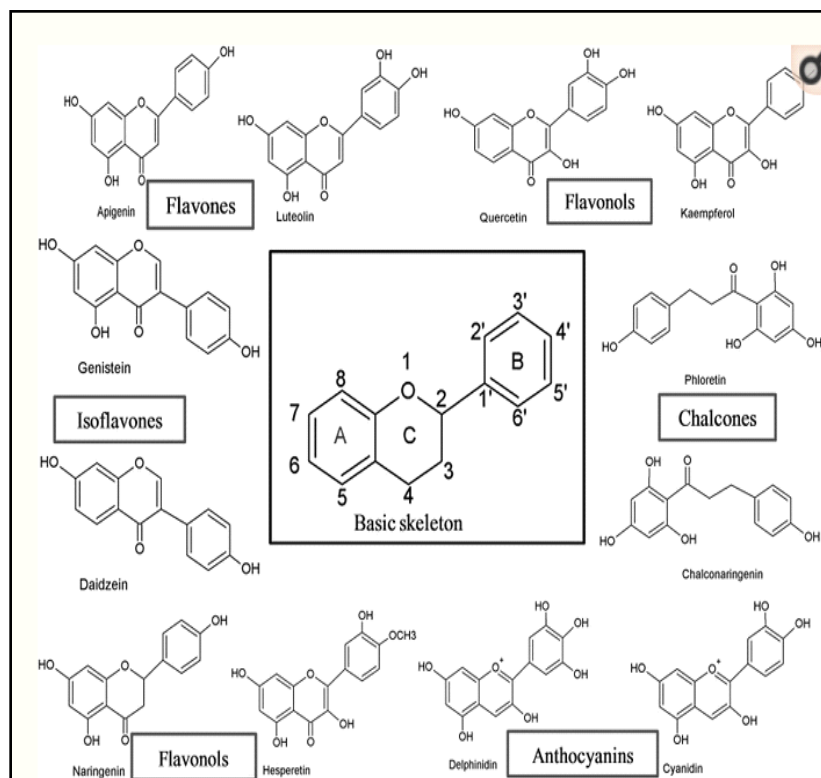


Figure 10 : Structure du squelette de base des flavonoïdes et de leurs classes (**Panche *et al.*, 2016**).

2-3-Tanins

Les tanins sont des composés phénoliques de poids moléculaire moyen à élevé (500-3000 D) et peuvent être classés en deux grands groupes : les tanins hydrolysables et les tanins non hydrolysables ou condensés (Figure 11). Les tanins hydrolysables sont des esters d'acide gallique (gallotanins) et l'acide éllagique (éllagitanins) avec un noyau de sucre (généralement de glucose). Ces métabolites sont facilement hydrolysés avec des acides, des bases ou des enzymes.

Les tanins condensés sont composés à partir de flavonoïdes (flavan 3-ol ou flavan 3, 4-diol, unités manquant de sucre). Bien que le terme de tanins condensés soit encore largement utilisé, le terme chimiquement plus descriptif de "proanthocyanidines" est de plus en plus accepté. Ces substances sont des oligomères et polymères formés par la liaison de C-4 d'une catéchine avec C-6 ou C-8 d'une autre catéchine et elles sont plus difficiles à hydrolyser (**Sharma *et al.*, 2019**).

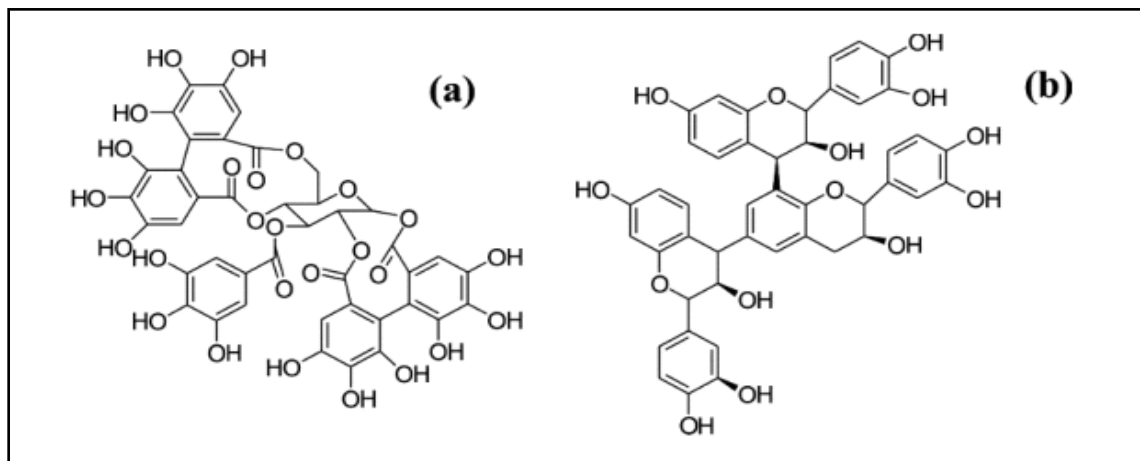


Figure 11 : Exemples des Structure des tanins (a) hydrolysables et (b) condensés (**Raja et al., 2014**).

2-4-Dérivés coumarines

Les coumarines (2H-1-benzopyran-2-ones) consistent en une grande classe de substances phénoliques présentes dans les plantes, leur structure de base s'agit d'un cycle benzénique lié au cycle pyronique. Les coumarines naturelles peuvent être divisées en six groupes de base comme suit : coumarines simples, furanocoumarines (type linéaire et type angulaire), pyranocoumarines (type linéaire et type angulaire), bisoumarines, benzocoumarines et coumestans (Figure 12). Les coumarines jouent un rôle important dans la protection des plantes contre les infections en agissant comme antioxydants, inhibiteurs d'enzymes et précurseurs de substances toxiques ; elles participent à plusieurs régulations de la physiologie et de la biochimie des plantes (**Lončar et al., 2020**).

Les coumarines et leurs dérivés possèdent un large éventail de propriétés biologiques qui dépendent principalement de leur structure chimique. Par conséquent, ils ont été utilisés dans plusieurs applications pharmacologiques (**Venugopala et al., 2013**).

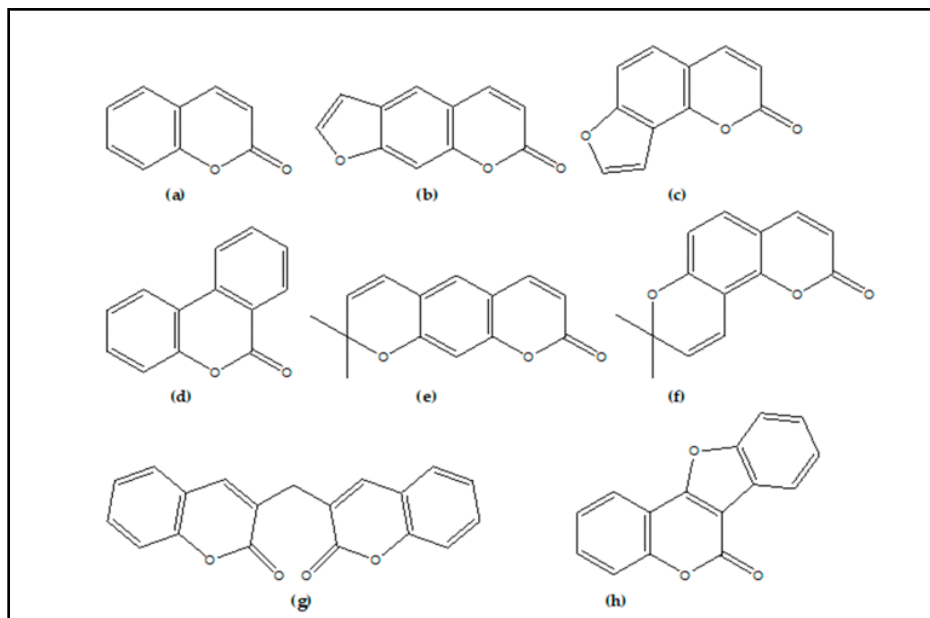


Figure 12 :Groupes de base de coumarines naturelles : (a) les coumarines simples ; (b) les furanocoumarines (types linéaires) ; (c) furanocoumarines (type angulaire) ; (d) benzocoumarines ; (e) pyranocoumarines (type linéaire) ; (f) les pyranocoumarines (type angulaire) ; (g) les biscoumarines ; (h) les coumestans (**Lončar et al., 2020**).

2-5-Stilbènes ou stilbénoides

Le nom du stilbène (1,2-diphényléthylène) est dérivé du mot grec stilbos, qui signifie brillant. Les stilbènes sont structurellement caractérisés par la présence d'un noyau 1,2-diphényléthylène avec des hydroxyles substitués sur les cycles aromatiques et existent sous les deux formes isomères du 1,2-diphényléthylène : le trans et le cis-stilbène). Les isomères trans et cis du resvératrol, et les ptérostilbènes (Figure 13).

L'une des fonctions importantes des stilbènes dans les plantes est probablement leur rôle comme phytoalexines dans la résistance aux maladies provoquées par l'attaque de pathogènes tels que les bactéries ou les champignons. (**Ziaullah et Vasantha, 2015**), Certains stilbènes ont des propriétés biologiques importantes, en agissant comme des antioxydants, des anti-inflammatoires, des vasoprotecteurs, des anticancéreux et des antimicrobiens. Ils sont également très actifs contre la maladie d'Alzheimer et inhibent l'augmentation du glucose et des triglycérides dans le plasma (**Flamini et De Rosso, 2019**).

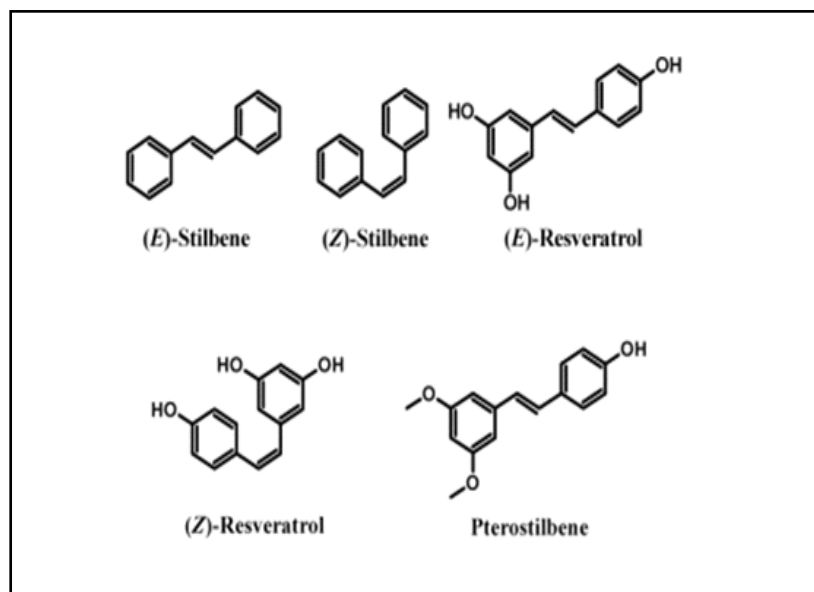


Figure 13 : Structures des stilbènes et ses dérivés (Ziaullah et Vasantha, 2015).

2-6-Lignanes et lignines

Les lignanes sont des dimères de phénylpropanoïdes, où les unités de phénylpropane sont liées par le carbone central (C8) de leurs chaînes latérales (Figure 14). Ils constituent des monomères de la lignine, un composé polymère qui apporte de la rigidité, et qui avec la cellulose, forme les parois cellulaires ligneuses des plantes. Les lignanes présentent une grande diversité en termes de structure de base.

Les lignanes typiques peuvent être classées en 6 catégories en fonction de leur structure de base comprennent le larylnaphtalène, l'aryltétraline, le dibenzylbutane, la dibenzylbutyrolactone, le tétrahydrofuranne et le furofuranne (Morabito *et al.*, 2014 ; Simpson et Amos, 2017). Les lignanes sont des substances de défense naturelle très répandus dans le règne végétal et récemment, il est suggéré que les lignanes favorisent des effets bénéfiques pour la santé, tels que des activités antioxydantes, antitumorales, œstrogéniques et antiœstrogéniques et la protection contre les maladies coronariennes (Smeds *et al.*, 2007).

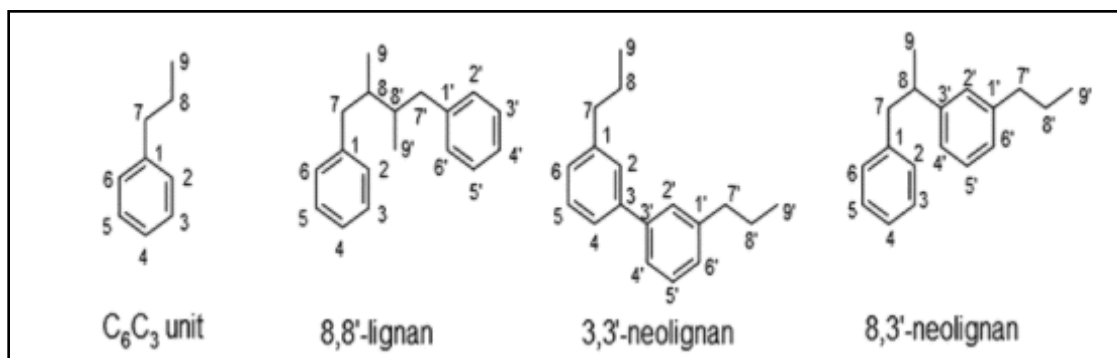


Figure 14 : Structures de noyau des lignanes et des néolignanes (Simpson et Amos, 2017).

3-Activités biologiques des composés phénoliques

3-1-Activité antioxydante

La majorité des composés phénoliques ont une activité antioxydante et ils peuvent agir en plusieurs façons parmi eux : Les groupes hydroxyles des polyphénols sont de bons donneurs d'hydrogène : qui peuvent réagir avec des espèces réactives d'oxygène (ERO) et d'azote (ERN) dans une réaction de terminaison, et qui brise le cycle de génération de nouveaux radicaux.

La capacité antioxydante des composés phénoliques est également attribuée à leur capacité à chélater les ions métalliques impliqués dans la production de radicaux libres.

Les structures phénoliques ont souvent le potentiel d'interagir fortement avec les protéines, en raison de leurs cycles benzéniques hydrophobes et du potentiel de liaison à l'hydrogène des groupes hydroxyles phénoliques. Cela donne aux phénols la capacité d'agir comme antioxydants, notamment en raison de leur capacité à inhiber certaines enzymes impliquées dans la génération de radicaux, comme diverses isoformes du cytochrome P₄₅₀, les lipoxygénases, les cyclooxygénases et la xanthine oxydase (Pereira *et al.*, 2009).

3-2-Inhibition des enzymes

3-2-1-Diabète (inhibition des enzymes hydrolysant des glucides)

Une approche thérapeutique pour traiter le diabète de type II consiste à diminuer les niveaux de glucose postprandiaux, ce qui pourrait être fait en retardant l'absorption du glucose par l'inhibition des enzymes hydrolysant les glucides, α -amylase et α -glucosidase, dans le tube digestif.

Les inhibiteurs de ces enzymes retardent le taux d'absorption du glucose en empêchant la digestion des glucides et, par conséquent, en atténuant l'augmentation post-prandiale du glucose dans le plasma. Les flavonoïdes sont largement connus pour leur activité inhibitrice contre l' α -amylase et l' α -glucosidase. Plusieurs études ont démontré que la capacité d'inhibition des flavonols et des flavones dépend des liaisons hydrogène entre les groupes hydroxyles des ligands polyphénols et les résidus catalytiques du site de liaison et de la formation d'un système conjugué qui stabilise l'interaction avec le site actif (Zhu *et al.*, 2019 ; Proença *et al.*, 2019).

3-2-2-Obésité (inhibition de la lipase pancréatique)

Les composés phénoliques ont une certaine efficacité potentielle pour prévenir l'obésité en inhibant l'activité des enzymes liées au métabolisme des graisses comme la lipase pancréatique, la lipoprotéine lipase et le glycérophosphate déshydrogénase. Des exemples de composés ayant une capacité d'inhibition de la lipase pancréatique sont l'hespéridine flavonoïde, les proanthocyanidines, les catéchines, et les acides phénoliques (Rahim *et al.*, 2015 ; Martinez-Gonzalez *et al.*, 2017).

3-2-3-Maladies d'Alzheimer (inhibition du cholinestérase)

Les inhibiteurs de l'acétylcholinestérase (AChEI) et du butyrylcholinestérase (BChE) sont en fait la meilleure pharmacothérapie disponible pour le traitement des symptômes de la maladie d'Alzheimer, car ils augmentent les niveaux d'acétylcholine, un neurotransmetteur, au niveau des synapses du cortex cérébral.

De nombreux produits naturels ont été signalés comme étant des inhibiteurs de l'acétylcholinestérase, parmi eux les flavonoïdes naturels et les analogues de flavonoïdes nouvellement synthétisés. Les flavones et les isoflavones sont les composés les plus actifs, ce qui prouve que le groupe carbonyle en C4 semble être important dans cette activité (Uriarte-Pueyo et Calvo, 2011). Les coumarines aussi ont une puissante activité inhibitrice de l'AChE (Baruah *et al.*, 2019).

3-2-4-Inflammation (inhibition des enzymes pro-inflammatoires)

Plusieurs maladies telles que le diabète, l'obésité, le cancer, l'arthrose, l'athérosclérose et la maladie de Crohn sont associées à une inflammation chronique. Les mécanismes de l'inflammation impliquent une série des enzymes pro-inflammatoires les cyclooxygénases et 5- Lipoxygénase (COX-1, COX-2, et 5-LOX), qui favorisent la biosynthèse des médiateurs inflammatoires appelés prostanoïdes et leucotriènes à partir de la catalyse de l'acide arachidonique. Les produits naturels extraits à partir des plantes exercent leur action anti-inflammatoire en inhibant ces enzymes pro-inflammatoires par différents mécanismes.

Les flavonoïdes sont considérés parmi les composés phénoliques qui ayant un potentiel anti-inflammatoire notamment à leur capacité d'inhiber l'activité des enzymes pro-inflammatoires. **(Serafini *et al.*, 2010)**. Les stilbènes sont un autre groupe important de composés végétaux ayant des propriétés anti-inflammatoires. **Kutil *et al.*, (2014)** ont récemment démontré que plusieurs stilbènes naturels sont de puissants inhibiteurs des enzymes pro-inflammatoires.

3-2-5-Activité antivirale

L'activité antivirale des composés phénoliques et des flavonoïdes a été bien documentée dans la littérature et ils constituent les principales classes de composés qui présentent une grande activité contre diverses familles de virus telles que les rétroviridés, les hépadnaviridés, les hesperviridés, le virus VIH, le virus de grippe, virus de l'herpès simplex, virus de la dengue, virus de la polio, etc.

Pour l'activité antivirale, la présence de groupes hydroxyle et de groupes ester est nécessaire, les différents polyphénols qui ont une activité antivirale sont l'acide gallique, la catéchine, l'épicatéchine, l'épigallocatechine, l'acide ellagique, la rutine, l'acide *p*-ascorbique, la quercétine, le kaempférol, le morin, la galagénine, l'apigénine, la naringénine, la chrysine, la lutéoline, l'acide analgique, l'acide rosmarinique et divers gallates d'acide phénolique. **(Kamboj *et al.*, 2012 ; Li *et al.*, 2017)**.

3-2-6-Activité anticancéreuse

Les composés phénoliques ont montré un effet anticancérigène qu'il inhibe l'initiation et la progression des cancers en modulant les gènes qui régulent les processus clés tels que : (1) la capacité d'induire l'arrêt du cycle cellulaire ; (2) l'inhibition des cascades de signalisation oncogènes contrôlant la prolifération cellulaire, l'angiogenèse et l'apoptose ; (3) de moduler les niveaux des ERO ; (4) la favorisation des protéines suppressives de tumeurs telles que p53 ; et (5) l'amélioration de la capacité de différenciation et de transformation en cellules normales, ...etc (**Anantharaju *et al.*, 2016**).

De nombreux polyphénols, tels que la quercétine, les catéchines, les isoflavones, les lignanes, les flavanones, l'acide éllagique, le resvératrol ou la curcumine, ont montré des effets protecteurs dans certains modèles cancéreux par différents mécanismes (**Basli *et al.*, 2017**).

Matériel et méthodes

Notre étude s'articule autour de deux grandes parties. La première est consacrée aux collectes de 2017. La deuxième concerne les collectes de 2018 et de 2019. Les quatre collectes de 2017 comprennent des fruits, des feuilles et des galles semi circulaires provenant d'un arbre de la région montagneuse d'El ghaicha sur une période de neuf semaines à raison de trois semaines d'intervalle. Cette série de collecte était justifiée par les données rapportées précédemment par Guersas sur des échantillons de feuilles et de galles de 2016 (fin septembre) sur le même arbre (**Guersas, 2018**). Ces données consistent notamment en un taux substantiellement élevé en acide linolénique (C18 :3) dans les extraits lipidiques des feuilles associés à une activité antioxydante importante. Cet acide gras est d'une importance diététique et thérapeutique capitale.

Partant de ce constat, il nous a été jugé judicieux de rechercher une éventuelle variation de la proportion de l'acide linolénique durant plusieurs stades phénologiques des organes précités. En outre, une autre étude de notre équipe (**Bentireche et al., 2019**) avait montré que l'activité antioxydante de la fraction insaponifiable d'extraits lipidiques de fruits matures était supérieure à celle de la même fraction d'extraits de fruits immatures, résultat inversé par rapport à ce qui avait été rapporté pour l'huile brute. Cette observation laissait présager la présence de composés actifs dans la fraction insaponifiable des fruits matures. Les caroténoïdes se placent comme candidat privilégié justifiant ainsi leur inclusion dans l'étude. A la lumière de toutes ces données, nous consacrons cette partie à l'étude de l'évolution du contenu phytochimique des extraits lipidiques de fruits, de feuilles et de galles ainsi que leur activité antioxydante sur une période de deux mois (de 12 juillet jusqu'à 19 septembre).

La deuxième partie, quant à elle, s'intéresse à l'étude comparative, selon la localisation géographique des sites de collecte, des variables lipidiques et phénoliques. Il s'agit en fait de l'approfondissement de l'étude de **Guersas, (2018)** avec un nombre important d'échantillons et l'ajout de nouvelles variables donnant de la valeur à l'étude statistique. Nous avons choisi le site de Tilghemt ayant les mêmes caractéristiques (climats, Daya, ...) que celles de Hassi Delaâ. Ce choix est justifié par le nombre élevé de pieds dans une seule Daya.

1-Collecte

La collecte des feuilles, galles et fruits de *P. atlantica* (Figure 15) est réalisée durant trois saisons.

Nous commençons par la première qui était en 2017 étalée sur deux mois (de juillet à septembre), avec un intervalle de trois semaines sur un seul arbre dans la région d'Elghicha-Laghout (Latitude : 33°-55'-60" Nord, Longitude : 2°-9'-0" Est, altitude 1144 m), qui est caractérisée par un climat semi-aride sec et froid. Les différents stades de collecte des organes étudiés de *P. atlantica* et leurs abréviations ont été résumés dans le tableau 2. Cette collecte sert à une étude consacrée pour la détermination de l'effet du stade phénologique sur la composition chimique et l'activité antioxydante des extraits lipidiques (Figure 16).

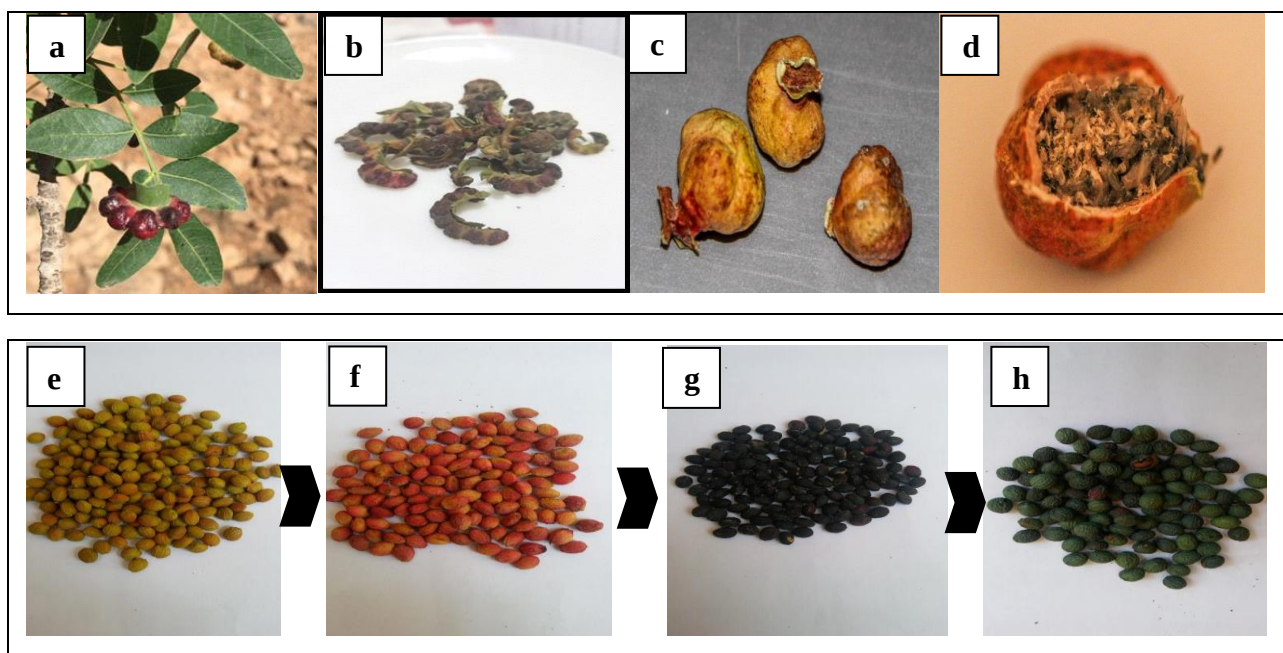


Figure 15 : Les différentes parties étudiées de *P. atlantica*, a : feuilles, b : galles circulaires, c : galles sphériques, d : les insectes formant les galles, e f g et d : fruits à différents degrés de maturation. **(Photos originales)**

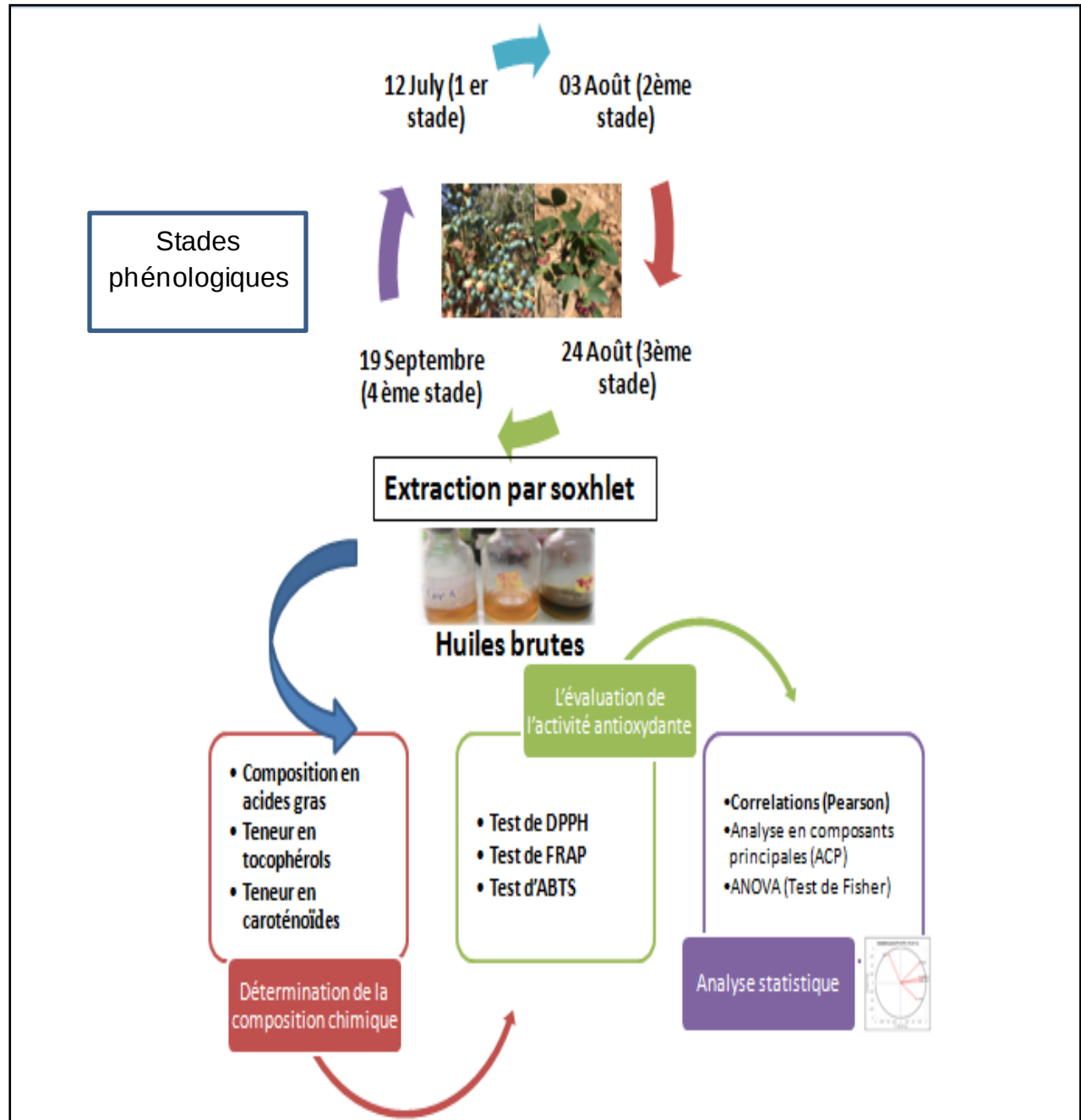


Figure 16 : Illustration graphique récapitulative de la démarche expérimentale suivie en première collecte.

Les différents stades de collecte des organes étudiés de *P. atlantica* et leurs abréviations sont résumés dans le tableau 2.

Tableau 2 : Dates de collecte et abréviations des échantillons de feuilles, galles, et fruits de *P. atlantica*.

Abréviation des feuilles ^[a]	Abréviation des galles ^[b]	Abréviation des fruits, Couleur, Degré de maturation) ^[c]	Dates de collecte	Stades phénologiques
F 12/07	G 12/07	Fr Vc I 12/07	12/07/2017	1 ^{er} stade
F 03/08	G03/08	Fr Rj I 03/08	03/08/2017	2 ^{ème} stade
F24/08	G24/08	Fr Rj I 24/08 Fr Vf M 24/08 Fr N M 24/08	24/08/2017	3 ^{ème} stade
F19/09	G19/09	Fr Rj I 19/09 Fr N M 19/09	19/09/2017	4 ^{ème} stade

^[a] F : feuilles, ^[b] G : galles, ^[c] Fr Vc I : Fruits vert clair immatures, Fr Rj I : Fruits rouge jaunâtre immatures, Fr Vf M : Fruits vert foncé matures, Fr N M : Fruits noir matures.

La collecte de la deuxième saison est faite à la mi-septembre 2018 pour les échantillons de Tilghemt et à la fin de la première semaine d'octobre pour la région d'Aflou. Elle est effectuée sur un large échantillonnage de différentes conditions environnementales avec deux niveaux différents d'altitude (Tilghemt à environ 750 m et Aflou à environ 1400 m). Les emplacements géographiques des deux régions sont indiqués sur la figure 17. Les données GPS de chaque site sont mentionnées dans le tableau 3. Les données météorologiques de tous les sites d'étude sont résumées dans le tableau 4.

Cette étude nous permettra d'étudier l'effet des conditions environnementales abiotique sur les extraits lipidiques et phénoliques des feuilles et des galles en termes de la variation en quantité et qualité des phytoconstituants, et leurs activités biologiques (Figure 18). En ce qui concerne les fruits, nous les mettons à part étant donné qu'ils avaient déjà été l'objet d'études précédentes (**Bentireche, 2020**) et par souci d'alléger le contenu notamment pour l'étude statistique. Nous nous sommes basés principalement sur leur couleur (Figure 19).

La troisième collecte (octobre 2019) sur deux arbres de chaque site n'a concerné que les feuilles. Elle a été incluse dans notre travail par souci de visualiser un éventuel effet saisonnier.

Tableau 3 : Localisations géographiques et stades bioclimatiques des échantillons étudiés

Étages bioclimatiques	Aride				Semi-aride			
Sites de collecte	Tilghemt (Hassi R'Mel)				Aflou			
Saisons de collecte	Les échantillons d'arbres ^[a]	Longitude (dms) ^[b]	Latitude (dms) ^[b]	Altitude (m)	number ^[a]	Longitude (dms) ^[b]	Latitude (dms) ^[b]	Altitude (m)
Sept/Oct 2018	AT1	3° 21' 16,6" E	33° 10' 34,18 " N	744	AA1	2° 1' 5,09" E	33° 42' 35 " N	1416
	AT2	3° 21' 16,6" E	33° 10' 34,18 " N	744	AA2	1° 59' 27" E	33° 43' 6,00 " N	1352
	AT3	3° 21' 16,6" E	33° 10' 34,18 " N	744	AA3	2° 2' 4" E	33° 58' 22" N	1446
	AT4	3° 21' 16,6" E	33° 10' 34,18 " N	744	AA4	2° 1' 51,56" E	33° 58' 50,6" N	1446
	AT5	3° 21' 16,6" E	33° 10' 34,18 " N	744	AA5	2° 1' 51,58" E	33° 58' 48,25" N	1446
	AT6	3° 21' 16,6" E	33° 10' 34,18 " N	744	AA6	2° 1' 40,8" E	33° 59' 16,22" N	1446
	AT7	3° 21' 16,6" E	33° 10' 34,18 " N	744	AA7	2° 1' 45,3" E	33° 59' 15,9" N	1446
	AT8	3° 21' 16,6" E	33° 10' 34,18 " N	744	AA8	2° 1' 42,45" E	33° 59' 16,4" N	1446
	AT9	3° 21' 16,6" E	33° 10' 34,18 " N	744	AA9	2° 4' 49" E	33° 59' 39" N	1361
	AT10	3° 21' 16,6" E	33° 10' 34,18 " N	744	AA10	2° 5' 34" E	33° 59' 18" N	1355
Oct 2019	AT1	3° 21' 16,6" E	33° 10' 34,18 " N	744	AA1	2° 8' 59,9" E	33° 55' 59,9" N	1144
	AT2	3° 21' 16,6" E	33° 10' 34,18 " N	744	AA2	2° 8' 59,9" E	33° 55' 59,9" N	1144

[a] T :Tilghemt, A : Aflou, A : Arbre, [b] dms : degrés, minutes, secondes.

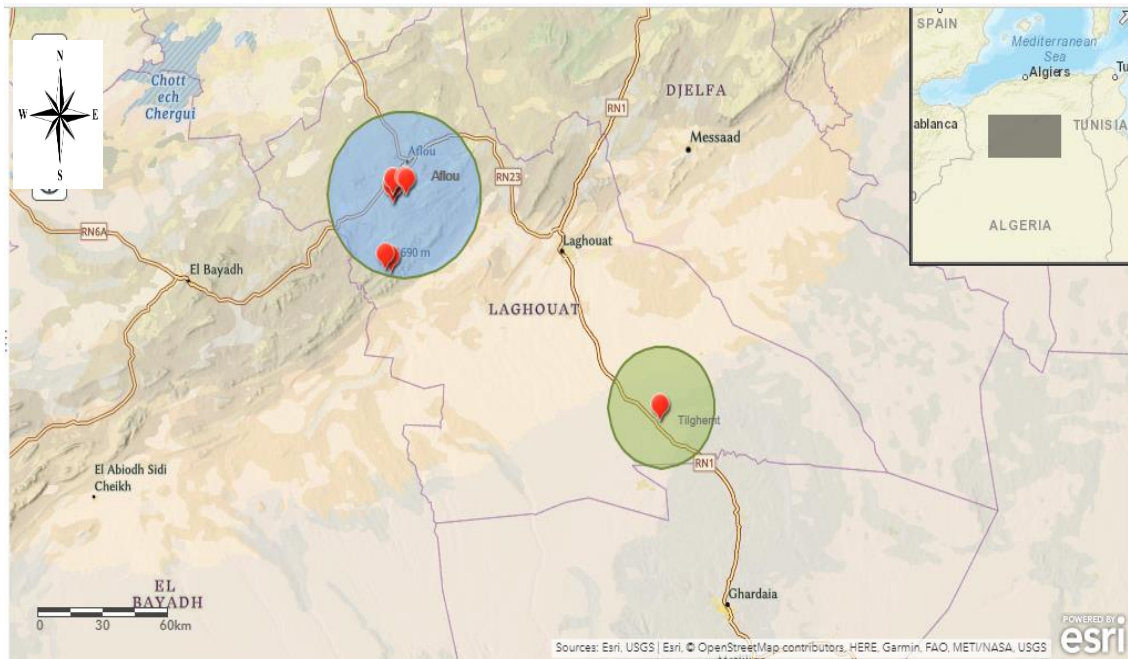


Figure 17 : Emplacements géographiques des différents sites de collecte, le cercle bleu correspond aux sites de collecte de la région d'Aflou, et le cercle vert au site de Tilghemt (Hassi R'Mel).

Tableau 4 : Niveaux moyens de température et de précipitations au cours des quatre mois précédents la date de collecte (fin septembre 2018) dans les deux régions enregistrées par la station météorologique de Hassi R'Mel.

Région de Tilghemt		
Mois	Température moyenne (°C)	Précipitation (mm)
Juin	28,2	0
Juillet	35,5	0
Août	28,3	26,6
Septembre	26,3	4,4
Moyennes	29,575	7,75
Région d'Aflou		
Juin	21,8	19,1
Juillet	28,3	0
Août	22,7	52,1
Septembre	20,9	47,7
Moyennes	23,425	29,725

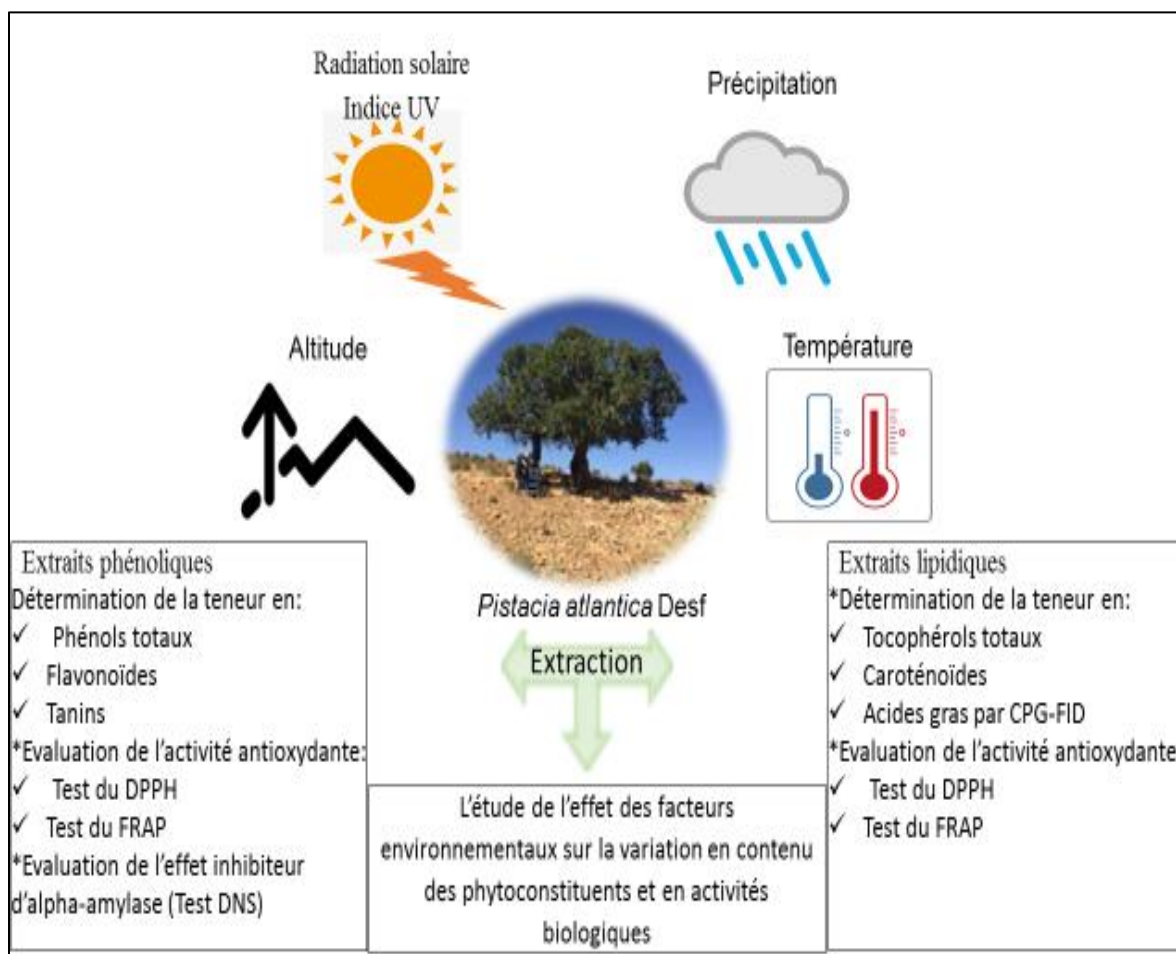


Figure 18 : Schéma illustratif qui résume la démarche expérimentale suivie en deuxième collecte pour les feuilles et les galles.

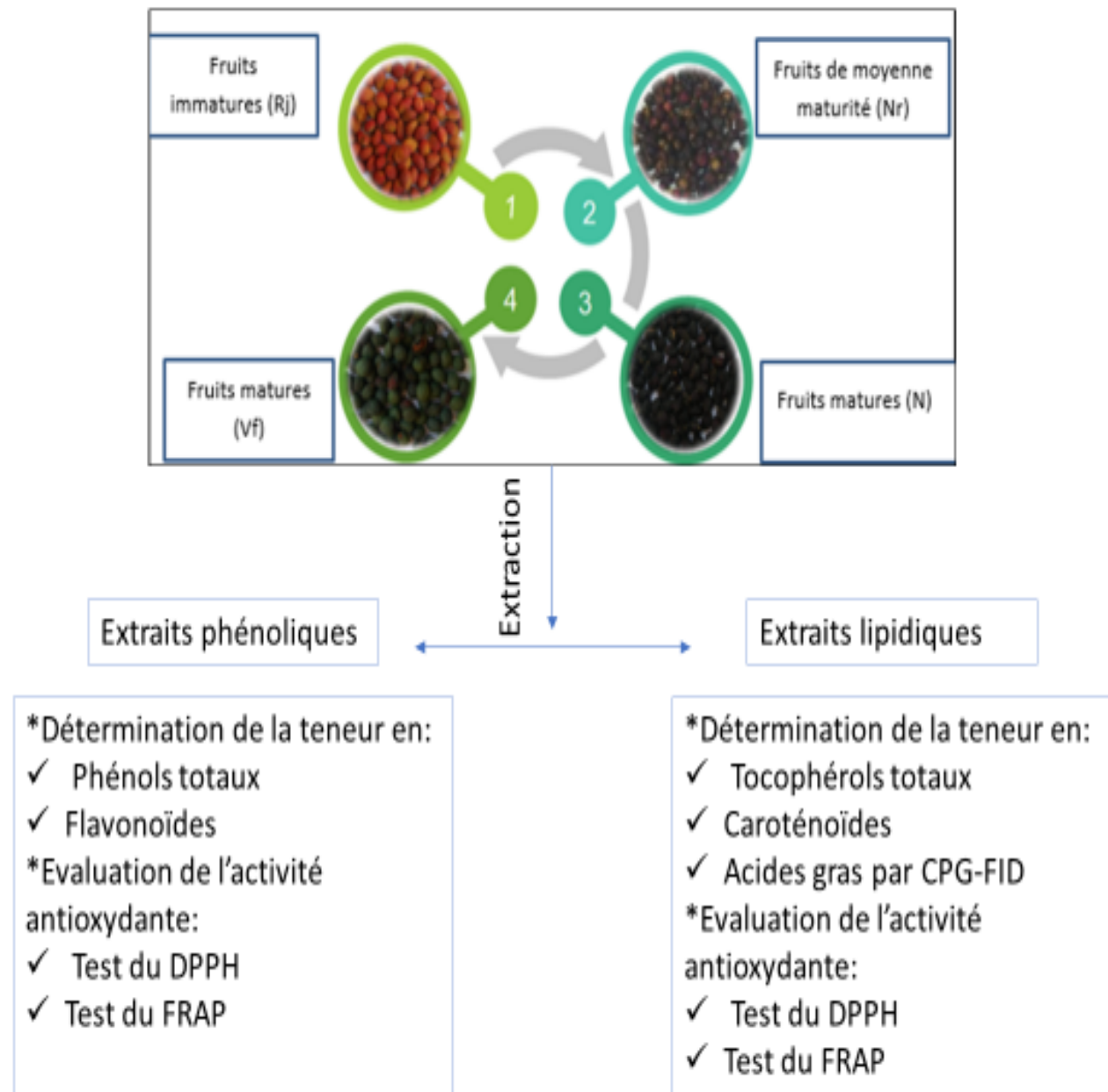


Figure 19 : Schéma illustratif de la démarche expérimentale suivie pour les fruits de deuxième collecte.

Les échantillons sont séchés dans un endroit ventilé, à l'ombre et à température ambiante pendant deux semaines. Ensuite, ils sont écrasés manuellement à l'aide d'un mortier et d'un pilon. La poudre obtenue est stockée dans des sacs en papier jusqu'à son utilisation. Avant l'extraction de l'huile, les fruits secs étaient triés afin de séparer les fruits en fonction de leur couleur. Un spécimen de chaque échantillon a été enregistré sous les numéros (Elgh/07-10/2017) (PALG/11/18) et déposé dans l'herbier du laboratoire de recherche en sciences fondamentales de l'université de Laghouat.

2-Extraction

2-1-Lipides

La méthode d'extraction par le dispositif de Soxhlet est adaptée pour l'extraction des huiles. Tout dépend de chaque organe, 250, 150 et 100 g de poudre végétale sèche (feuilles, galles, fruits) sont utilisés pour extraire les lipides (huiles brutes) en utilisant le n-hexane et le dichlorométhane comme solvants pendant 6 heures avec trois, deux et une répétition pour, respectivement, les feuilles, les galles et les fruits. À la fin de l'extraction, les extraits récupérés sont séchés avec du sulfate de sodium anhydre, puis filtrés et évaporés sous pression réduite à l'aide d'un évaporateur rotatif à 40 °C. Les extraits lipidiques obtenus (huiles brutes) sont pesés afin de déterminer la teneur en huile par rapport au poids sec de la matière initiale. Ensuite, ils sont stockés à + 4° jusqu'à l'analyse.

2-2-Composés phénoliques

Les tourteaux récupérés à la fin de l'extraction des lipides sont séchés et tamisés ($\varnothing = 250 \mu\text{m}$) pour procéder l'extraction des polyphénols, 10 g de poudre sèche de feuilles et de galles et 5 g de celles des fruits sont macérées dans 100 ml de méthanol pendant 48 heures à température ambiante. Avec un renouvellement du solvant 50 ml toutes les 24 heures. Les extraits méthanoïques bruts sont après évaporés sous pression réduite à 40 °C. Les résidus sont pesés pour déterminer le rendement en pourcentage puis solubilisés dans 10 ml de méthanol, ce qui a donné les extraits phénoliques.

3-Préparation d'esters méthyliques d'acides gras (EMAG)

Les EMAG sont préparés par la méthode de la méthanolyse décrite par **Guenane et al., (2015)**, 25 ml de méthylate de sodium (NaOCH_3 0,5 %) sont ajoutés à 0,5 g de l'huile brut. Le

mélange est porté à ébullition sous reflux pendant 30 minutes. Après refroidissement, 30 ml d'eau distillée sont ajoutés, puis les esters méthyliques d'acides gras (EMAG) sont récupérés par une triple extraction liquide-liquide à l'aide de 30 ml de dichlorométhane (CH_2Cl_2). La phase organique est lavée plusieurs fois à l'eau jusqu'à leur neutralisation. Après séchage par le sulfate de sodium anhydre, le solvant est filtré puis évaporé à 40 °C sous pression réduite. Enfin, les EMAG sont purifiés par chromatographie flash à l'aide d'une pipette colonne (pipette Pasteur) remplie de gel de silice comme phase stationnaire utilisant le dichlorométhane comme éluant.

4-Analyses des EMAG par chromatographie en phase gazeuse (CPG)

Les EMAG sont analysés à l'aide d'un chromatographe en phase gazeuse Chrompack CP 9002 équipé d'un système d'injection en mode split-splitless, d'un détecteur à ionisation de flamme (FID) et d'une colonne capillaire DB23 (30 m x 0,32 mm i.d., 0,25 μm épaisseur de film). La température du four était en mode isotherme (250 °C). Les températures de l'injecteur et du détecteur sont fixées à 280 °C. L'azote est utilisé comme gaz vecteur à un débit de 1 ml/min. Le volume injecté était de 0,8 μL . Les acides gras sont identifiés par comparaison de leurs temps de rétention avec ceux des étalons purs, et exprimés en pourcentage (%).

5-Dosage des tocophérols totaux

La méthode colorimétrique d'**Emmerie et Engel, (1939)** a été suivie avec une légère modification pour la détermination de la teneur totale en tocophérols. Cette méthode est basée sur les propriétés réductrices des tocophérols de fer ferrique en fer ferreux, ces derniers sont complexés par le 1,10-onthrophénantroline, donnant un complexe rouge orangé stable mesuré par UV visible à une longueur d'onde égale à 510 nm. Afin de tracer une courbe d'étalonnage (Figure 20), un ml de différentes solutions diluées de vitamine E commerciale (α -tocophérol) dans l'éthanol est mélangé avec 1 ml de 1,4 % de 1,10-phenantroline et 0,5 ml de 0,12 % de FeCl_3 (préparés dans l'éthanol), après 5 minutes d'incubation à une température ambiante, l'absorbance est mesurée à 510 nm par rapport à un blanc.

Les échantillons dilués de l'huile brute sont traités dans les mêmes conditions, et les résultats sont exprimés en mg d'équivalents α -tocophérol par g d'huile. Tous les essais sont reproduits au moins trois fois.

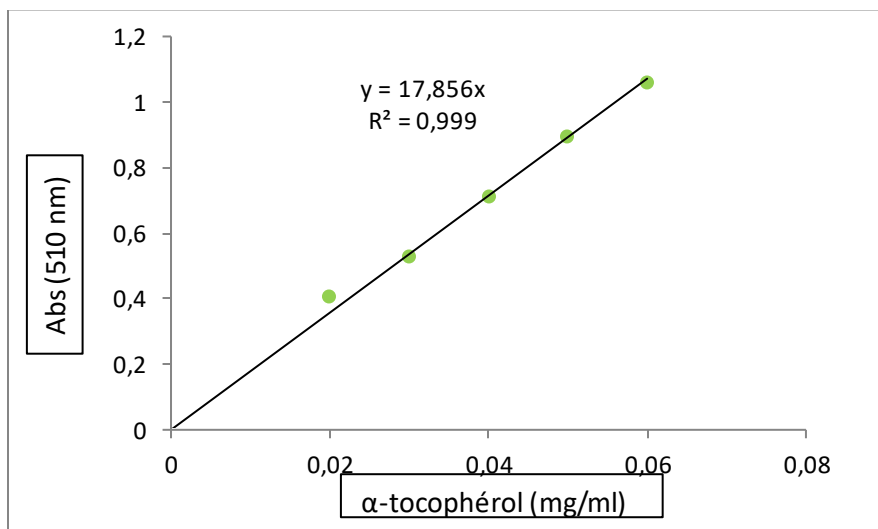


Figure 20 : Courbe d'étalonnage de l' α - tocophérol (vitamine E).

6-Dosage des caroténoïdes totaux

La teneur totale en caroténoïdes a été estimée selon la méthode spectrophotométrique décrite par (Thaipong *et al.*, 2006) avec quelques modifications dans la longueur d'onde. Une courbe standard de β -carotène (Figure 21) est établie à partir de différentes dilutions de la solution de β -carotène préparée dans le dichlorométhane. La lecture de l'absorbance de chaque dilution est mesurée à 460 nm. La même procédure a été suivie pour les échantillons des extraits lipidiques dilués dans le CH_2Cl_2 , et les résultats sont calculés à partir de la courbe d'étalonnage et exprimée en mg d'équivalent β -carotène par g d'huile. Les expériences ont été réalisées en trois essais.

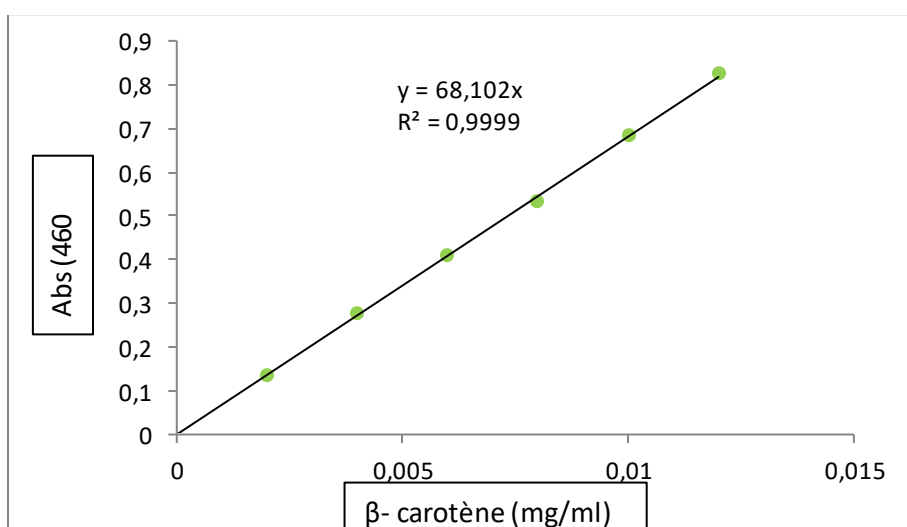


Figure 21 : Courbe d'étalonnage de β - carotène.

7-Evaluation de l'activité antioxydante

7-1-Test de DPPH

L'activité antioxydante des extraits huileux a été évaluée en utilisant la méthode modifiée de piégeage des radicaux libres DPPH décrite par **Mishra *et al.*, (2012)** qui est basée sur la réduction du radical libre DPPH° (2,2'-diphényle-1-picryl hydrazyl) de couleur violette par un antioxydant en (2,2 Diphényl 1 picryl hydrazine) de couleur jaune en mesurant la diminution de l'absorbance à 517 nm provoquée par les antioxydants dans les échantillons huileux (Figure 22), dont l'intensité de la couleur est inversement proportionnelle à la capacité réductrice des antioxydants présents dans le milieu (**Molyneux, 2004**).

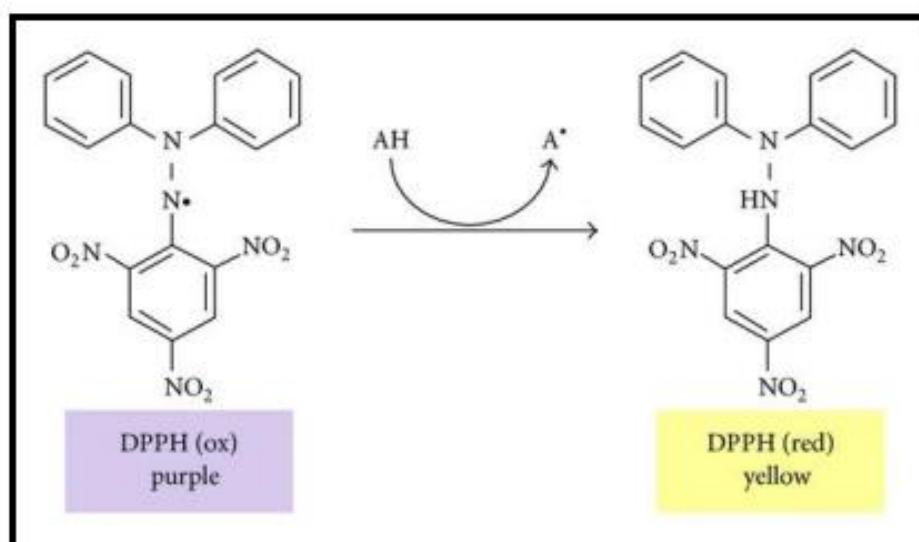


Figure 22 : Réaction d'un antioxydant avec le radical DPPH (**Molyneux, 2004**).

Un ml de solution de DPPH préparée dans l'éthanol (250 µM) est mélangé avec le même volume d'échantillon dilué dans l'éthanol à différentes concentrations, après 30 minutes d'incubation dans l'obscurité et à température ambiante, les absorbances sont mesurées à 517 nm par rapport à un blanc, un contrôle contenant de l'éthanol et une solution de DPPH est également réalisé. L'antioxydant de référence utilisé est l'α-tocophérol (Vitamine E) (Figure 23). Le pourcentage d'inhibition déterminant la capacité de piégeage du radical libre DPPH et calculés à partir de l'équation suivante : $PI \% = [(A_0 - A) / A_0] \times 100$ où, A_0 et A présentent, respectivement, les absorbances de la solution DPPH en absence et en présence de l'antioxydant. Une courbe de la

variation du PI% en fonction de la concentration de l'antioxydant est nécessaire pour évaluer l'activité antioxydante de nos extraits. Cette courbe nous permet de déterminer la concentration de l'antioxydant pour inhiber 50 % des radicaux libres DPPH. Les résultats ont été exprimés en valeur d' EC_{50} (mg/mL) qui correspondent à la concentration de l'échantillon nécessaire pour réduire 50 % du radical DPPH (une faible valeur d' EC_{50} correspond à une activité antioxydante plus élevée).

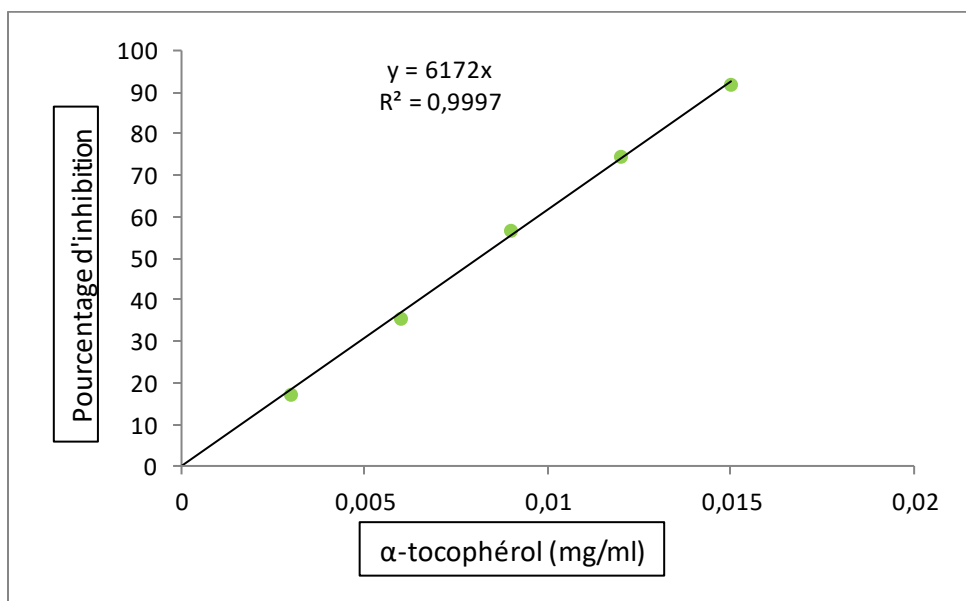


Figure 23 : Courbe du pouvoir antioxydant du standard de référence (Vitamine E) selon le test DPPH.

7-2-Test du pouvoir antioxydant réducteur ferrique (FRAP)

Le test FRAP a été réalisé suivant la méthode de **Benzie et Strain (1996)** avec quelques modifications apportées. Le principe de cette méthode repose sur la réduction du complexe ferrique-tripyridyltriazine à la forme ferreux-tripyridyltriazine en présence d'antioxydants ; le complexe perd sa couleur jaune pour un bleu foncé (Figure 24). Cette coloration mesurée à 596 nm est proportionnelle à la concentration en antioxydants présents dans les échantillons (**Fanali et al., 2018**). La solution de travail fraîche a été préparée en mélangeant 25 ml de tampon acétate (300 mM) pH 3,6, 2,5 ml de solution de 2, 4, 6-tripyridyl-s-triazine TPTZ (10 mM) et 2,5 ml de solution de $FeCl_3 \cdot 6H_2O$ (20 mM). Afin de préparer une courbe d'étalonnage (Figure 25), 1 ml de la solution FRAP est ajouté à 50 μ l des différentes dilutions de l' α -tocophérol dans l'éthanol, après 7 minutes d'incubation dans l'obscurité et à une température ambiante, le complexe ferreux de tripyridyltriazine a développé une couleur bleue intense mesurée à 596 nm par rapport à un blanc.

Les mêmes procédures sont suivies pour les échantillons, La capacité réductrice est calculée à partir de la courbe d'étalonnage d'alpha-tocophérol pris comme étalon, et exprimée en μM d'équivalents d' α -tocophérol/g d'huile ou /g Matière séchée à l'air libre (μM E α -T/g d'huile) ou (μM E α -T /gMS).

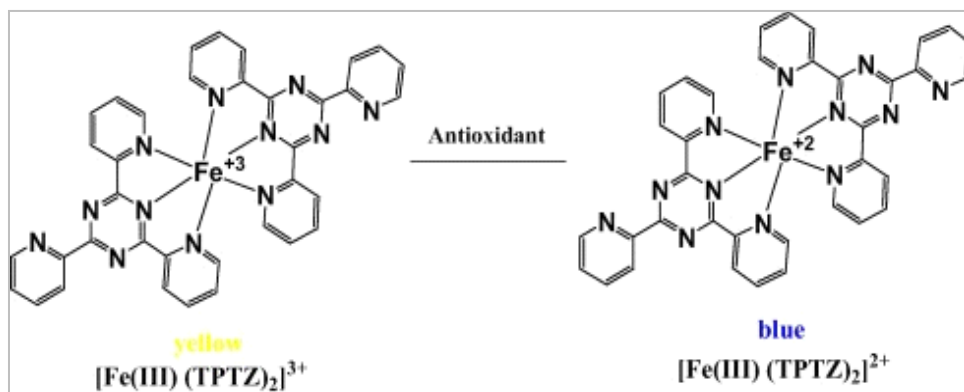


Figure 24 : Réaction de réduction du complexe ferrique-tripyridyltriazine à la forme ferreux-tripyridyltriazine en présence d'antioxydants (Benzie et Strain, 1996).

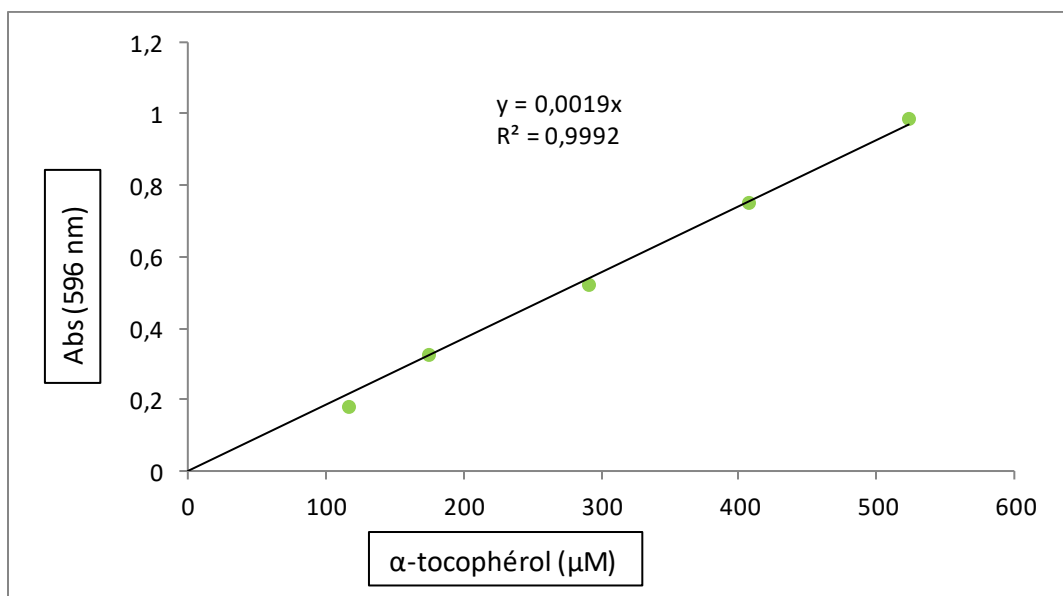


Figure 25 : Courbe d'étalonnage du test FRAP ($\mu\text{mol/l}$).

7-3-Test ABTS de piégeage des radicaux

Les essais sont réalisés à l'aide d'essai de décoloration ABTS^{•+} amélioré selon **Cano et al., (2000)** avec de légères modifications, la méthode est basée sur la capacité d'un antioxydant à stabiliser le radical cationique coloré ABTS^{•+} de couleur bleue à verte. L'ajout d'antioxydants va réduire ce radical et provoquer la décoloration du mélange. La décoloration du radical mesurée par spectrophotométrie à 417 nm est proportionnelle à la concentration en antioxydants. Afin de tracer une courbe d'étalonnage d' α -tocophérol (Figure 26), 1 ml de réactif ABTS^{•+}, [1 ml ABTS (20 mM), 150 μ l H₂O₂ (1mM), 1 ml de peroxydase (0.2 mg/ml)], dilué avec de l'eau distillée jusqu'à une absorbance de (0,7-0,9 à 417 nm) est ajouté à 100 μ l de différentes dilutions du standard α -tocophérol. Le mélange est laissé reposer dans l'obscurité à température ambiante pendant 10 minutes ; ensuite, l'absorbance est lue à 417 nm par rapport à un blanc. Les mêmes procédures sont appliquées sur nos échantillons. La capacité d'absorption de l'ABTS^{•+} est exprimée en μ M α -tocophérol équivalents/g matière séchée à l'air libre (μ M E α -T /g MS).

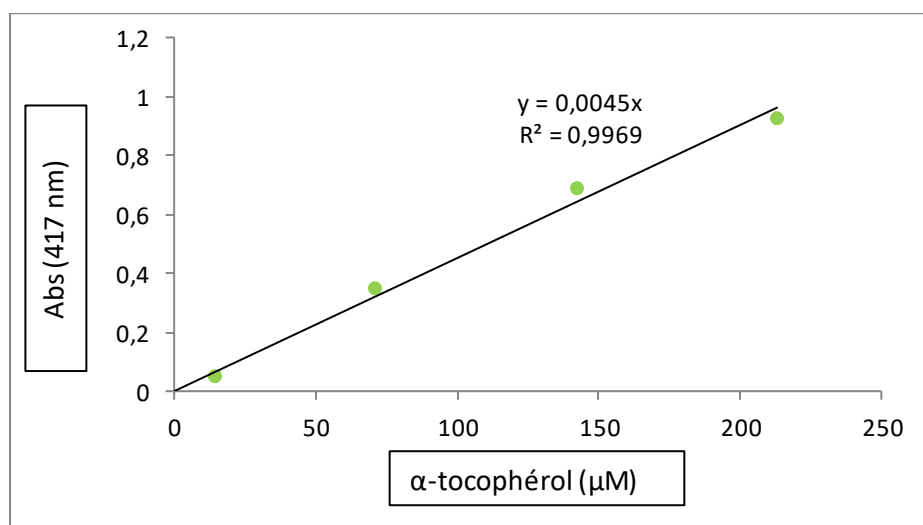


Figure 26 : Courbe d'étalonnage du test ABTS (μ mol/l).

8-Analyse des extraits phénoliques

8-1-Estimation de teneur en phénols totaux

Les teneurs en phénols totaux sont déterminées suivant la méthode adaptée par **Singleton et Rossi, (1965)** utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu avec de légères modifications, basée sur la réduction des acides phosphotungestique ($\text{H}_3\text{PW}_{12}\text{O}_{40}$) et phosphomolybdique ($\text{H}_3\text{PMo}_{12}\text{O}_4$) lors de l'oxydation des phénols en oxydes bleues du tungstène (W_8O_{23}) et de molybdène (Mo_8O_3).

Un volume de 500 μl de réactif de Folin-Ciocalteu (10%) est ajouté à 100 μl de chaque dilution d'extrait, après 2 minutes, 2 ml de carbonate de sodium Na_2CO_3 à 2 % sont ajoutés, après incubation dans l'obscurité et à température ambiante pendant 30 minutes, la mesure de l'absorbance est effectuée avec un spectrophotomètre à une longueur d'onde de 760 nm par rapport à un blanc. L'acide gallique est utilisé comme étalon (Figure 27). La teneur en phénol totale est exprimée en mg équivalents d'acide gallique par g de matière séchée à l'air libre (mg EAG/gMS).

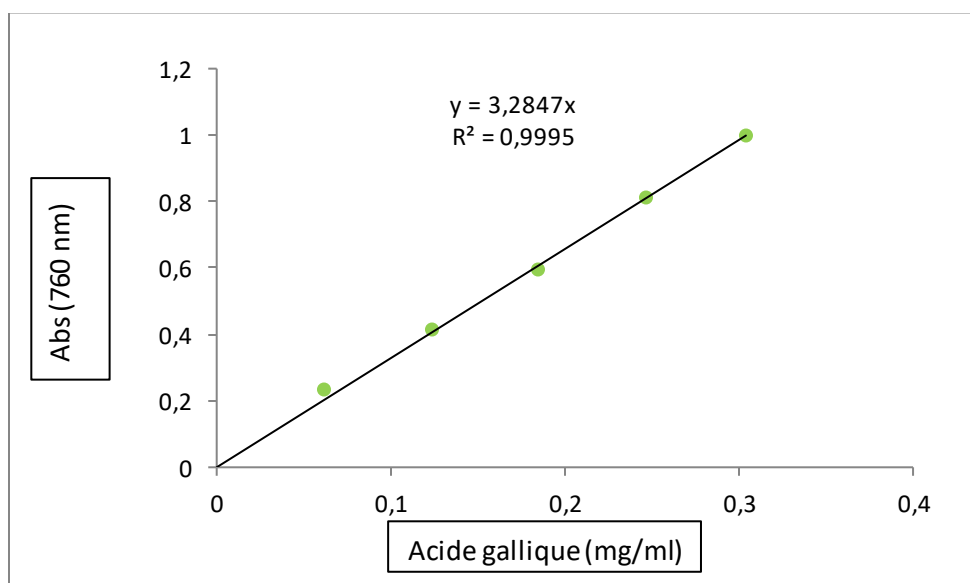


Figure 27 : Courbe d'étalonnage d'acide gallique.

8-2-Estimation de la teneur en flavonoïdes

Les flavonoïdes ont été quantifiés selon la méthode de **Lamaison et Carnat, (1990)** utilisant le trichlorure d'aluminium comme réactif, ce dernier forme un complexe acide stable de coloration jaune avec le groupement carbonyle et hydroxyle des flavones et flavonols, et des complexes acides labile avec les groupements dihydroxyle en ortho des cycles A et B des flavonoïdes (Figure 28). 1 ml de chaque extrait dilué est mélangé à 1 ml de trichlorure d'aluminium (2 %). Le mélange est agité et maintenu dans l'obscurité à température ambiante pendant 20 minutes. Après cela, l'absorbance a été lue à une longueur d'onde de 409 nm par rapport à un blanc. La quercétine est utilisée comme étalon (Figure 29). Les résultats sont exprimés en mg équivalent quercétine par g de matière séchée à l'air libre (mg EQ/g MS).

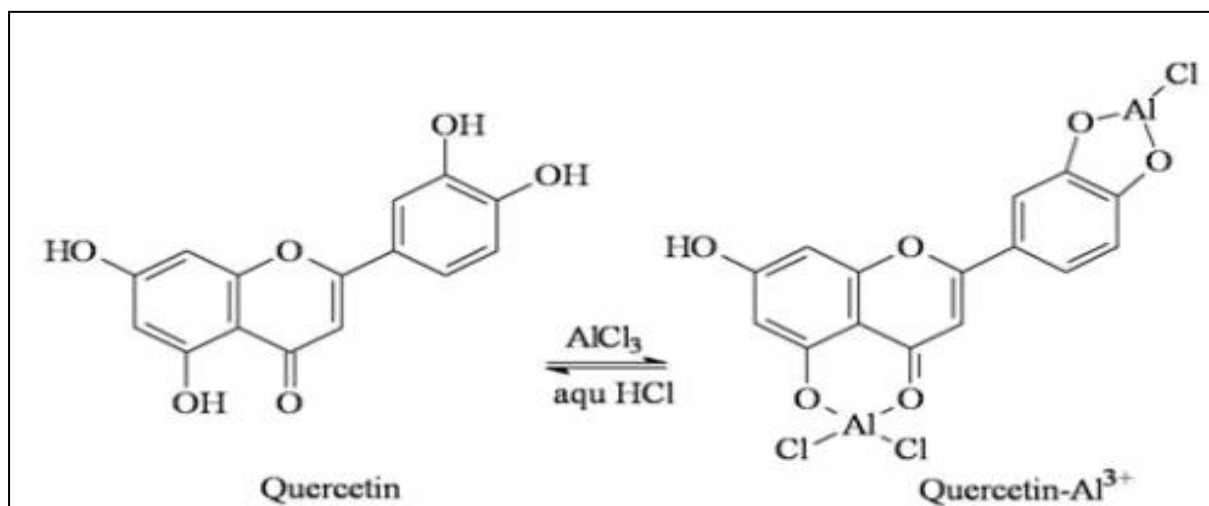


Figure 28 : Schéma illustré de la réaction entre flavonoïdes et le trichlorure d'Aluminium formant un complexe stable flavonoïde- Al^{3+} (**Amorim et al., 2008**).

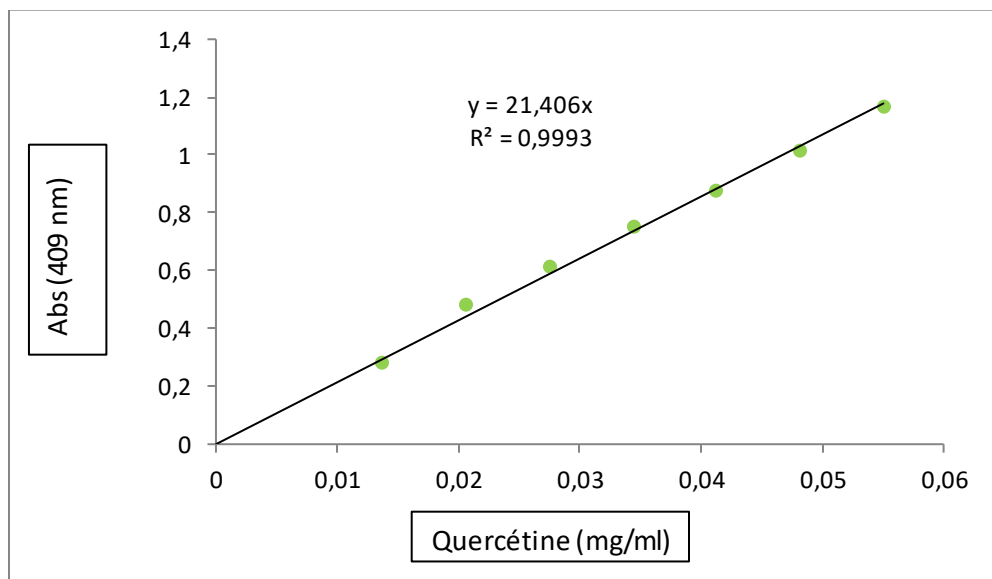


Figure 29 : Courbe d'étalonnage de quercétine.

8-3-Estimation de la teneur en tanins condensés (pro-anthocyanidines)

La teneur en tanins condensés est estimée par le test de la vanilline (Figure 30) décrit dans (Butler *et al.*, 1982), en utilisant la catéchine comme étalon de référence (Figure 31), 1 ml de réactif de vanilline fraîchement préparé avec (4 % de HCl concentré et 0,5 % de vanilline dans le méthanol) est ajouté à 200 μ l de chaque extrait dilué, après 20 minutes d'incubation, l'absorbance est mesurée à 500 nm. Les tanins condensés sont exprimés en mg équivalents catéchine par g de matière séchée à l'air libre (mg EC/g MS).

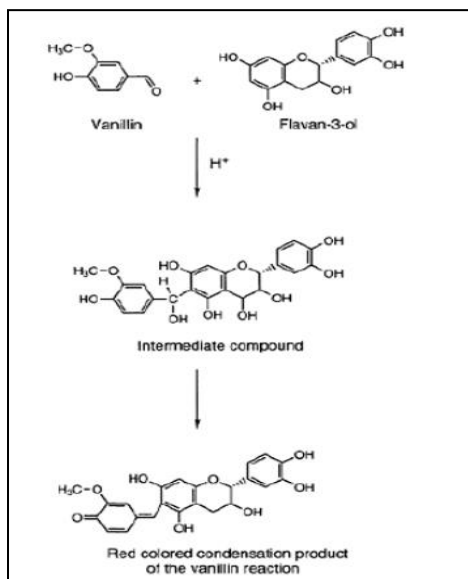


Figure 30 : Réactions de condensation de la vanilline avec un leucocyanidine. (Salunkhe *et al.*, 1989)

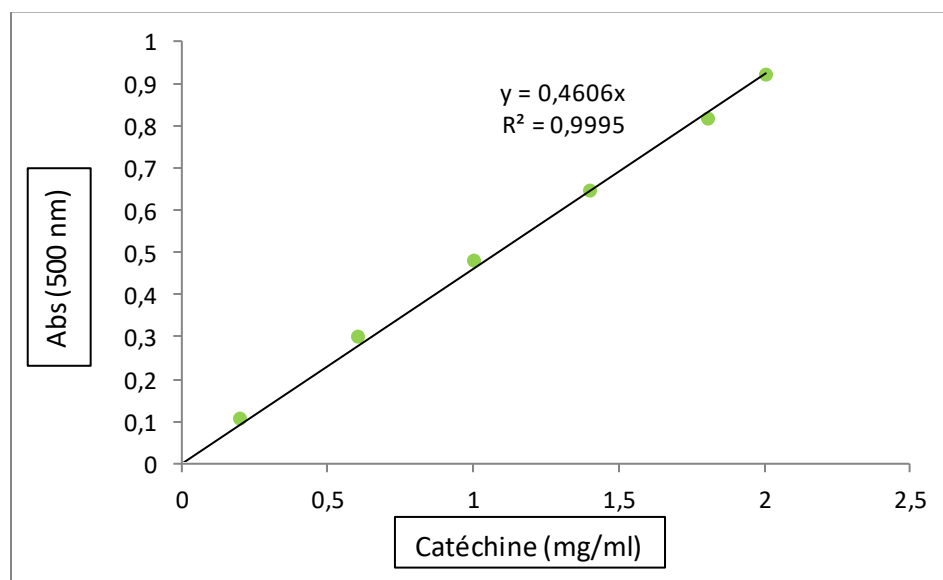


Figure 31 : Courbe d'étalonnage de catéchine.

8-4-Évaluation du pouvoir antioxydant des extraits phénoliques par les tests DPPH et FRAP

Les mêmes procédures des tests DPPH et FRAP établies précédemment avec les extraits lipidiques sont suivies pour la détermination de l'activité antioxydante des extraits phénoliques.

Cependant, l' α -tocophérol est remplacé par l'acide ascorbique comme antioxydant de référence (Figure 32) et le méthanol est utilisé pour diluer les échantillons. En outre, les valeurs des EC_{50} sont exprimées en $\mu\text{g/mL}$ et les capacités réductrices FRAP en μM équivalent acide ascorbique par g de matière sèche à l'air libre en μM d'AAE/g de MS.

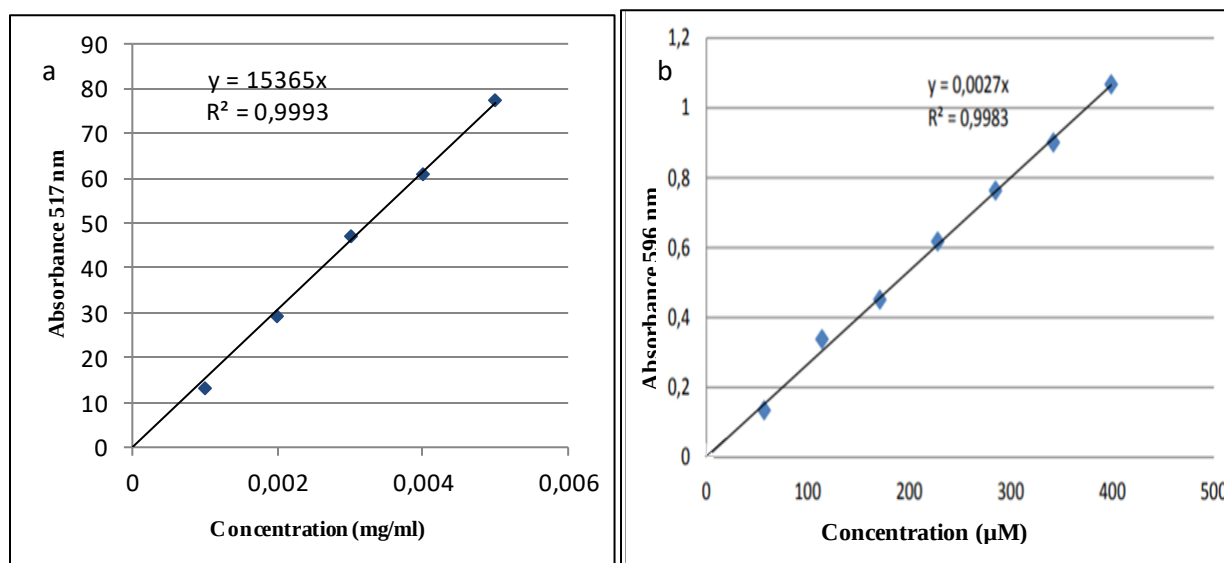


Figure 32 : Courbes du pouvoir antioxydant (a) et de capacité équivalente réductrice de fer (b) du standard de référence (acide ascorbique).

8-5-Evaluation de l'effet inhibiteur des extraits phénoliques sur l' α -amylase

La méthode de l'acide 3,5-dinitrosalicylique (DNSA) réalisée par **Bernfeld, (1955)** est adoptée pour estimer l'activité d'inhibition de l' α -amylase. 200 μl du tampon ($\text{Na}_2\text{HPO}_4/\text{NaH}_2\text{PO}_4$ (0,02 M), NaCl (0,006 M) à pH 6,9) sont mélangés avec 100 μl d'amidon soluble (1 % dans l'eau (m/v)) comme substrat et 100 μl d'extraits phénoliques dilués en méthanol. Après une incubation de 5 minutes sur 37°C, la réaction a commencé par l'ajout de 100 μl de α -amylase d'*Aspergillus oryzae* (13 unités). Le mélange est incubé pendant 5 minutes à 37°C, puis la réaction est arrêtée par l'addition de 1 ml de réactif DNSA. Le mélange réactionnel est bouilli pendant 5 minutes dans un bain-marie à 100 C° ; ensuite, il est refroidi et dilué avec 2 ml d'eau distillée, et l'absorbance est mesurée à 530 nm en utilisant un spectrophotomètre UV visible. Le contrôle avec une activité enzymatique égale à 100 % est préparé en remplaçant l'extrait de plante par 100 μl du tampon, Une réaction à blanc est préparée de manière similaire en utilisant l'extrait phénolique à chaque concentration en l'absence de la solution enzymatique. L'acarbose est utilisé comme un standard

de référence (Figure 33). L'activité inhibitrice de l' α -amylase est évaluée en calculant le pourcentage d'inhibition à l'aide de l'équation donnée ci-dessous :

$$I \% = [(A_0 - A) / A_0] \times 100$$

Où A_0 et A réfèrent aux absorbances de mélange réactionnel sans et avec l'extrait respectivement.

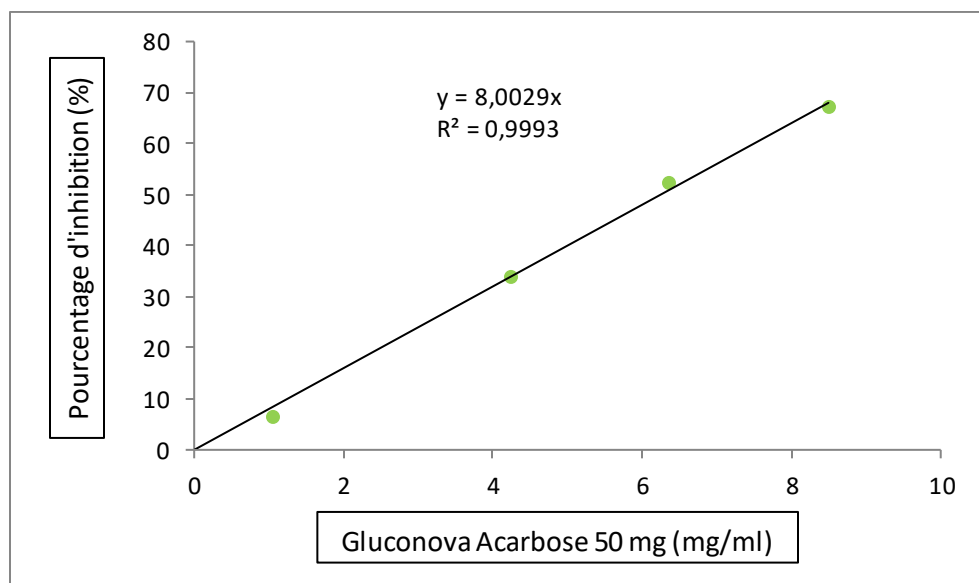


Figure 33 : Courbe de pouvoir inhibiteur d' α -amylase du standard (Gluconova Acarbose 50 mg).

9-Analyse statistique des données

Les données ont été analysées par un modèle ANOVA unidirectionnel. La procédure LSD (Least Significant Differences) de Fisher a été utilisée pour tester les différences significatives entre les moyennes. Afin d'obtenir une vue d'ensemble sur la distribution de nos échantillons par rapport à plusieurs variables, une analyse en composantes principales (ACP) a été réalisée.

Les coefficients de variation ont été calculés pour évaluer les taux de variation de la composition chimique et de l'activité antioxydante de nos échantillons en fonction du stade phénologique et degré de maturation. Les coefficients de corrélation (matrice de Pearson) ont également été calculés pour déterminer la relation entre nos variables.

Les analyses statistiques ont été réalisées à l'aide d'Excel Stat (XLSTAT 2020.1.3, Addinsoft).

Résultats et discussion

Partie 1 : Collecte 2017 (Effet du stade phénologique sur les extraits lipidiques des feuilles, des galles, et des fruits de *Pistacia atlantica*)

Chez les plantes, les stades de croissance, de phénologie et de développement peuvent provoquer des variations physiologiques et biochimiques capables de modifier la production de composés bioactifs (Cirak et Radusiene, 2019), ce qui montre que le facteur du temps de collecte du matériel végétal joue un rôle très important en termes de la qualité et de la quantité de ces substances. Ainsi, pour augmenter le potentiel d'activité biologique des plantes médicinales, il est d'une importance capitale de connaître l'effet des facteurs liés au stade phénologique qui peuvent influencer leur profil phytochimique en vue d'améliorer sa qualité pour le développement de produits dans différentes industries.

Pour ce raisonnement, la présente partie est conçue d'une étude qui s'intéresse pour la première fois à l'évaluation de l'influence du stade phénologique sur les teneurs en acides gras, en tocophérols et en caroténoïdes dans les extraits lipidiques de feuilles, de galles et de fruits de *P. atlantica*, en plus de leur activité antioxydante. À notre connaissance, aucune recherche n'a été entreprise sur l'activité antioxydante et la composition chimique des extraits lipidiques des galles de *P. atlantica*. En outre, cette étude vise à déterminer le stade optimal de collecte en termes de qualité de l'huile et de mettre en évidence toutes les possibilités de corrélation entre leur composition chimique et activité antioxydante.

1-Composition en acide gras, teneur en tocophérols et en caroténoïdes totaux

1-1-Acides gras

L'analyse par CPG-FID a permis de révéler la composition chimique des acides gras dans les échantillons d'huile des différents organes de *P. atlantica* au cours de leurs étapes de développement (abréviation des échantillons présentés dans le tableau 2 dans le chapitre matériel et méthodes). Douze acides gras sont détectés dans les échantillons d'huile de différents organes, et les résultats sont mentionnés dans le tableau 5.

La composition en acides gras a montré que les acides gras saturés totaux ont présenté un pourcentage décroissant par rapport au premier stade phénologique (F 12/07) 30,88 % jusqu'au dernier (F 03/08) 22,93 % avec un coefficient de variation égal à 13,61 %. Parmi ces acides gras saturés, nous pouvons mentionner les dominants : l'acide palmitique (C16 : 0) et l'acide myristique (C14 : 0). Les AGS totaux étaient significativement différents par rapport aux moyennes des AGMI et AGPI dans chaque stade phénologique ($P < 0,05$). La richesse en acides gras insaturés totaux rend les huiles de feuilles d'un point de vue nutritionnel des aliments particulièrement intéressants, **(Lunn et Theobald, 2006)** parmi ces acides gras insaturés (les omégas) principalement C18 : 1 ω 9, C18 : 2 ω 6, C18 : 3 ω 3, et C16 : 1 ω 7. Le premier acide gras détecté et le plus abondant dans les extraits lipidiques des feuilles du premier stade était l'acide linoléique (C18 : 3), qui présentait les mêmes différences significatives entre les moyennes des acides gras à chaque stade phénologique ($P < 0,05$) et varie du premier au quatrième stade avec un coefficient de variation égale à 13,17 %. En outre, son accumulation est enregistrée au cours des stades phénologiques avec des valeurs variantes entre 32,81 % et 41,73 %. Dans une autre étude en parallèle, l'accumulation de l'acide linoléique est constatée aussi avec l'espèce *P. lentiscus* L. **(Harrat et al., 2018)**.

L'acide linoléique est suivi par l'acide linoléique (C18 : 2) avec un pourcentage élevé de 14,97 % détectés dans le dernier stade (F 19/09) puis l'acide oléique (C18 : 1 ω 9) avec 10,74 % au deuxième stade (F 03/08), et enfin l'acide palmitoléique (C16 : 1 ω 7) avec diminution de 8,93 % à 4,47 % pendant les stades phénologiques (Tableau 5). Les différentes valeurs du coefficient de variation des acides gras insaturés ont indiqué que les stades phénologiques ont eu une influence sur leurs pourcentages.

Ces résultats ont révélé le taux élevé des acides gras insaturés dans l'huile des feuilles, principalement l'acide linoléique (C18 : 3), l'acide gras essentiel qui joue un rôle primordial dans l'alimentation et la santé humaine par la prévention de nombreuses maladies comme les troubles cardiovasculaires, la dyslipidémie, l'hypertension, l'athérosclérose, le diabète sucré, l'obésité, les troubles neurologiques et neuropsychiatriques, **(Yashodhara et al., 2009)** et enfin les maladies inflammatoires dont l'asthme et les allergies **(Miyata et Arita, 2015)**.

Pour l'huile de galles, l'analyse par CPG-FID a montré que le pourcentage des acides gras saturés totaux augmente à partir de 43,2 % en premier stade jusqu'à ce qu'il atteigne 72,25 % dans le quatrième stade phénologique (G 19/09) avec un coefficient de variation égal à 24,91 %. Le pourcentage élevé des AGS appartient aux valeurs croissantes de l'acide myristique et le pourcentage élevé de l'acide palmitique surtout dans le premier et le deuxième stade. Les deux acides gras saturés ont montré les mêmes différences significatives entre les moyennes d'acides gras dans les extraits lipidiques des galles à chaque stade phénologique ($P < 0,05$). Les autres AGS sont également détectés mais avec de faibles pourcentages comme C17 : 0, C18 : 0, C20 : 0, et C22 : 0. D'autre part, le pourcentage des acides gras insaturés (les omégas 1,3 et 6) est attribué au premier stade phénologique avec des pourcentages de 19,14 % et 6,81 pour, respectivement, le linoléique (C18 : 2) et le linolénique (C18 : 3). En outre, l'acide oléique est détecté avec un pourcentage élevé 23,07 %, dans le troisième stade (G 24/08).

Des différences significatives ($P < 0,05$) entre les moyennes des acides gras insaturés dans les extraits lipidiques des galles de chaque stade phénologique sont également remarquées (Tableau 5) et l'impact du stade phénologique sur chaque acide gras insaturé des huiles brutes de galles était confirmé par les différents coefficients de variation. En outre, aucun rapport sur la composition des acides gras n'est trouvé dans la littérature concernant l'huile brute des galles.

Tableau 5 : Pourcentages de la composition en acides gras des extraits lipidiques des feuilles, galls et fruits de *P. atlantica*.

	Extraits lipidiques des feuilles					Extraits lipidiques des galls					Extraits lipidiques des fruits immatures					Extraits lipidiques des fruits matures			
	F 12/07 [a]	F 03/08 [a]	F 24/08 [a]	F 19/09 [a]	CV (%)	G 12/07 [a]	G 03/08 [a]	G 24/08 [a]	G 19/09 [a]	CV (%)	Fr VcI12/ 07 ^[a]	Fr Rj I 03/08 [a][b]	Fr Rj I 24/08 [a] [b]	Fr Rj I 19/09 [a] [b]	CV (%)	Fr Vf M 24/08 [a] [b]	Fr NM 24/08 [a] [b]	Fr NM ^l 19/09 [a] [b]	CV (%)
Acides gras																			
C14 :0	9,47 ^{bc}	9,67 ^{bc}	10,94 ^{bc}	9,19 ^{bc}	7,882	14,51 ^a	19,56 ^a	24,83 ^a	52,12 ^a	60,46	0,42 ^g	0,12 ^g	0,11 ^g	0,11 ^g	80,74	-	0,08	-	-
C16 :0	14,35 ^b	11,47 ^b	11,25 ^b	10,81 ^b	13,45	20,30 ^b	20,26 ^b	16 ^b	16,34 ^b	13,04	13,44 ^f	10,79 ^f	11,24 ^f	12,79 ^f	10,04	19,12 ^e	11,48 ^e	14,73 ^e	25,37
C16 :1ω7	8,93 ^d	7,80 ^d	5,22 ^d	4,47 ^d	31,89	12,15 ^{bc}	10,51 ^{bc}	2,76 ^{bc}	3,22 ^{bc}	67,95	1,37 ^g	0,75 ^g	0,89 ^g	0,87 ^g	28,22	1,08 ^g	0,86 ^g	0,46 ^g	39,29
C17 :0	1,32 ^e	1,32 ^e	2,68 ^e	0,40 ^e	65,69	1,06 ^c	0,62 ^c	0,208 ^c	Tr	67,70	0,18 ^g	0,06 ^g	0,08 ^g	0,11 ^g	48,85	0,10 ^g	0,07 ^g	0,03 ^g	52,68
C18 :0	1,75 ^e	2,01 ^e	1,13 ^e	0,54 ^e	48,49	2,54 ^c	2,79 ^c	2,68 ^c	2,78 ^c	4,306	2,10 ^g	2,21 ^g	2,11 ^g	2,38 ^g	5,903	1,73 ^g	2,15 ^g	1,63 ^g	15,02
C18 :1ω9	7,36 ^{cd}	10,74 ^{cd}	6,79 ^{cd}	8,58 ^{cd}	20,90	5,33 ^{bc}	4,11 ^{bc}	23,07 ^{bc}	4,60 ^{bc}	99,26	48,08 ^b	56,78 ^b	57,39 ^b	55,49 ^b	7,918	59,83 ^a	61,00 ^a	59,29 ^a	1,456
C18 :2ω6	11,86 ^b	9,34 ^b	12,73 ^b	14,97 ^b	19,035	19,14 ^b	12,14 ^b	17,61 ^b	6,32 ^b	42,19	27,90 ^c	27,47 ^c	26,53 ^c	26,47 ^c	2,609	17,36 ^d	22,98 ^d	22,39 ^d	14,77
C18 :3ω3	32,81 ^a	31,46 ^a	33,95 ^a	41,73 ^a	13,17	6,81 ^a	5,19 ^a	1,86 ^a	2,82 ^a	53,92	3,69 ^g	0,66 ^g	0,98 ^g	0,77 ^g	95,04	0,43 ^g	0,79 ^g	0,75 ^g	30,05
C20 :0	2,50 ^e	3,52 ^e	2,23 ^e	1,54 ^e	33,56	1,75 ^c	3,21 ^c	1,34 ^c	2,46 ^c	37,55	0,42 ^g	0,24 ^g	0,56 ^g	0,26 ^g	40,57	Tr	0,25 ^g	0,41 ^g	34,28
C20 :1ω9	2,99 ^e	3,15 ^e	2,47 ^e	0,13 ^e	64,09	9,43 ^c	10,97 ^c	4,18 ^c	3,09 ^c	55,91	0,93 ^g	0,70 ^g	0,03 ^g	0,64 ^g	66,82	0,30 ^g	0,50 ^g	0,55 ^g	29,40
C22 :0	1,49 ^e	2,80 ^e	2,41 ^e	0,45 ^e	58,59	3,04 ^c	2,17 ^c	2,01 ^c	1,55 ^c	28,42	0,008 ^g	0,003 ^g	0,002 ^g	0,006 ^g	57,97	ND	0,0002 ^g	0,002 ^g	ND
C22 :1	ND	ND	2,47 ^e	2,02 ^e	14,17	ND	4,18 ^c	4,70 ^c	0,97 ^c	61,53	0,008 ^g	0,003 ^g	0,002 ^g	0,006 ^g	57,97	ND	0,0002	ND	ND
AGMI	19,28 ^c	21,69 ^c	16,95 ^c	15,2 ^c	15,43	26,91 ^b	29,77 ^b	34,71 ^b	11,88 ^b	38,10	50,388 ^b	58,233 ^b	58,31 ^b	57,006 ^b	6,749	61,21 ^a	62,36 ^a	60,3 ^a	1,684
AGPI	44,67 ^a	40,8 ^a	46,68 ^a	56,7 ^a	14,36	25,95 ^b	17,33 ^b	19,47 ^b	9,14 ^b	58,59	31,59 ^c	28,13 ^c	27,51 ^c	27,24 ^c	7,046	17,79 ^d	23,77 ^d	23,14 ^d	15,23
AGI	63,95	62,49	63,63	71,9	19,98	52,86	47,1	54,18	21,02	35,37	78,518	86,366	85,82	84,246	4,292	79	86,13	83,44	4,345
AGS	30,88 ^b	30,79 ^b	30,64 ^b	22,93 ^b	13,61	43,2 ^a	48,79 ^a	47,068 ^a	72,25 ^a	24,91	16,568 ^e	13,423 ^e	14,10 ^e	15,656 ^e	9,601	20,95 ^{de}	14,03 ^{de}	16,862 ^{de}	20,13
AGI/AGS	2,07	2,029	2,076	3,135	23,147	1,223	0,965	1,151	0,279	47,64	4,739	6,434	6,085	5,381	13,32	3,77	6,139	4,948	23,92

AGS : acide gras saturé ; AGMI : acide gras mono-insaturé ; AGPI : acide gras poly-insaturé. AGI : acide gras insaturé. Tr : trace. ND : non déterminé.

^[a] Les différentes lettres dans la même colonne montrent des différences statistiquement significatives entre les moyennes des AGS, des AGMI et des AGPI selon le test de Fisher à $P < 0,05$. ^[b] Les différentes lettres dans la même ligne montrent des différences statistiquement significatives des acides gras entre les moyennes des fruits immatures et matures.

Concernant la composition chimique des acides gras pour les extraits lipidiques des fruits, ils ont montré une teneur élevée en acides gras insaturés, notamment les acides oléiques et linoléiques, ces résultats sont proches ou inférieurs à celles rapportées par **Benhassaini et al., (2007)** avec des valeurs variantes au cours des stades de maturité. En commençant par l'acide linoléique (C18 : 2) qui a montré des différences significatives parmi les moyennes des acides gras des extraits lipidiques des fruits immatures et matures ($P < 0,05$). Son pourcentage élevé est détecté dans les extraits des fruits immatures plutôt que ceux de fruits matures, avec des valeurs décroissantes à partir de premier stade (Fr Vc I 12/07) 27,90 % jusqu'à le quatrième (Fr Rj. 19/09) 26,47 % avec une faible variation 2,609 % (Tableau 5), ce qui implique le faible impact de la date de collecte des fruits par rapport à leur couleur.

Par ailleurs, contrairement à l'acide linoléique, le pourcentage élevé d'acide oléique est détecté pour les fruits matures (Tableau 5) où il atteint 61 % dans l'échantillon d'huile (Fr N M 24/08). Le pourcentage d'acide oléique dans les extraits lipidiques des fruits immatures varie entre 48,08 % et 57,39 % selon les stades phénologiques. De plus, il a enregistré une différence significative entre les moyennes d'acides des fruits immatures et matures ($P < 0,05$) et un coefficient de variation égal à 7,918 %. Les autres acides gras insaturés étaient détectés avec un pourcentage insuffisant, comme l'acide linoléique (C18 : 3) et l'acide palmitoléique (C16 : 1).

Pour les acides gras saturés, l'acide palmitique était le dominant avec un pourcentage atteint à 19,12 % dans l'échantillon d'huile (Fr Vf M 24/08) comparé avec les autres acides gras. Les résultats de la composition en acides gras des extraits huileux des fruits de *P. atlantica* sont presque similaires à ceux rapportés dans **Givianrad et al., (2013)** et **Bentireche et al., (2019)** concernant, respectivement, l'acide oléique (50,65 %), linoléique (29,76 %) et palmitique (13,12 %). De plus, ils consolident les résultats analysés par l'effet de la date de collecte sur la composition en acides gras de *P. lentiscus* L trouvée dans **Mezni et al., (2014)**.

À notre connaissance, de nombreuses études ont analysé la composition chimique des acides gras des fruits de *P. atlantica* (**Yousfi et al., 2002 ; Saber-Tehrani et al., 2013 ; Guenane et al., 2015 ; Bentireche et al., 2019**), tandis que la présente étude détermine pour la première fois la composition chimique en acides gras des huiles de feuilles et de galls de cette plante. En outre, cette étude met également en évidence l'impact du stade phénologique sur la variation de la composition en acides gras.

1-2-Rendement, contenus des tocophérols et des caroténoïdes

Les résultats du rendement et du contenu en tocophérols et caroténoïdes totaux des différents échantillons d'extraits lipidiques sont mentionnés dans le tableau 6. Les teneurs en tocophérols et en caroténoïdes dans les échantillons sont déterminés à partir des courbes d'étalonnages, où elles sont exprimées en milligramme équivalent d' α -tocophérol et de β -carotène par gramme d'huile respectivement.

Le rendement en huile des feuilles et des galles augmentait progressivement en fonction du stade phénologique, où ils ont atteint les valeurs respectives de 7,93 % et 6,58 % lors du quatrième stade. En outre, ils ont présenté un contenu plus faible de, respectivement, 3,6 à 4,3 fois inférieurs de la teneur du meilleur rendement d'huile obtenus par les fruits. Un effet similaire de la date de collecte sur la teneur en huile essentielle de *P. lentiscus* L. était rapporté dans **Haloui et al., (2015)**. Outre l'effet du stade phénologique, les rendements en huiles de fruits sont influencés par le degré de maturation indiqué partiellement par leur couleur. En effet, les rendements les plus élevés sont attribués aux fruits matures, ce qui pourrait être dû à l'accumulation d'huile pendant les étapes de maturation. Cette explication est conforme aux résultats indiqués précédemment par **Guenane et al., (2015)** et **Bentireche et al., (2019)**.

Les valeurs croissantes de la teneur en tocophérols sont observées pour les extraits lipidiques de feuilles et de galles, en fonction de stade phénologique. En commençant par la teneur en tocophérols des huiles de feuilles, qui est passée progressivement de $0,21 \pm 0,01$ mg E α T/g Ms lors du premier stade (F 12/07) au $1,53 \pm 0,01$ mg E α T/g Ms lors du quatrième (F 19/09), suivie par les extraits lipidiques des galles, où elles ont exposé différentes valeurs de tocophérols entre $0,42 \pm 0,01$ mg E α T/g Ms pour le premier stade (G 12/07) et $0,52 \pm 0,01$ mg E α T/g Ms pour le quatrième stade (G19/09). Les mêmes variations croissantes sont également observées pour les feuilles et les galles pour le contenu en caroténoïdes totaux, qui varie, respectivement, en fonction des stades phénologiques entre $18,58 \pm 0,24$ μ g E β C/g Ms et $86,60 \pm 0,95$ μ g E β C/g Ms, et entre $57,24 \pm 3,18$ μ g E β C/g Ms et $69,15 \pm 0,13$ E β C/g Ms. Des différences significatives sont observées entre les moyennes de rendement, de teneur en tocophérols et caroténoïdes des extraits lipidiques dans chaque stade phénologique selon le test de Fisher à ($P < 0,05$).

Nos résultats sur les extraits lipidiques des feuilles de *P. atlantica* enregistrent des valeurs élevées de teneur en tocophérols par rapport à l'huile de feuilles de *P. lentiscus* signalées par (**Harrat et al., 2018**) où la teneur en tocophérols variant entre 80,1 et 152,4 μ g/g Ms sont

inférieures aux nôtres. D'autre part, les teneurs en caroténoïdes signalées par **Tarchoune et al., (2015)** dans les extraits huileux de deux variétés de feuilles d'olivier n'a pas dépassé les valeurs respectives de 44,33 µg/g Ms et 82.37 µg/g. Nous justifiant le choix de l'inclusion de l'huile des feuilles d'olivier dans la comparaison par ses propriétés nutritionnelles et diététiques semblables à celle des feuilles de *P. atlantica*, où les huiles des deux espèces sont riches en acides gras insaturés (C18 :3), en tocophérols et en caroténoïdes. Bien que plusieurs études aient traité les teneurs en tocophérols et caroténoïdes dans les lipides de feuilles et de fruits de l'espèce *P. atlantica* (**Benguechoua et al., 2021 ; Guenane et al., 2017**), aucune recherche n'est portée sur le contenu en tocophérols et en caroténoïdes dans les lipides des galles de *P. atlantica*, qui se révèle originalement dans cette étude. En se basant sur les résultats obtenus, nous remarquons que les stades phénologiques ont un effet sur la teneur croissante des tocophérols et caroténoïdes totaux qui sont connus par leur grande importance en termes de valeurs nutritionnelles et comme des antioxydants naturels.

Pour les extraits lipidiques des fruits, les teneurs totales en tocophérols et en caroténoïdes varient, à la fois, en fonction de la date de collecte (stade phénologique) et de la couleur. La teneur des tocophérols et des caroténoïdes dans les extraits huileux des fruits immatures (vert clair ou rouge) a diminué en fonction de la date de collecte. En ce qui concerne les extraits huileux des fruits matures (vert foncé et noir), la teneur en tocophérols et en caroténoïdes a présenté un niveau élevé par rapport aux extraits des fruits immatures dans le troisième et le quatrième stade phénologique, ce qui rime avec les résultats trouvés par **Bentireche, (2020)** où la matière insaponifiable des huiles des fruits matures présentait une teneur en tocophérols élevée par rapport à celle des fruits immatures. Nous avons également constaté des différences significatives entre les moyennes des extraits lipidiques des fruits immatures et matures dans le rendement, la teneur des tocophérols et caroténoïdes selon le test de Fisher à ($P < 0,05$).

2-Evaluation de l'activité antioxydante

L'activité antioxydante de chaque extrait lipidique a été évaluée par le test DPPH (EC₅₀), par la capacité réductrice de fer et par le pouvoir piégeant du radical ABTS. Les résultats pour ces deux derniers tests sont exprimés en capacité équivalente (µM équivalents alpha-tocophérol par gramme de matière séchée à l'air libre) calculée à partir de la droite d'étalonnage d'α-tocophérol. Les résultats obtenus sont présentés dans le Tableau 7.

Tableau 6 : Teneurs totales en tocophérols et caroténoïdes dans les extraits lipidiques des feuilles, galls et fruits de *P. atlantica*.

Composition des huiles	Extraits lipidiques des feuilles				Extraits lipidiques des galles				Extraits lipidiques des fruits						
	F12/07 [b]	F 03/08 [b]	F 24/08 [b]	F 19/09 [b]	G 12/07 [b]	G 03/08 [b]	G 24/08 [b]	G 19/09 [b]	Fr Vc I 12/07 ^{[b]c}	Fr Rj I 03/08 ^{[b]c}	Fr Rj I 24/08 ^{[b]c}	Fr Vf M 24/08 ^{[b]c}	Fr N M 24/08 ^{[b]c}	Fr Rj I 19/09 ^{[b]c}	Fr N M 19/09 ^{[b]c}
Rendement en huiles (%)	3,98 ^b	5,52 ^b	6,37 ^b	7,93 ^b	6,00 ^b	6,44 ^b	6,55 ^b	6,58 ^b	2,78 ^c	20,00 ^c	14,30 ^c	28,00 ^{bc}	27,93 ^{bc}	11,92 ^c	28,50 ^{bc}
Teneur en tocophérols (mg E α T/g Ms) ^[a]	0,21 ^b ± 0,01	0,48 ^b ± 0,01	0,98 ^b ± 0,01	1,53 ^b ± 0,01	0,42 ^c ± 0,01	0,49 ^c ± 0,01	0,50 ^c ± 0,01	0,52 ^c ± 0,01	0,510 ^c ± 0,01	3,562 ^c ± 0,01	1,416 ^c ± 0,02	2,864 ^c ± 0,02	3,535 ^c ± 0,03	1,084 ^c ± 0,02	2,867 ^c ± 0,05
Teneur en caroténoïdes (μ g E β C/g Ms) ^[a]	18,58 ^a ± 0,24	18,56 ^a ± 0,16	55,61 ^a ± 0,32	86,60 ^a ± 0,95	57,24 ^a ± 3,18	66,14 ^a ± 0,19	67,01 ^a ± 0,85	69,15 ^a ± 0,13	34,7 ^{ab} ± 0,17	246,4 ^{ab} ± 3,20	68,35 ^{ab} ± 0,71	140,84 ^a ± 3,92	140,76 ^a ± 1,67	24,67 ^{ab} ± 0,12	73,53 ^a ± 0,17

[a] Les valeurs sont exprimées en moyenne $\pm$ SD (n = 3). [b] Les différentes lettres d'une même colonne des extraits lipidiques des feuilles, de galls et de fruits présentent des différences statistiquement significatives entre les moyennes du rendement, de teneurs en tocophérols et caroténoïdes selon le test de Fisher à $P < 0.05$. [c] Les différentes lettres dans la même ligne montrent des différences statistiquement significatives du rendement, de teneurs en tocophérols et caroténoïdes entre les moyennes des fruits immatures et matures selon le test de Fisher à $P < 0.05$.

Tableau 7 : Tests DPPH, FRAP et ABTS de l'activité antioxydante des extraits lipidiques des feuilles, galls et fruits de *P. atlantica* pendant les stades phénologiques.

Activité	Extraits lipidiques des feuilles				Extraits lipidiques des galles				Extraits lipidiques des fruits							
antioxydante	F12/07 ^[b]	^l F 03/08 ^[b]	F 24/08 ^[b]	F 19/09 ^[b]	G 12/07 ^[b]	G 03/08 ^[b]	G 24/08 ^[b]	G 19/09 ^[b]	Fr Vc I ^[b] ^[c] 12/07	Fr Rj I ^[b] ^[c] 03/08	Fr Rj I ^[b] ^[c] 24/08	Fr Vf M ^[b] ^[c] 24/08	Fr N M ^[b] ^[c] 24/08	Fr Rj I ^[b] ^[c] 19/09	Fr N M ^[b] ^[c] 19/09	Standard Antioxydant VE
Test DPPH	0,202 ^b	^b 0,113	0,072 ^b	0,068 ^b	0,281 ^b	0,176 ^b	0,192 ^b	0,171 ^b	0,055 ^c	0,088 ^c	0,099 ^c	0,411 ^c	0,256 ^c	0,186 ^c	0,322 ^c	0,01
EC₅₀ (mg/ml) ^[a]	± 0,001	0,002±	± 0,001	± 0,001	± 0,009	± 0,001	± 0,003	± 0,001	± 0,001	± 0,004	± 0,002	± 0,012	± 0,002	± 0,004	± 0,002	± 0,0002
Test FRAP	4,600 ^a	7,877 ^a	11,97 ^a	15,30 ^a	1,884 ^a	2,434 ^a	2,693 ^a	2,767 ^a	1,510 ^c	11,53 ^c	10,09 ^c	16,88 ^b	17,11 ^b	5,94 ^c	15,39 ^b	/
(μME αT/g Ms) ^[a]	± 0,002	0,321 ±	± 0,029	± 0,174	± 0,324	± 0,265	± 0,223	± 0,368	± 0,082	± 0,980	± 0,237	± 0,462	± 0,215	± 0,174	± 0,068	
Test ABTS	0,723 ^b	^b 0,960	1,226 ^b	^b 2,189	2,201 ^a	2,607 ^a	2,424 ^a	2,696 ^a	5,903 ^b	24,705 ^b	21,755 ^b	28,920 ^a	40,918 ^a	15,537 ^b	24,293 ^a	/
(μME αT/g Ms) ^[a]	± 0,032	0,124 ±	± 0,028	± 0,123	± 0,005	± 0,080	± 0,066	± 0,453	± 0,064	± 0,201	± 0,618	± 0,746	± 2,492	± 0,571	± 0,948	

[a] Les valeurs sont exprimées en moyenne $\pm$ SD (n = 3). [b] Les différentes lettres d'une même colonne des extraits lipidiques des feuilles, de galls et de fruits présentent des différences statistiquement significatives entre les moyennes des tests DPPH, FRAP et ABTS selon le test de Fisher à $P < 0.05$. [c] Les différentes lettres dans la même ligne montrent des différences statistiquement significatives du rendement, de teneurs en tocophérols et caroténoïdes entre les moyennes des fruits immatures et matures selon le test de Fisher à $P < 0.05$.

Les résultats que nous avons obtenus ont montré une capacité antioxydante accrue pour les extraits lipidiques de feuilles et de galles. La meilleure activité antioxydante pour les deux organes est enregistrée au cours du quatrième stade (F 19/09) et (G 19/09) selon les essais des tests DPPH, FRAP et ABTS dont les valeurs respectives sont $0,068 \pm 0,001$ mg/ml, $15,30 \pm 0,174$ μ M E α T /g Ms, et $2,189 \pm 0,123$ μ M E α T /g Ms (pour les feuilles) et $0,171 \pm 0,001$ mg/ml, $2,767 \pm 0,368$ μ M E α T /g Ms et $2,696 \pm 0,453$ μ M E α T /g Ms (pour les galles). Des différences statistiques sont observées dans les valeurs du test FRAP des huiles de feuilles par rapport aux moyennes DPPH et ABTS dans chaque stade phénologique ($P < 0,05$) et pour les extraits lipidiques des galles, le test DPPH a présenté des différences significatives par rapport aux tests FRAP et ABTS. En outre, les extraits lipidiques des feuilles ont présenté une capacité antioxydante très puissante, environ 40 fois plus élevée que celle des huiles de feuilles de *P. lentiscus* L. établie avec une étude antérieure (**Harrat et al., 2018**) qui a enregistré des valeurs d'EC₅₀ du test DPPH variant entre 3,28 et 4,51 mg/ml.

Concernant les fruits, les extraits lipidiques des fruits immatures du premier stade (Fr Vc I 12/07) ont affiché la plus forte activité (valeur minimale d'EC₅₀ = $0,055 \pm 0,001$ mg/ml par rapport à celles rapportées par **Guenane et al., (2017)** et **Bentireche et al., (2019)** pour le test DPPH dont les résultats varient entre 17,1 et 47,3 mg/ml. De plus, il était presque proche ou inférieur à la valeur d'EC₅₀ de l'antioxydant de référence (vitamine E) EC₅₀ = $0,0153 \pm 0,0002$ mg/ml. La meilleure activité antioxydante est attribuée à l'échantillon (Fr N M 24/08) d'extrait lipidique des fruits noirs matures selon les tests FRAP et ABTS avec des valeurs égales à $17,11 \pm 0,215$, $40,918 \pm 2,492$ μ M E α T /g Ms. Ce résultat pourrait expliquer en partie celui rapporté par **Bentireche et al., (2019)** où la meilleure activité antioxydante était attribuée aux fractions insaponifiables des huiles des fruits matures. En effet, il semblerait que la richesse de ces huiles en tocophérols et particulièrement en caroténoïdes (constituants de la fraction in saponifiable) soit responsable de cette intense activité. Nous notons des différences significatives entre les moyennes des extraits lipidiques de fruits immatures et matures dans les valeurs des trois tests (DPPH, FRAP et ABTS) selon le test de Fisher à ($P < 0,05$).

Les résultats des trois tests effectués ont indiqué que les extraits lipidiques des feuilles, les galles et les fruits constituaient une source précieuse de molécules antioxydantes naturelles telles que les tocophérols, les caroténoïdes, et les acides gras essentiels.

3-Influence du stade phénologique et degré de maturation sur la composition chimique des lipides de différents organes et leurs activités antioxydantes

Afin de déterminer le taux de variation en teneur des phytoconstituants et en activité antioxydante selon les stades phénologiques pour les extraits lipidiques des feuilles et des galls, nous avons calculé les coefficients de variation à l'aide de l'équation suivante :

$$CV = \frac{S}{X} \times 100 \%$$

Où S représente l'écart type des échantillons de même organe aux différents stades phénologiques et X leur moyenne.

Pour les extraits lipidiques des fruits, les coefficients de variation sont calculés selon la couleur des fruits. Les résultats obtenus sont mentionnés dans le tableau ci-dessous.

Tableau 8. Coefficients de variation de la composition chimique et de l'activité antioxydante des extraits lipidiques du *P. atlantica* au cours des stades phénologiques et des degrés de maturation des feuilles, des galls et des fruits.

Les échantillons des extraits lipidiques	Coefficient de variation (%)					
	Composition chimique			Activité antioxydante		
	Rendement	Tocophérols	Caroténoïdes	DPPH	FRAP	ABTS
Feuilles	27,72	72,74	73,3	54,72	47,07	50,48
Galls	4,20	9,014	8,09	25,10	16,36	8,82
Fruits	55,26	45,46	28,53	62,42	54,79	42,12

Les résultats du tableau 8 indiquent que les quantités en caroténoïdes, tocophérols et en lipides présentent une variation substantielle en fonction des stades phénologiques des organes. La variation est très importante en caroténoïdes, tocophérols et en rendement dans les lipides de feuilles par rapport aux galls. Elle est comprise, respectivement, entre 18,58 et 86,60 µg E βC/g Ms (caroténoïdes), entre 0,21 et 1,53 mg E αT/g Ms (tocophérols) et entre 3,98 et 7,93 % (rendement) (Tableau 6) avec les coefficients de variation respectifs de 73,3 %, de 72,74 % et de 27,72 %. Concernant les galls, une légère variation des teneurs en caroténoïdes, tocophérols et du rendement des lipides est également constatée (respectivement 8,09, 9,014 et 4.20 %). Il a été bien montré que le stade de la collecte influençait la composition chimique des différents organes des

huiles essentielles de *P. atlantica*. (**Rahimi et al., 2016**) et dans les huiles essentielles de *P. lentiscus* L. (**Haloui et al., 2015**). Pour les fruits, nous notons des coefficients de variations, qui expriment des ratios de 55,26 %, 45,46 % et 28,53 % pour, respectivement, le rendement en huile, les teneurs en tocophérols et caroténoïdes totaux. La même constatation a été révélée par **Trabelsi et al, (2012)** et **Guenane et al, (2015)**, où le degré de maturation des fruits de, respectivement, *P. lentiscus* et *P. atlantica* présentait une grande variabilité dans la composition chimique de leurs lipides. Nos résultats et ceux rapportés par les précédents auteurs ainsi que les travaux de **Bentireche et al, (2019)** confirment l'impact de la couleur et la date de collecte sur la composition chimique des lipides des fruits de *P. atlantica* et *P. lentiscus*.

Les mêmes observations sont faites à travers les résultats de l'impact des stades phénologiques et de degré de maturation sur l'activité antioxydante des lipides de différents organes de *P. atlantica*, ce qui explique leur relation avec la composition chimique. Le taux de variation entre les valeurs de trois tests DPPH, FRAP, et ABTS fait une distinction intéressante entre les lipides des trois organes. Par conséquent, la variation au cours des différents stades phénologiques est plus critique dans les lipides de feuilles que dans celles de galles ; ces variations se situent entre 47,07 % et 54,72 % selon le stade phénologique. Les trois tests DPPH, FRAP et ABTS donnent une variation élevée pour les lipides de feuilles comprises, respectivement, entre 0,068 et 0,202 mg/ml, 4,6 et 15,30 μM E $\alpha\text{T/g}$ Ms et entre 0,723 et 2,189 μM E $\alpha\text{T/g}$ Ms (Tableau 7)

Ces résultats coïncident avec ceux rapportés par **Gourine et al., (2010)** où la composition chimique des huiles essentielles de feuilles de *P. atlantica* et leur activité antioxydante varie en fonction des différentes saisons de croissance. Pour les lipides de fruits, la variation était basée sur le degré de maturation où les résultats des tests DPPH, FRAP et ABTS montrent des taux de variation très intéressants entre les extraits lipidiques de fruits matures et immatures soit, respectivement, 62,42 %, 54,79 % et 42,12 %.

4-Corrélations

Plusieurs études antérieures confirment qu'il existe une forte relation entre l'activité antioxydante et les substances bioactives mineures des composants phytochimiques tels que les tocophérols, les caroténoïdes et les acides gras insaturés oméga-3 (Ohkatsu *et al.*, 2001 ; Stahl et Sies, 2003 ; De Aguiar *et al.*, 2011). Selon nos résultats, l'activité antioxydante des différents organes du *P. atlantica* pourrait être attribuée à la présence des tocophérols, caroténoïdes et acides gras insaturés particulièrement l'acide linoléique (C18 :3) dans les lipides. Pour cette raison, une analyse en composantes principales (ACP) (Figure 34) est utilisée pour trouver la relation entre la composition en phytoconstituants des différents organes (tocophérols, caroténoïdes, C18 : 3) et leurs activités antioxydantes.

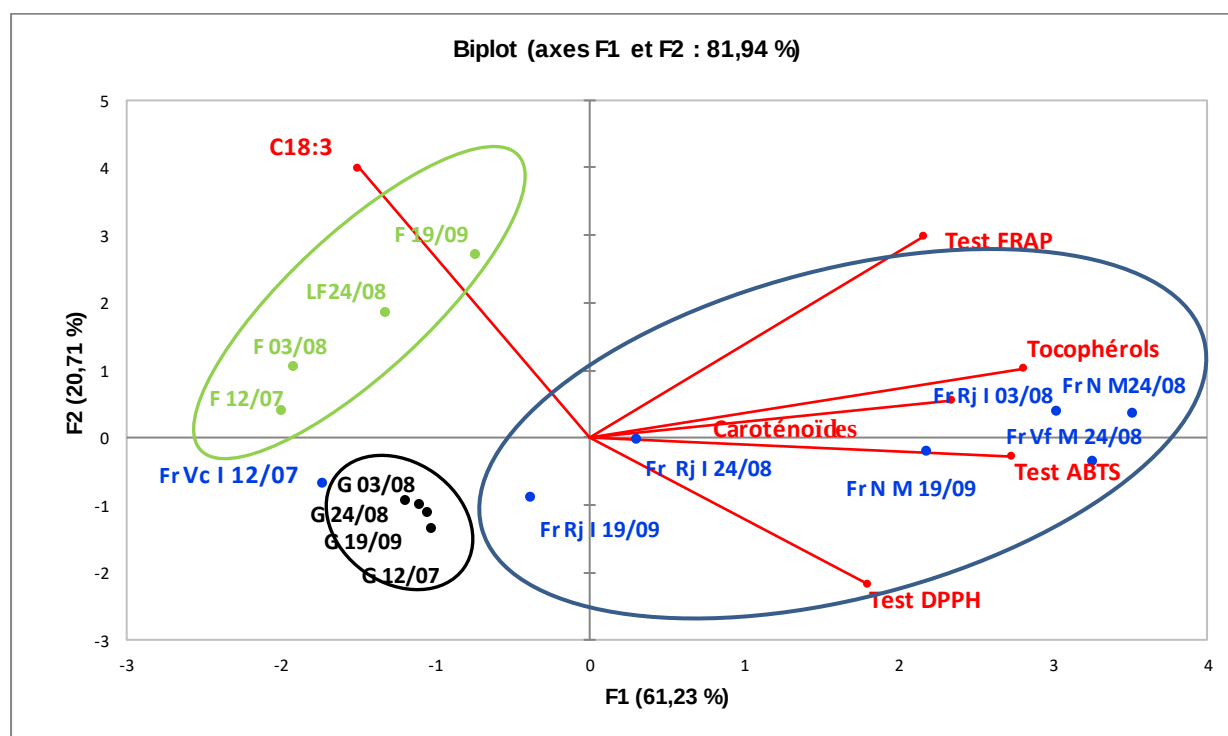


Figure 34 : Analyse en composantes principales (ACP) d'un graphique bidimensionnel, de 15 échantillons des huiles brutes, qui définit la relation entre leurs variables quantitatives des trois différents organes.

L'analyse des données donne deux combinaisons linéaires F1 et l'axe F2, qui explique globalement 81,94 % de l'information totale. F1 et F2 sont les axes les plus corrélés avec les facteurs étudiés. L'angle entre les deux vecteurs donne le degré de corrélation tandis que l'angle adjacent exprime une corrélation élevée. Les tocophérols, les caroténoïdes et le rendement en

lipides ont montré une forte corrélation positive entre elles et entre les valeurs des tests ABTS. De plus, une corrélation positive moyenne est trouvée entre les valeurs de test FRAP, tocophérols, caroténoïdes, acide linoléique C18 : 3, et du test ABTS, et entre les valeurs d'ABTS, et DPPH, l'angle orthogonal (90°) représentant des variables non corrélées (acide linoléique C18 : 3 avec les teneurs en tocophérols, et caroténoïdes), et enfin l'angle opposé (180°) signifie une corrélation négative car la relation entre le test DPPH et C18 : 3 est inversement proportionnelle, c'est-à-dire lorsque les pourcentages de l'acide linoléique C18 : 3 augmentent, les valeurs EC_{50} du test DPPH diminuent. Le lien entre les vecteurs et les dimensions (F1, F2) se manifeste comme suit : L'axe (F1) est positivement lié avec les variables des tocophérols, caroténoïdes et ABTS), par contre les autres variables (FRAP, DPPH et l'acide linoléique C18 : 3) sont liées à l'axe (F2) avec une valeur positive.

Les résultats obtenus par le graphe bidimensionnel de l'ACP ont révélé que les extraits lipidiques de fruits de *P. atlantica* sont caractérisés par une teneur plus élevée en tocophérols et caroténoïdes accompagnés d'une intense activité antioxydante selon les tests FRAP et ABTS, par rapport aux autres organes. Cela a confirmé que les fruits de *P. atlantica* constitue un réservoir important en composants mineurs bioactives tels que les tocophérols et les caroténoïdes.

De plus, les extraits lipidiques des feuilles présentent une teneur élevée en acide linoléique (C18 : 3) associé à une puissante activité antioxydante selon les valeurs EC_{50} du test DPPH. Pour le groupe des extraits lipidiques des galles, l'activité antioxydante modérée est liée aux contenus moyens en tocophérols et caroténoïdes totaux par rapport à ceux des feuilles. En outre, et en tant qu'interaction entre les trois différents organes, l'échantillon d'huile des fruits (Fr Vc I 12/07) était situé près des groupes des lipides de feuilles et de galles, ce qui montre que les fruits non matures au stade initial présentaient une teneur en phytoconstituants similaire à celle des feuilles et des galles et partageaient avec eux les mêmes caractéristiques (C18 :3, tocophérols, caroténoïdes).

Par ailleurs, pour plus de clarté, les coefficients de corrélation de Pearson sont calculés et résumés dans le tableau 9 afin d'obtenir toutes les relations entre les variables. La teneur en tocophérols est fortement et significativement liée à la teneur en caroténoïdes, dans, respectivement, les extraits lipidiques des feuilles, des galles et des fruits ($r = 0,982$ $p < 0,05$, $r = 0,999$ $p < 0,01$, $r = 0,831$ $p < 0,05$). Cette relation pourrait s'expliquer par le fait que ces deux groupes de substances phytochimiques partagent un précurseur commun (le géranyl géranyl

pyrophosphate, GGPP), et le même mécanisme de régulation dans leur biosynthèse (Ombódi *et al.*, 2014). Ils sont également corrélés positivement et significativement avec le rendement en huile des feuilles, galls, et fruits où les valeurs respectives de coefficients de corrélation sont $r = 0,980$ $p < 0,05$, $r = 0,990$ $p < 0,01$ et $r = 0,878$ $p < 0,05$), ce qui confirme l'observation déjà illustrée dans les résultats de l'ACP (Figure 34). La capacité antioxydante des huiles brutes des feuilles évaluées par les tests FRAP et ABTS exprimées en $\mu\text{M E } \alpha\text{T} / \text{g Ms}$ a montré une forte corrélation positive et significative avec, respectivement, la teneur en caroténoïdes ($r = 0,955$, $r = 0,952$ $p < 0,05$) et en tocophérols ($r = 0,991$ $p < 0,01$, $r = 0,966$ $p < 0,05$). Une autre corrélation positive significative est détectée entre les valeurs de l'acide linoléique (C18 : 3 $\omega 3$) et celles du test ABTS.

Tableau 9 : Coefficients de corrélation de Pearson entre l'activité antioxydante (test DPPH, FRAP et ABTS), les teneurs en acide linoléique (C18 : 3), caroténoïdes et tocophérols.

Les échantillons	Rendement (%) ^[a]	Teneur en tocophérols (mg E αT /g Ms) ^[a]	Teneur en caroténoïdes ($\mu\text{g E } \beta\text{C}$ /g Ms) ^[a]	C18 : 3 (%) ^[a]	Test DPPH EC ₅₀ (mg/mL) ^[a]	Test FRAP ($\mu\text{M E } \alpha\text{T}$ /g Ms) ^[a]	Test ABTS ($\mu\text{M E } \alpha\text{T}$ /g Ms) ^[a]
Extraits lipidiques des feuilles							
Rendement en huiles	1	0,980*	0,924	0,821	-0,914	0,988*	0,946
Teneur en tocophérols		1	0,982*	0,889	-0,853	0,991**	0,966*
Teneur en caroténoïdes			1	0,925	-0,759	0,955*	0,952*
C18 : 3				1	-0,528	0,819	0,959*
Test DPPH					1	-0,916	-0,735
Test FRAP						1	0,930
Test ABTS							1
Extraits lipidiques des galls							
Rendement en huiles	1	0,990**	0,992**	-0,886	-0,956*	0,990**	0,835
Teneur en tocophérols		1	0,999**	-0,847	-0,964*	0,985*	0,893
Teneur en caroténoïdes			1	-0,835	-0,975*	0,980*	0,897
C18 : 3				1	0,712	-0,926	-0,521
Test DPPH					1	-0,915	-0,932
Test FRAP						1	0,802
Test ABTS							1
Extraits lipidiques des fruits							
Rendement en huiles	1	0,878**	0,513	-0,770*	0,874**	0,984***	0,872**
Teneur en tocophérols		1	0,831*	-0,670	0,647	0,869*	0,855*
Teneur en caroténoïdes			1	-0,450	0,303	0,537	0,572
C18 : 3				1	-0,658	-0,764*	-0,711
Test DPPH					1	0,825*	0,624
Test FRAP						1	0,916**
Test ABTS							1

^[a] La corrélation est significative à * $p < 0,05$ significative, ** $p < 0,01$ moyennement significative, *** $p < 0,0001$ hautement significative.

Ces résultats sont en accord avec ceux de **Müller *et al.*, (2010)**, **Dimakou *et al.*, (2012)** et **Fagali et Catalá, (2008)** où les tocophérols, les caroténoïdes, et l'acide α -linoléique sont considérés comme des antioxydants très puissants. D'autre part, ces derniers composés ont montré une corrélation négative mais non significative avec les valeurs d'EC₅₀ du test DPPH (une très faible valeur d'EC₅₀ signifie une activité antioxydante plus élevée).

Les teneurs en caroténoïdes et tocophérols totaux des huiles brutes de galles ont présenté une corrélation positive significative et très élevée ($r = 0,980, p < 0,05$, $r = 0,985, p < 0,05$) avec les valeurs du test FRAP. Cependant, ils ont présenté une corrélation négative et significative avec les valeurs d'EC₅₀ de test DPPH : ($r = -0,975, p < 0,05$ et $r = -0,964, p < 0,05$). Aucune corrélation n'est trouvée avec l'acide linoléique (C18 : 3), en raison de leur faible pourcentage dans l'huile brute des galles par rapport aux feuilles, ce qui explique la relation dépendante entre le taux d'acide linoléique et le potentiel de l'activité antioxydante (**Grela *et al.*, 2017**).

Pour les extraits lipidiques des fruits, les résultats ont indiqué une bonne corrélation positive et significative entre les tocophérols et les valeurs de la capacité antioxydante des tests FRAP et ABTS avec des coefficients de corrélation dont les valeurs respectives sont $r = 0,869$ et $r = 0,855$ ($p < 0,05$). Par contre, aucune corrélation significative n'est acquise avec les valeurs du test DPPH, ainsi qu'entre les trois tests de l'activité antioxydante et l'acide linoléique (C18 : 3) comme il a déjà été signalé avec les extraits lipidiques des galles. De plus, les valeurs des tests ABTS et FRAP sont positivement et significativement corrélées.

Partie 2 : Collecte des saisons 2018 et 2019

Pour cette partie, l'étude prévue au départ (sur des échantillons collectés en 2018) consistait à comparer, à grande échelle, la composition photochimique et l'activité biologique d'extraits lipidiques et phénoliques de feuilles, de galles et de fruits de *P. atlantica* de deux régions à conditions climatiques différentes afin de confirmer les résultats préliminaires obtenus par Guersas pour des échantillons de l'année 2016 (**Guersas, 2018**).

Les résultats obtenus dont certains étaient inattendus ont justifié le recours à une collecte supplémentaire (en 2019) qui s'est limitée uniquement aux feuilles d'un nombre réduit d'arbres de chaque région et ce afin de mettre en relief un éventuel effet dû à la variation des conditions climatiques d'une saison à une autre.

Ainsi dans cette partie, nous commençons par la présentation des résultats relatifs aux échantillons de 2018 (feuilles et galles), puis nous comparons ceux des feuilles aux résultats de la collecte de la saison 2019.

Concernant les résultats relatifs aux fruits, nous leur consacrons une section à part.

1-Feuilles et galles

L'étude de l'effet du stade phénologique sur la variation de la composition chimique et de l'activité antioxydante des lipides des feuilles et galles de *P. atlantica*, a révélé que la meilleure période de collecte en termes de quantité et de qualité des phytoconstituants et de leur capacité antioxydante correspond au mois de Septembre (**Chelghoum et al., 2020**).

Ces résultats nous servent à choisir le moment opportun pour effectuer une collecte de masse (sur un grand nombre d'échantillons) en vue d'étudier l'influence des facteurs environnementaux sur le contenu chimique et les activités biologiques et ce en fixant la saison de collecte et faisant varier la région où les arbres poussent.

Les résultats attendus nous permettraient de mettre en évidence l'interaction des métabolites des organes étudiés avec leur environnement. Il est à relever que, pour de nombreux cas, des échantillons de la même espèce prélevée dans différentes régions et dans des conditions environnementales différentes présentent des différences significatives, notamment la variation de la production de leurs métabolites en forme de réponse, ce qui est très utile pour leur caractérisation

chimique (Sampaio *et al.*, 2016).

1-1-Influence des facteurs environnementaux sur la composition phytochimique et l'activité antioxydante des extraits lipidiques des feuilles (saison 2018)

Les teneurs en tocophérols et caroténoïdes et l'évaluation de l'activité antioxydante ainsi que la proportion relative en acides gras sont calculées de la même façon exposée dans le chapitre précédent. Les résultats obtenus mentionnés dans le tableau 10 sont analysés à l'aide de l'analyse en composantes principales (ACP), suivie d'une analyse ANOVA à sens unique à l'aide du test de Fisher.

Tableau 10 : Composition phytochimique et activité antioxydante des extraits lipidiques des feuilles de *P. atlantica*.

Les échantillons [φ]	Tocophérols mg E α- tocophérol .g ⁻¹ huile[¶][§]	Caroténoïdes mg E β- Carotène .g ⁻¹ huile[¶][§]	DPPH EC ₅₀ (mg.mL ⁻¹) [¶][§]	FRAP μM E α- tocophérol .g ⁻¹ huile[¶][§]	C 18:1 (%) [§]	C 18:2 (%) [§]	C 18:3 (%) [§]
Région de Tilghemt							
TF1	132,20 ^c ±0,439	28,39 ^{cd} ±4,071	0,312 ^d ±0,006	727,4 ^a ±47,18	8,21 ^{cd}	18,22 ^{cd}	30,18 ^{cd}
TF2	89,600 ^c ±1,972	16,25 ^{cd} ±0,624	0,243 ^d ±0,004	231,70 ^a ±6,94	15,5 ^{cd}	19,77 ^{cd}	27,90 ^{cd}
TF3	98,180 ^c ±5,635	28,30 ^{cd} ±1,899	0,232 ^d ±0,004	887,93 ^a ±55,23	8,97 ^{cd}	12,03 ^{cd}	22,23 ^{cd}
TF4	100,20 ^c ±10,40	24,80 ^{cd} ±6,173	0,214 ^d ±0,003	382,7 ^a ±27,34	16,69 ^{cd}	16,16 ^{cd}	28,67 ^{cd}
TF5	96,210 ^c ±10,60	23,49 ^{cd} ±1,608	0,199 ^d ±0,002	349,8 ^a ±24,34	20,48 ^{cd}	20,48 ^{cd}	7,260 ^{cd}
TF6	70,070 ^c ±7,02	14,80 ^{cd} ±2,244	0,332 ^d ±0,004	627,41 ^a ±38,6	9,54 ^{cd}	16,1 ^{cd}	32,42 ^{cd}
TF7	78,366 ^c ±6,37	17,04 ^{cd} ±2,226	0,389 ^d ±0,004	512,46 ^a ±31,8	17,71 ^{cd}	17,06 ^{cd}	23,45 ^{cd}
TF8	79,417 ^c ±10,73	16,75 ^{cd} ±1,185	0,128 ^d ±0,002	317,89 ^a ±13,64	13,92 ^{cd}	13,65 ^{cd}	31,59 ^{cd}
TF9	73,610 ^c ±7,30	18,27 ^{cd} ±1,411	0,254 ^d ±0,008	438,4 ^a ±29,12	14,71 ^{cd}	11,75 ^{cd}	21,31 ^{cd}
TF10	94,246 ^c ±13,56	22,304 ^{cd} ±1,729	0,123 ^d ±0,004	432,07 ^a ±30,48	22,49 ^{cd}	16,13 ^{cd}	17,91 ^{cd}
Moyennes	91,21±17,97	21,04±5,08	0,243±0,085	490,776±202,1	14,82±4,83	16,13±2,97	24,29±7,68
Région d'Aflou							
AF1	70,38 ^{cd} ±6,73	52,469 ^{cd} ±2,73	0,179 ^d ±0,004	935,82 ^b ±198,79	17,35 ^{cd}	1,150 ^d	23,52 ^{cd}
AF2	89,917 ^{cd} ±7,61	55,954 ^{cd} ±6,63	0,323 ^d ±0,008	579,97 ^b ±80,09	13,26 ^{cd}	17,45 ^d	25,19 ^{cd}
AF3	54,257 ^{cd} ±2,12	63,272 ^{cd} ±1,71	0,253 ^d ±0,003	182,15 ^b ±9,405	36,08 ^{cd}	15,22 ^d	13,05 ^{cd}
AF4	64,646 ^{cd} ±6,53	58,96 ^{cd} ±2,22	0,256 ^d ±0,001	203,51 ^b ±4,293	35,45 ^{cd}	17,60 ^d	22,95 ^{cd}
AF5	84,036 ^{cd} ±1,94	46,064 ^{cd} ±3,776	0,360 ^d ±0,008	768,61 ^b ±63,06	22,36 ^{cd}	11,42 ^d	12,78 ^{cd}
AF6	55,704 ^{cd} ±2,98	49,725 ^{cd} ±5,93	0,435 ^d ±0,003	255,99 ^b ±30,142	36,01 ^{cd}	8,490 ^d	6,75 ^{cd}
AF7	62,934 ^{cd} ±3,78	54,474 ^{cd} ±9,736	0,277 ^d ±0,009	291,14 ^b ±4,357	42,09 ^{cd}	10,47 ^d	4,23 ^{cd}
AF8	39,87 ^{cd} ±14,47	25,993 ^{cd} ±0,950	0,294 ^d ±0,002	276,88 ^b ±20,781	29,49 ^{cd}	10,64 ^d	13,14 ^{cd}
AF9	63,78 ^{cd} ±7,913	43,684 ^{cd} ±0,711	0,260 ^d ±0,008	124,06 ^b ±18,391	33,41 ^{cd}	10,45 ^d	9,72 ^{cd}
AF10	65,488 ^{cd} ±15,27	46,627 ^{cd} ±3,66	0,273 ^d ±0,002	134,49 ^b ±20,270	52,71 ^{cd}	12,97 ^d	ND[‡]
Moyennes	65,10±14,34	49,72±10,33	0,291±0,07	375,26±284,74	31,82±11,75	11,59±4,80	14,59±7,6
Standards							
Vitamine E			0,008±3,2.10 ⁻⁵				

[φ]T : Tilghemt, A : Aflou, F : Feuilles, [‡]ND : Non déterminé. [§] Les différences significatives sont indiquées par différentes lettres dans la même colonne entre les moyennes des régions de Tilghemt et d'Aflou selon le test de Fisher à $P < 0,05$. [¶] Les valeurs sont exprimées en moyenne ± écart-type (n = 3).

D'après la figure 35 qui montre une prévision sur la variation des teneurs en tocophérols, caroténoïdes, et en acides gras C18 :1, C18 :2, C18 :3 entre les deux régions de Tilghemt et Aflou, nous pouvons constater que les lipides des feuilles du site de Tilghemt sont plus riches en tocophérols et en acides gras C18 :2, C18 :3, tandis que les meilleurs contenus en caroténoïdes et en acide oléique C18 :1 sont attribués à la région d'Aflou. Nos résultats indiquent globalement une variation en composition chimique des extraits huileux selon les conditions environnementales de chaque région.

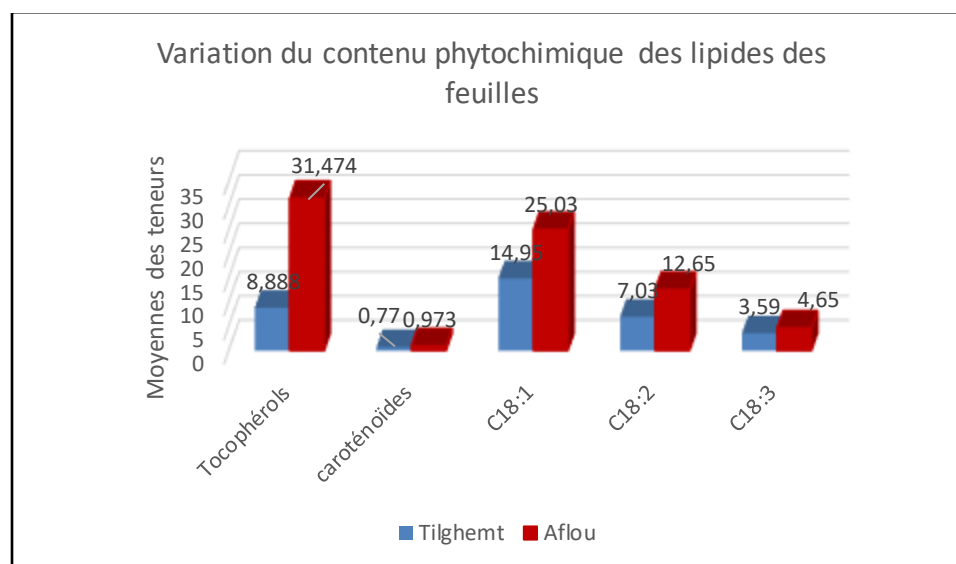


Figure 35 : Variation de la composition chimique des extraits lipidiques des feuilles de *P. atlantica* selon les deux régions de collecte.

Une analyse des composants principaux est établie (Figure 36). Selon les résultats de cette analyse, les axes 1 et 2 expliquent 66,3 % de la variance totale. Les angles entre les lignes montrent à quel point les variables sont liées entre elles ; plus les angles sont proches, plus l'interrelation est grande. Par exemple, les tocophérols et l'acide linoléique (C18 : 3) étaient extrêmement liés entre eux et la même interrelation est observée pour les caroténoïdes et les valeurs du test DPPH. L'importance relative d'un seul paramètre est illustrée dans les graphiques de l'ACP par la longueur de leurs lignes centrifuges correspondantes.

Dans notre cas, les valeurs des variables C18 : 1, C18 : 2 et FRAP avaient la même longueur. Nous observons dans le graphique bidimensionnel ACP que les échantillons des extraits lipidiques des feuilles sont divisés en deux groupes. Le premier groupe de la région de Hassi R'

Mel (Tilghemt), qui se caractérise par une température maximale, un niveau de précipitation plus faible (29,57 C°, 7,75 mm) (Tableau 4), et une altitude inférieure à (750 m) (Tableau 3). Il présente la meilleure teneur en tocophérols totaux, en acide linoléique C18 : 2, et en acide linoléique C18 : 3 associés à une activité antioxydante très puissante évaluée avec les tests DPPH et FRAP par rapport au second groupe d'huiles brutes de la région d'Aflou (température inférieure à 23,42 C°, altitude supérieure à 1350 m, et taux de précipitation égal à 29,72 mm). Toutefois, ce dernier groupe présente une bonne teneur en caroténoïdes totaux et en acide oléique (C18 : 1), ce qui semble indiquer que ces composés sont plus sensibles à la température élevée et préfèrent des altitudes et taux de précipitation plus élevés.

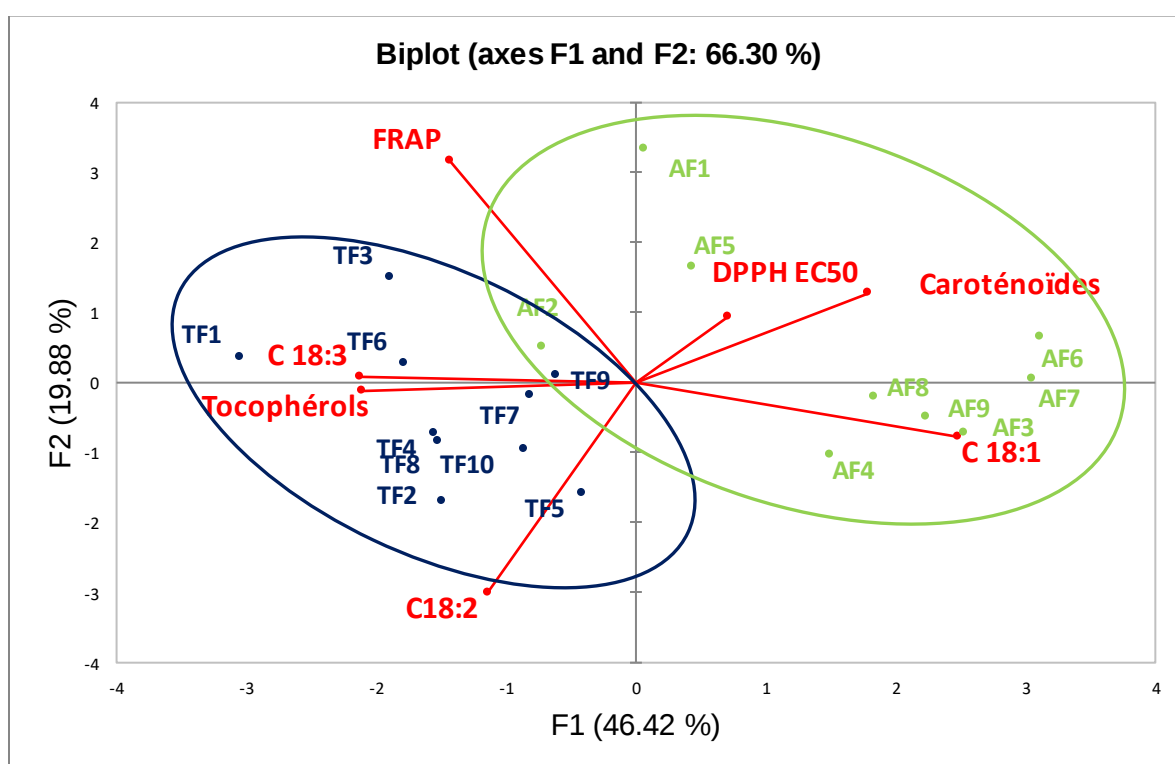


Figure 36 : Graphique bidimensionnel de l'ACP montrant la variation de la composition phytochimique et les activités biologiques des extraits lipidiques des feuilles de *P. atlantica* des deux régions différentes. Le cercle vert correspond aux échantillons de la région d'Aflou et le bleu à ceux de la région de Tilghemt ; A, Aflou ; T, Tilghemt ; F, Feuilles.

Nos résultats montrent une très forte corrélation positive entre la teneur en tocophérols, et en acide linoléique. Ces deux paramètres sont négativement corrélés aux valeurs d'EC₅₀ de DPPH et donc sont associés à une très grande activité antioxydante. Cette observation est soutenue par

des études antérieures, où l'activité antioxydante des tocophérols et de l'acide gras linoléique était confirmé (Müller *et al.*, 2010 ; Bouzidi *et al.*, 2010). Nous nous sommes particulièrement intéressés par les acides gras insaturés (oméga) (C18 : 1, C18 : 2, C18 : 3) des huiles brutes de *P. atlantica* en raison de leurs fonctions nutritionnelles potentielles rapportées par Labdelli *et al.*, (2019), et de leurs activités biologiques intéressantes qui sont précédemment examinées (Lunn et Theobald, 2006 ; Nagy et Tiuca, 2017).

La relation entre la capacité antioxydante et le degré d'insaturation des acides gras des huiles correspond à une expérience antérieure, qui a témoigné du potentiel de piégeage des superoxydes des micelles d'acides gras insaturés, où le pourcentage de piégeage de l'O₂ a augmenté en réponse à l'augmentation du degré d'insaturation (Richard *et al.*, 2008). Outre l'analyse par ACP, une analyse ANOVA unidirectionnelle est réalisée à l'aide du test de Fisher pour montrer les différences dans les résultats des extraits entre les deux sites. Différentes lettres faisaient référence à des différences significatives entre les moyennes des régions Tilghemt et Aflou selon le test de Fisher à une valeur $P < 0,05$. Cette différence significative est observée dans les tocophérols totaux, le pourcentage d'acides gras C18 : 2, et les valeurs de la capacité de réduction ferrique du test FRAP.

En comparant nos résultats obtenus à partir d'un nombre représentatif d'échantillons pour les deux régions à ceux obtenus par Guersas (2018) à partir d'un arbre de chaque site, il en ressort des différences non négligeables notamment pour les tocophérols, le taux de l'acide linoléique et de l'activité antioxydante. Nos résultats indiquent clairement des valeurs significativement élevées pour les tocophérols et l'acide linoléique pour la région de Tilghemt. Ce ne fut pas le cas pour l'étude précédente où le taux de l'acide linoléique était très élevé dans les feuilles de l'arbre d'El ghaicha (52,02 %). De plus, il n'y avait pas de différence concernant les tocophérols. Ce contraste pourrait être expliqué par des facteurs multiples comme les facteurs génétiques propres à chaque arbre, l'âge de l'arbre et très probablement des facteurs inhérents à la saison d'où le besoin d'une étude complémentaire pour confirmer cette donnée.

1-2-Influence des facteurs environnementaux sur la composition phytochimique et les activités biologiques des extraits phénoliques des feuilles (saison 2018)

L'effet des facteurs environnementaux abiotiques des deux régions sur les phytoconstituants des extraits phénoliques des feuilles de *P. atlantica* (Tableau 11) est également visualisé sous la

forme d'un graphique de colonne (Figure 37) qui montre une légère élévation de teneur en polyphénols et flavonoïdes dans les extraits phénoliques de la région d'Aflou par rapport à ceux de Tilghemt caractérisés par une moyenne élevée de tanins.

Tableau 11 : Composition phytochimique et activités biologiques des extraits phénoliques des feuilles de *P. atlantica*.

Les Échantillons [φ]	Phénols totaux mg E Acide gallique.g ⁻¹ Ms[§][¶]	Flavonoïdes mg E Quercétine .g ⁻¹ Ms[§][¶]	Tanins mg E Catéchine .g ⁻¹ Ms[§][¶]	DPPH EC ₅₀ (μg.mL ⁻¹)[§][¶]	L'effet inhibiteur d'α-amylase IC ₅₀ (mg.mL ⁻¹)[§][¶]
Région de Hassi R'Mel (Tilghemt)					
TF1	244,121 ^a ±2,754	4,589 ^c ±0,508	111,70 ^b ±6,560	4,00 ^c ±0,012	27,263 ^{bc} ±1,235
TF2	159,972 ^a ±11,71	4,811 ^c ±0,253	156,41 ^b ±3,909	3,40 ^c ±0,019	17,97 ^{bc} ±0,350
TF3	142,673 ^a ±5,39	3,115 ^c ±0,416	6,211 ^b ±0,082	4,553 ^c ±0,074	29,638 ^{bc} ±1,08
TF4	143,489 ^a ±1,695	3,670 ^c ±0,395	12,49 ^b ±0,622	3,168 ^c ±0,015	22,528 ^{bc} ±0,609
TF5	174,789 ^a ±6,727	4,254 ^c ±0,004	20,23 ^b ±0,704	3,12 ^c ±0,047	17,523 ^{bc} ±1,124
TF6	158,470 ^a ±3,017	3,093 ^c ±0,622	24,916 ^b ±0,279	3,27 ^c ±0,043	17,169 ^{bc} ±1,425
TF7	236,969 ^a ±3,272	4,484 ^c ±0,411	36,296 ^b ±2,46	2,46 ^c ±0,062	19,985 ^{bc} ±1,252
TF8	349,309 ^a ±18,75	4,709 ^c ±0,1	14,824 ^b ±0,925	3,52 ^c ±0,129	26,219 ^{bc} ±2,11
TF9	328,018 ^a ±18,46	6,424 ^c ±0,406	16,19 ^b ±0,849	3,21 ^c ±0,186	16,221 ^{bc} ±0,928
TF10	228,899 ^a ±10,40	6,645 ^c ±1,705	28,703 ^b ±1,729	3,44 ^c ±0,022	13,904 ^{bc} ±0,57
Moyennes	216,671±74,90	4,579±1,203	42,80±49,97	3,414±0,555	20,842±5,305
Région d'Aflou					
AF1	230,727 ^a ±2,79	5,034 ^c ±0,422	15,05 ^{bc} ±1,45	6,126 ^c ±0,1	19,311 ^c ±0,353
AF2	163,236 ^a ±6,56	6,123 ^c ±0,223	18,55 ^{bc} ±0,072	3,316 ^c ±0,09	9,396 ^c ±0,323
AF3	233,131 ^a ±8,63	6,857 ^c ±0,872	93,6 ^{bc} ±5,642	3,814 ^c ±0,024	4,793 ^c ±0,108
AF4	236,979 ^a ±12,01	7,904 ^c ±0,444	27,43 ^{bc} ±2,275	4,210 ^c ±0,029	12,678 ^c ±0,300
AF5	269,74 ^a ±10,74	7,915 ^c ±0,816	7,33 ^{bc} ±0,932	5,19 ^c ±0,06	16,272 ^c ±0,892
AF6	249,046 ^a ±3,98	13,17 ^c ±0,755	21,79 ^{bc} ±0,715	7,16 ^c ±0,25	9,583 ^c ±0,580
AF7	291,629 ^a ±26,18	9,834 ^c ±1,471	33,46 ^{bc} ±0,367	3,373 ^c ±0,02	11,687 ^c ±0,07
AF8	169,258 ^a ±15,6	3,313 ^c ±0,386	9,964 ^{bc} ±1,278	3,086 ^c ±0,028	7,703 ^c ±0,142
AF9	233,203 ^a ±2,51	6,841 ^c ±0,414	8,148 ^{bc} ±0,296	5,52 ^c ±0,05	8,510 ^c ±0,309
AF10	179,577 ^a ±3,49	4,133 ^c ±0,143	12,756 ^{bc} ±2,79	2,56 ^c ±0,032	11,035 ^c ±0,572
Moyennes	225,653±42,57	7,112±2,87	24,808±25,62	4,435±1,5	11,097±4,22
Standards					
Vitamine C				3,254±0,04	
Gluconova					6,24±0,232
(Acarbose 50 mg)					

[φ] T : Tilghemt, A : Aflou, F : Feuilles. [§] Les différences significatives sont indiquées par des lettres différentes dans la même colonne entre les moyennes des régions de Tilghemt et d'Aflou selon le test de Fisher à $P < 0,05$. [¶] Chaque valeur est exprimée sous forme de moyenne ± écart-type (SD) (n = 3).

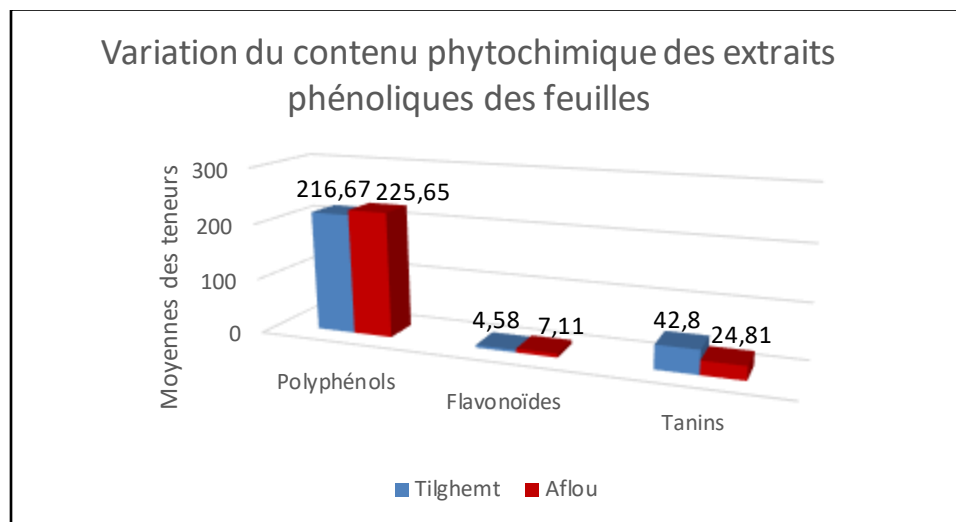


Figure 37 : Variation de la composition chimique des extraits phénoliques des feuilles de *P. atlantica* selon les deux régions de collecte.

De plus et dans le but de déterminer la relation entre les phytoconstituants et les activités biologiques étudiées, nous avons établi une analyse ACP dont leur graphique bidimensionnel explique 63,54 % de la variance. L'axe (F1) est corrélé avec le test DPPH et aux teneurs des flavonoïdes avec des valeurs assez élevées, tandis que l'axe (F2) avec les valeurs totales des phénols, des tanins et de l'effet inhibiteur de l' α -amylase (Figure 38). L'angle aigu entre le contenu en flavonoïdes et les valeurs EC_{50} du test DPPH montre que l'activité antioxydante n'est pas due aux flavonoïdes. Une corrélation positive importante est observée entre le contenu en tanins et l'effet inhibiteur de la α -amylase. Grâce aux variables observées, les teneurs en flavonoïdes sont très associées aux caractéristiques de la région d'Aflou (haute altitude, Tableau 3), liée au rayonnement UV élevé, aux niveaux de précipitation élevés et aux degrés de températures basses (Tableau 4). Ces conditions préalables étant les plus favorables à la biosynthèse des flavonoïdes, et elles sont bien argumentées par **Jaakola et Hohtola, (2010)**, où les caractéristiques des zones climatiques des latitudes septentrionales (température fraîche, altitude élevée et irradiation lumineuse) ont stimulé la production supplémentaire et la biosynthèse des flavonoïdes. En addition, l'augmentation de la teneur en flavonoïdes est négativement corrélée à l'effet inhibiteur de l' α -amylase des extraits phénoliques de feuilles de la région d'Aflou. Les échantillons TF9 et TF10 de la région de Tilghemt ont formé un groupe avec les échantillons d'extraits phénoliques d'Aflou, et ils ont montré les mêmes propriétés. Ces résultats sont en accord avec les études précédentes (**Yuan et al., 2014 ; Li et al., 2018 ; Proença et al., 2019**), qui ont confirmé la relation d'activité

structurale entre les flavonoïdes et l'effet inhibiteur de l' α -amylase.

En revanche, les teneurs en tanins condensés étaient fortement liées aux conditions bioclimatiques du site de Tilghemt (températures élevées, faible altitude et niveaux de précipitation (Tableaux 3 et 4 dans la partie matérielle et méthodes), et associées à une forte activité antioxydante selon le test DPPH, par rapport aux échantillons de la région d'Aflou et à l'étalon l'acide ascorbique ($EC_{50} = 3,25 \pm 0,04 \mu\text{g/ml}$). Par contre, elles s'accompagnaient d'un effet inhibiteur de l' α -amylase plus faible (valeurs IC_{50} plus élevées).

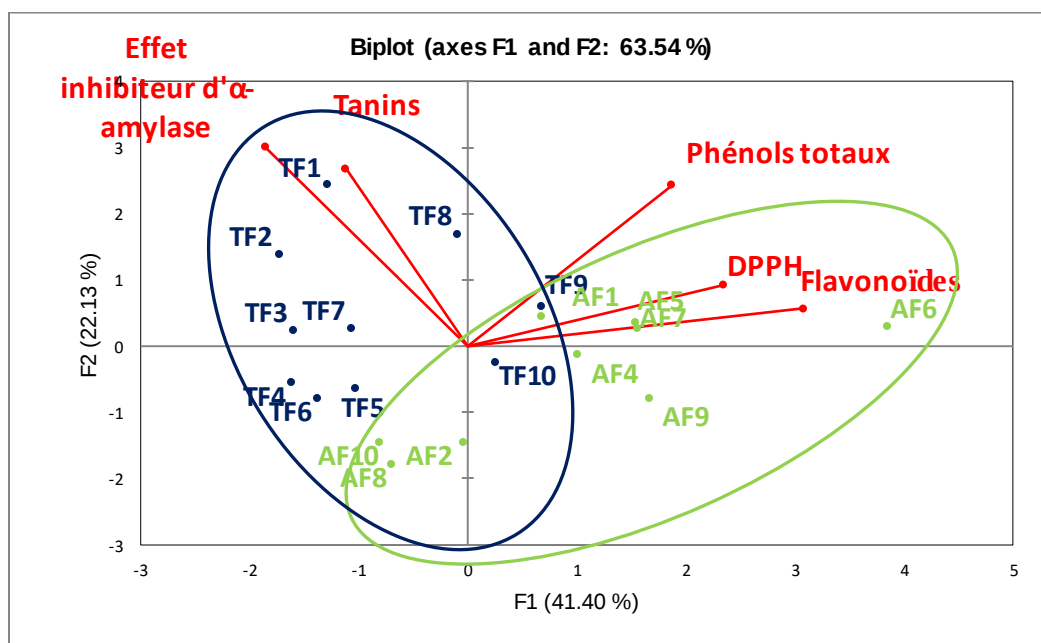


Figure 38 : Graphiques bidimensionnels de l'ACP montrant la variation de la composition phytochimique et les activités biologiques des extraits phénoliques des feuilles de *P. atlantica* des deux régions différentes. Le cercle vert correspond aux échantillons de la région d'Aflou et le bleu à ceux de la région de Tilghemt. A, Aflou ; T, Tilghemt ; F, Feuilles.

En se basant sur l'analyse d'ACP, nous avons remarqué qu'il y a une forte similitude dans l'activité antioxydante des extraits lipidiques et phénoliques des feuilles de *P. atlantica* de la région de Tilghemt qui est en relation avec les phytoconstituants. Ces derniers composés bioactifs sont directement influencés par les facteurs environnementaux abiotiques, où les extraits lipidiques et phénoliques des feuilles de la région de Tilghemt (température élevée, faible niveau de précipitation et altitude) ont présenté la meilleure activité antioxydante, ceci pourrait être dû au fait que les plantes, en réponse aux facteurs abiotiques, ont produit des métabolites secondaires

spécifiques (polyphénols, flavonoïdes, tocophérols et caroténoïdes) contre les différents types de stress (**Borges *et al.*, 2017**), comme un mécanisme de défense empêchant l'altération de leur métabolisme cellulaire grâce à l'intervention d'une modification spécifique de l'expression des gènes métaboliques qui affecte et module les voies de passage des métabolites primaires et secondaires (**Isah, 2019**).

Nous notons avec un grand intérêt des différences notables notamment pour les teneurs en phénols totaux avec le travail de Guersas où leurs valeurs étaient remarquablement élevées dans les feuilles de l'arbre d'El ghaicha par rapport à Hassi Delaâ (136,75 contre 81,83 mg/g), tandis que les nôtres étaient proches. Ce revirement de situation pourrait être expliqué par des facteurs génétiques, l'âge de la plante est vraisemblablement par les conditions météorologiques propres à l'été 2018 précédant la collecte. Il est à noter que le niveau inhabituel et considérable des précipitations dans la région de Tilghemt, caractérisée par un stade bioclimatique aride, qui dépasse 26 mm (Tableau 4) au mois d'août, a formé des mares d'eau qui ont duré longtemps et ont généré un microclimat spécial caractérisé par des températures basses et une humidité moyenne élevée, alors que la région d'Aflou est une zone montagneuse et rocheuse qui ne retient pas l'eau en dépit du niveau très élevé des précipitations.

Ces caractéristiques régionales pourraient avoir une relation directe avec la qualité et la quantité des phytoconstituants des extraits phénoliques des feuilles de *P. atlantica* du site de Tilghemt et leur puissante activité antioxydante par rapport à la région d'Aflou.

1-3-Influence des facteurs environnementaux sur la composition phytochimique et l'activité antioxydante des extraits lipidiques des galles (saison 2018)

Les résultats relatifs aux variables lipidiques concernant 19 échantillons de galles sont mentionnés dans le tableau 12 et la figure 39. Ces résultats sont analysés de la même manière que celle appliquée aux extraits de feuilles. Le graphique bidimensionnel de l'ACP obtenu est présenté dans la figure 40.

Tableau 12 : Composition phytochimique et activité antioxydante des extraits lipidiques de *P. atlantica* des deux régions étudiées.

Les Échantillons [φ]	Tocophérols (mg E α-tocophérol.g ⁻¹ huile) ^[¶] [§]	Caroténoïdes (mg E β-carotène.g ⁻¹ huile) ^[¶] [§]	DPPH (mg.mL ⁻¹) ^[¶] [§]	FRAP tocophérol.g ⁻¹ huile) ^[¶] [§]	C18 :1 (%) [§]	C18 :2 (%) [§]	C18 :3 (%) [§]
Région de Tilghemt							
TGS1	4,265 ^c ±0,86	0,853 ^c ±0,07	1,410 ^c ±0,188	44,842 ^b ±8,048	15,76 ^{bc}	0,73 ^c	ND ^[‡]
TGS3	5,863 ^c ±0,12	0,727 ^c ±0,05	6,287 ^c ±0,176	25,661 ^b ±1,727	9,63 ^{bc}	23,63 ^c	5,14 ^c
TGS6	15,935 ^c ±1,581	0,723 ^c ±0,05	3,418 ^c ±0,027	21,159 ^b ±2,449	16,52 ^{bc}	ND ^[‡]	ND ^[‡]
TGS7	11,056 ^c ±2,231	1,056 ^c ±0,03	1,787 ^c ±0,120	48,301 ^b ±3,605	3,67 ^{bc}	2,55 ^c	ND ^[‡]
TGS8	6,395 ^c ±0,223	0,439 ^c ±0,013	0,422 ^c ±0,002	191,485 ^b ±5,192	26,7 ^{bc}	ND ^[‡]	2,04 ^c
TGS9	9,817 ^c ±0,926	0,825 ^c ±0,181	4,610 ^c ±0,271	26,554 ^b ±1,719	17,44 ^{bc}	1,2 ^c	ND ^[‡]
Moyennes	8,888±4,29	0,77±0,203	2,989±2,2	59,667±65,514	14,95±7,8	7,03±11,1	3,59±2,2
Région d'Aflou							
AGS1	6,058 ^{bc} ±5,733	0,449 ^c ±0,071	1,166 ^c ±0,020	30,376 ^a ±0,940	17,44 ^{bc}	1,2 ^{bc}	ND ^[‡]
AGS2	5,80 ^{bc} ±0,594	0,508 ^c ±0,043	3,512 ^c ±0,214	23,742 ^a ±1,429	27,2 ^{bc}	8,42 ^{bc}	8,62 ^c
AGS3	92,91 ^{bc} ±6,527	1,911 ^c ±0,257	0,148 ^c ±0,004	374,456 ^a ±8,895	31,77 ^{bc}	25,38 ^{bc}	5,89 ^c
AGS4	14,77 ^{bc} ±0,779	0,608 ^c ±0,043	1,471 ^c ±0,099	39,774 ^a ±3,518	22,63 ^{bc}	ND ^[‡]	3,53 ^c
AGS5	84,638 ^{bc} ±4,909	1,331 ^c ±0,058	0,177 ^c ±0,003	346,645 ^a ±48,73	31,53 ^{bc}	14,6 ^{bc}	4,25 ^c
AGC5	36,318 ^{bc} ±0,127	1,548 ^c ±0,047	0,323 ^c ±0,002	159,482 ^a ±2,481	27,06 ^{bc}	15,75 ^{bc}	3,77 ^c
AGS6	5,78 ^{bc} ±0,805	0,231 ^c ±0,003	2,117 ^c ±0,031	23,182 ^a ±1,731	28,01 ^{bc}	20,72 ^{bc}	4,79 ^c
AGC6	23,22 ^{bc} ±0,741	1,616 ^c ±0,067	0,143 ^c ±0,001	263,93 ^a ±18,39	15,57 ^{bc}	16,61 ^{bc}	9,21 ^c
AGC7	38,005 ^{bc} ±0,401	2,365 ^c ±0,239	0,255 ^c ±0,002	103,95 ^a ±5,523	28,05 ^{bc}	10,59 ^{bc}	1,27 ^c
AGS8	22,078 ^{bc} ±1,073	0,309 ^c ±0,035	0,478 ^c ±0,003	53,459 ^a ±6,01	11,00 ^{bc}	0,96 ^{bc}	1,65 ^c
AGC8	42,416 ^{bc} ±0,199	0,231 ^c ±0,158	1,040 ^c ±0,024	45,478 ^a ±1,412	13,13 ^{bc}	9,81 ^{bc}	3,54 ^c
AGS9	13,606 ^{bc} ±5,329	1,005 ^c ±0,126	0,396 ^c ±0,001	71,712 ^a ±1,688	43,24 ^{bc}	15,15 ^{bc}	Trace
AGS10	23,57 ^{bc} ±3,823	0,547 ^c ±0,074	0,617 ^c ±0,006	35,356 ^a ±0,678	28,75 ^{bc}	ND ^[‡]	ND ^[‡]
Standard							
Moyennes	31,474±28,24	0,973±0,709	0,911±0,985	120,89±126,235	25,03±8,9	12,65±7,5	4,65±2,62
Vitamine E			0,008±3,18.10 ⁻⁵				

[φ]T : Tilghemt, A : Aflou, G : Galles, S : Sphérique, C : Circulaire, [‡]ND : Non déterminé. [§] Les différences significatives sont indiquées par des lettres différentes dans la même colonne entre les moyennes des régions de Tilghemt et d'Aflou selon le test de Fisher à $P < 0,05$. [¶] Les valeurs sont exprimées en moyenne ± écart-type (n =3).

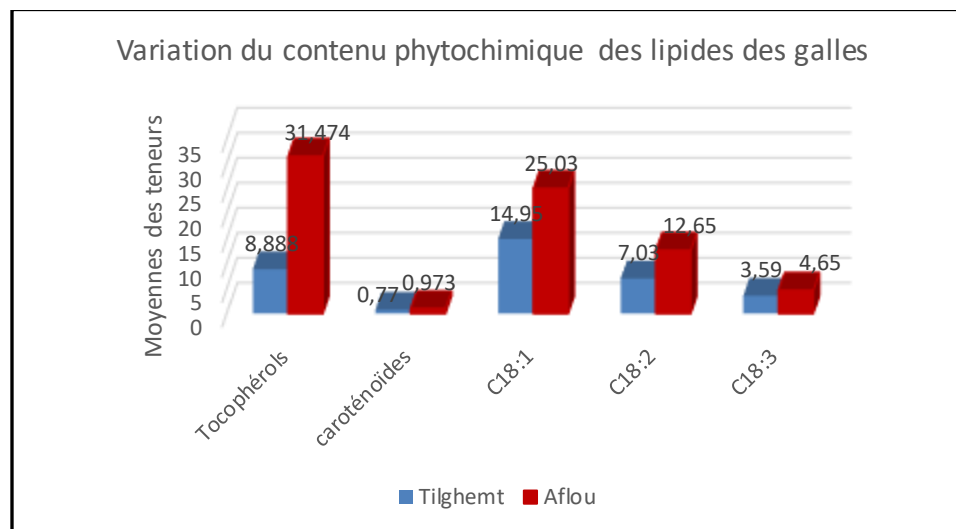


Figure 39 : Variation de la composition chimique des extraits lipidiques des galls de *P. atlantica* selon les deux régions de collecte.

Un pourcentage total d'informations égal à (72,67 %) est obtenu à partir des deux combinaisons linéaires pour l'ACP des extraits lipidiques. La comparaison de la variation en composition chimique des extraits lipidiques des galls entre les deux régions a révélé que les meilleures teneurs en tocophérols, caroténoïdes, C18 :1 et C18 :2 sont cédées à la région d'Aflou (Figure 39), ces fortes teneurs sont également observées par l'analyse d'ACP (Figure 40) et elles sont liées à l'évidente activité antioxydante révélée par les tests DPPH et FRAP. Il faut noter que l'acide linoléique (C18 : 3) est éliminé de l'analyse ACP en raison de leur taux non déterminé dans la majorité des extraits lipidiques de galls.

Il est à noter que, d'une manière générale, les points indiquant les galls semi circulaires (d'Aflou) semblent proches les uns des autres dans la distribution des échantillons dans le graphique de l'ACP. Cette observation indique une certaine homogénéité concernant les variables notamment les tocophérols et les valeurs de FRAP.

Nos résultats concernant les tocophérols et l'activité antioxydante sont similaires à ceux de **Guersas, (2018)**. Par contre, nous notons des différences notables concernant les acides gras. En effet, nos échantillons sont riches en acides oléiques et à moindre degré linoléique. Ceux de Guersas sont dominés notamment par l'acide linoléique. Ceci pourrait être expliqué par les mêmes facteurs cités précédemment à savoir l'âge de l'arbre, les facteurs génétiques et les facteurs climatiques propres à la saison.

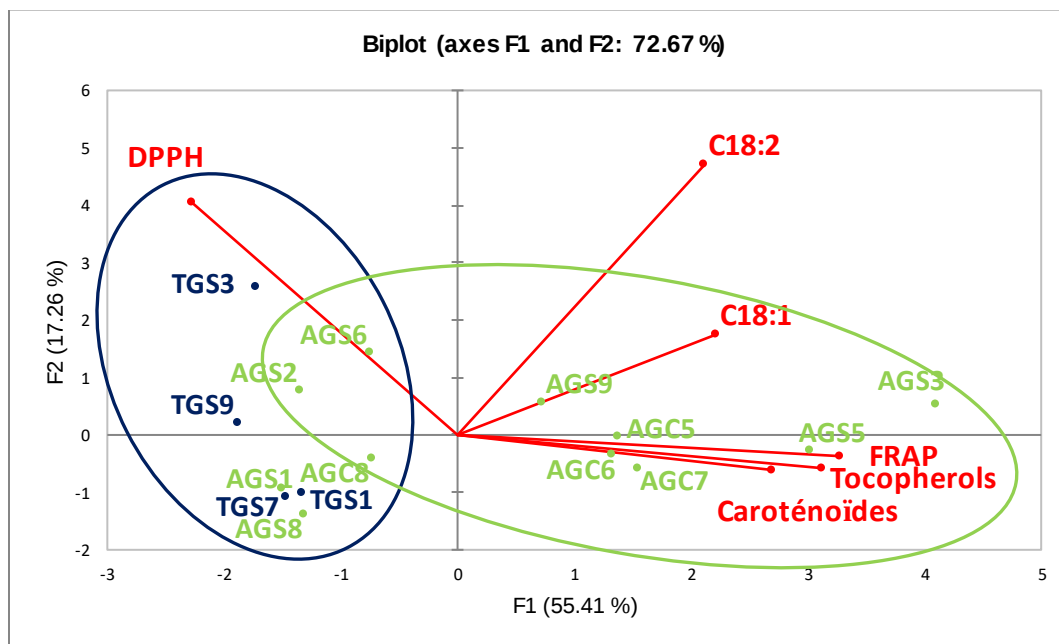


Figure 40 : Graphique bidimensionnel de l'ACP montrant la variation de la composition phytochimique et l'activité antioxydante des extraits lipidiques des deux types de galls de *P. atlantica* des deux régions différentes. Le cercle vert correspond aux échantillons de la région d'Aflou et le cercle bleu à ceux de la région de Tilghemt ; A, Aflou ; T, Tilghemt ; G, Galles ; S, Sphérique ; C, Circulaire.

1-4-Influence des facteurs environnementaux sur la composition phytochimique et les activités biologiques des extraits phénoliques des galls (saison 2018)

Les mêmes résultats de l'activité antioxydante des extraits lipidiques des galls sont observés pour les extraits phénoliques (Tableau 13 et Figure 41), où la région d'Aflou présentait une activité antioxydante maximale (valeurs minimales d'EC₅₀ dans le test DPPH, valeurs maximales de la capacité réductrice ferrique dans le test FRAP) et d'un puissant effet inhibiteur de l'enzyme α -amylase (Figure 42). Ce potentiel bioactif des extraits phénoliques est probablement dû à la teneur moyennement élevée en flavonoïdes par rapport aux échantillons d'extraits phénoliques de Tilghemt qui présentaient une teneur considérable en phénols totaux et en tanins (Figure 41) associée à une activité antioxydante et un effet inhibiteur d'enzyme α -amylase modérée.

Tableau 13 : La composition phytochimique et les activités biologiques des extraits phénoliques des galls de *P. atlantica*.

Les Échantillons [φ]	Phénols totaux (mg E acide gallique.g ⁻¹ Ms) [§]	Flavonoïdes (mg E quercétine.g ⁻¹ Ms) [§][¶]	Tanins (mg E catéchine.g ⁻¹ Ms) [§][¶]	DPPH EC ₅₀ (μg.mL ⁻¹) [§]	FRAP μM E acide ascorbique .g ⁻¹ Ms) [§]	Effet inhibiteur d'α-amylase IC ₅₀ (mg.mL ⁻¹) [§][¶]
Région de Hassi R'Mel (Tilghemt)						
TGS1	189,307 ^{cd} ±11,63	1,278 ^e ±0,09	240,533 ^c ±8,291	7,47 ^e ±0,183	410,473 ^b ±4,94	5,743 ^e ±0,10
TGS3	199,552 ^{cd} ±6,722	1,489 ^e ±0,12	338,134 ^c ±6,451	5,97 ^e ±0,155	244,72 ^b ±10,31	1,434 ^e ±0,12
TGS6	215,604 ^{cd} ±10,13	0,594 ^e ±0,082	343,117 ^c ±13,24	4,75 ^e ±0,232	519,96 ^b ±14,43	5,00 ^e ±0,153
TGS7	208,728 ^{cd} ±4,906	0,612 ^e ±0,132	99,942 ^c ±3,417	3,212 ^e ±0,06	595,78 ^b ±21,72	6,815 ^e ±1,10
TGS8	128,659 ^{cd} ±12,47	1,024 ^e ±0,112	186,344 ^c ±8,815	3,066 ^e ±0,05	305,186 ^b ±8,697	2,345 ^e ±0,10
TGS9	216,334 ^{cd} ±11,27	2,187 ^e ±0,192	208,971 ^c ±3,731	5,77 ^e ±0,231	366,59 ^b ±4,844	4,328 ^e ±0,23
Moyennes	193,03±33,16	1,197±0,601	236,173±93,42	5,04±1,71	407,12±131,71	4,28±2,05
Région d'Aflou						
AGS1	156,370 ^d ±10,64	1,640 ^e ±0,005	143,968 ^c ±10,90	3,910 ^e ±0,045	907,423 ^a ±37,26	1,892 ^e ±0,024
AGS2	146,262 ^d ±1,923	2,144 ^e ±0,318	139,325 ^c ±1,184	2,995 ^e ±0,098	739,569 ^a ±5,181	1,261 ^e ±0,114
AGS3	127,664 ^d ±10,31	1,372 ^e ±0,064	119,429 ^c ±0,346	5,010 ^e ±0,085	937,181 ^a ±4,82	1,210 ^e ±0,030
AGS4	154,050 ^d ±2,288	1,341 ^e ±0,525	107,772 ^c ±11,30	4,520 ^e ±0,050	958,812 ^a ±8,416	4,341 ^e ±0,030
AGS5	118,631 ^d ±0,198	2,092 ^e ±0,088	369,596 ^c ±18,14	3,730 ^e ±0,032	655,446 ^a ±15,27	1,707 ^e ±0,294
AGC5	109,653 ^d ±0,545	3,522 ^e ±0,886	357,718 ^c ±11,53	2,350 ^e ±0,010	263,868 ^a ±26,10	0,767 ^e ±0,061
AGS6	149,742 ^d ±3,20	2,140 ^e ±0,370	220,772 ^c ±12,85	3,490 ^e ±0,010	805,969 ^a ±5,283	1,256 ^e ±0,025
AGC6	125,215 ^d ±0,261	2,329 ^e ±1,226	220,565 ^c ±5,156	3,130 ^e ±0,060	280,22 ^a ±13,36	1,632 ^e ±0,016
AGC7	131,440 ^d ±1,881	2,983 ^e ±0,596	319,890 ^c ±6,226	3,155 ^e ±0,073	916,448 ^a ±20,34	1,597 ^e ±0,016
AGS8	125,457 ^d ±9,987	2,169 ^e ±0,646	246,410 ^c ±2,923	2,866 ^e ±0,072	914,678 ^a ±13,47	2,757 ^e ±0,149
AGC8	58,480 ^d ±2,169	2,828 ^e ±1,005	342,683 ^c ±3,282	2,560 ^e ±0,083	553,158 ^a ±36,25	11,42 ^e ±0,10
AGS9	142,803 ^d ±2,708	1,369 ^e ±0,129	88,109 ^c ±2,976	3,490 ^e ±0,095	823,945 ^a ±18,9	5,467 ^e ±0,330
AGS10	111,913 ^d ±11,12	1,318 ^e ±0,048	127,457 ^c ±11,37	2,810 ^e ±0,142	699,067 ^a ±4,92	2,687 ^e ±0,022
Moyennes	127,514±25,9	2,096±0,698	215,67±103,19	3,38±0,762	727,37±235,87	2,923±2,885
Standards						
Acide ascorbique				3,25±0,04		
Trolox					3938,27±46,60	
Acarbose						6,24±0,232

[φ]T : Tilghemt, A : Aflou, G : Galles, S : Sphérique, C : Circulaire. [§] Les différences significatives sont indiquées par des lettres différentes dans la même colonne entre les moyennes des régions de Tilghemt et d'Aflou selon le test de Fisher à $P < 0,05$. [¶] Chaque valeur est exprimée sous forme de moyenne ± écart-type (SD) (n = 3).

En outre, les résultats de l'ANOVA unidirectionnelle des extraits phénoliques de galls présentaient des différences significatives pour la teneur en phénols totaux des extraits phénoliques (Tableau 13). Autant que les extraits lipidiques des galls, les extraits phénoliques présentaient des différences significatives dans la capacité de réduction ferrique entre les moyennes des deux régions de Tilghemt et d'Aflou ($P < 0,05$) selon le test de Fisher.

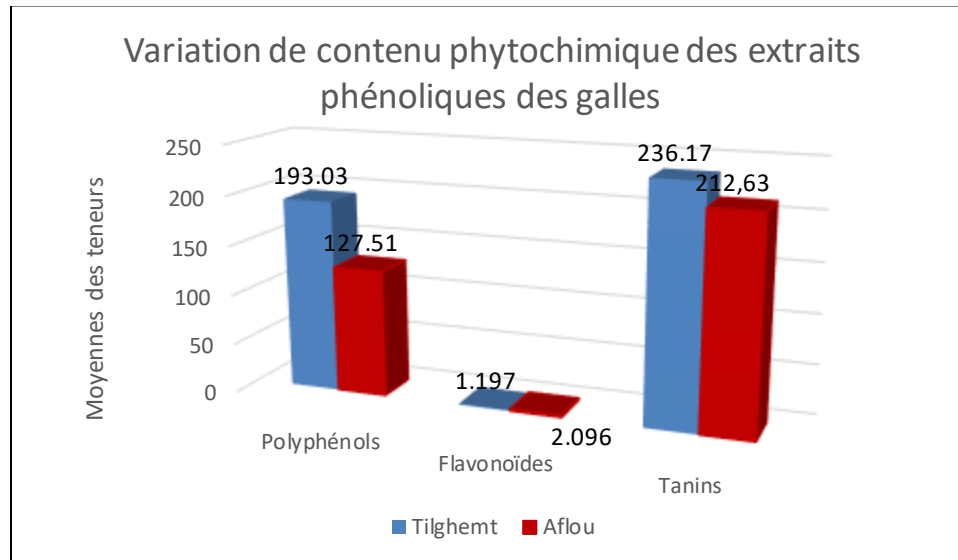


Figure 41 : Variation de la composition chimique des extraits phénoliques des galles de *P. atlantica* selon les deux régions de collecte.

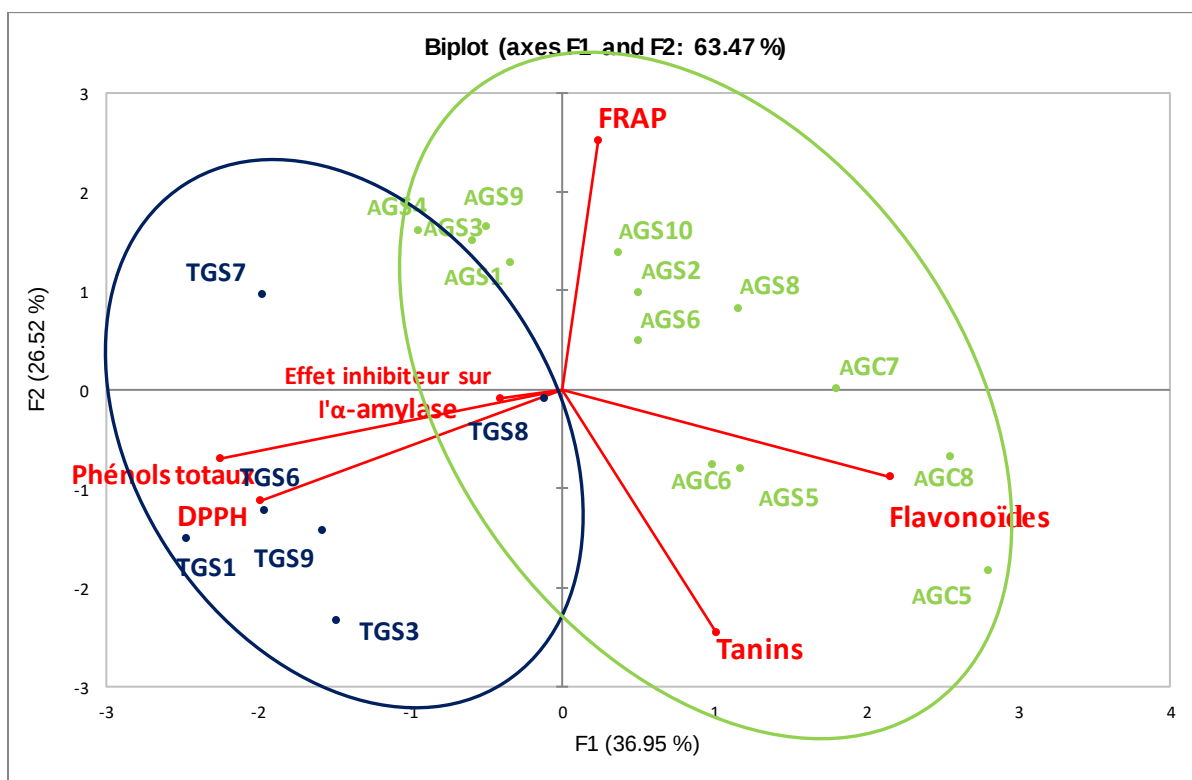


Figure 42 : Graphique bidimensionnel de l'ACP montrant la variation de la composition phytochimique et les activités biologiques des extraits phénoliques des deux types de galles de *P. atlantica* des deux régions différentes. Le cercle vert correspond aux échantillons de la région d'Aflou et le cercle bleu à ceux de la région de Tilghemt. A, Aflou ; T, Tilghemt ; G, Galles ; Sphérique ; C, Circulaire.

Comme il a été noté pour les extraits lipidiques, nous remarquons que les quatre échantillons de galls semi circulaires constituent un groupe homogène. Nous notons avec un grand intérêt que l'échantillon AGC5 se distingue par sa richesse en flavonoïdes et son effet inhibiteur sur l'alpha amylase ainsi que son pouvoir antiradical DPPH. Cet échantillon mérite de plus amples études.

Nos résultats relatifs aux extraits phénoliques de galls sont globalement similaires à ceux de Guersas (**Guersas, 2018**).

Contrairement aux extraits phénoliques des feuilles, la meilleure activité antioxydante des extraits phénoliques des galls est attribuée à la région d'Aflou. Cette observation pourrait s'expliquer par l'existence d'endophytes fongiques qui se trouvent fréquemment dans les galls (**Wilson, 1995**). Les endophytes sont des organismes omniprésents qui vivent dans les tissus internes des plantes et jouent un rôle indirect dans la défense des plantes (**Gouda et al., 2016**), l'origine des champignons endophytes trouvés dans les galls est généralement des endophytes foliaires qui peuvent pénétrer les galls par croissance à partir des feuilles afin de parasiter l'insecte (faiseur de galls) (Figure 15 d, voir partie matériel et méthodes) et provoquer sa mort ou affecter négativement sa performance ou sa ponte sur la plante hôte en déclenchant la production de métabolites secondaires. Il convient de noter que les conditions climatiques de la région d'Aflou semblent être les plus favorables aux insectes producteurs de galls, où les deux types de galls sont très abondants dans presque tous les arbres, ce qui explique la fréquence plus élevée de la colonisation des endophytes qui implique une plus grande synthèse de métabolites secondaires, en référence à l'impressionnante activité antioxydante plutôt que le site de Tilghemt qui se limitait uniquement en un seul type de galls (sphérique) dont l'abondance est plus faible chez les arbres de *P. atlantica*.

2-Collecte des feuilles (saison 2019)

Plusieurs études ont été publiées sur l'influence des hautes altitudes sur les phytoconstituants des plantes, où elles ont généralement eu un impact positif sur leur quantité et leur qualité. Selon nos résultats précédents, cette approche est inversée lorsque la région de Tilghemt qui se caractérise par une altitude plus basse (environ 750 m) montre plus de contenu en composés bioactifs et une activité antioxydante potentielle par rapport à la région d'Aflou (altitude

élevée > 1350m), ce qui pourrait s'expliquer par le caractère spécial de la saison 2018 qui se traduit par une pluviométrie inhabituelle dans la période précédant la collecte (août).

Pour cette raison, nous avons effectué une deuxième collecte dans les mêmes sites avec une saison différente (octobre 2019) ; les résultats mentionnés dans le tableau 14 nous permettent de faire une petite comparaison par rapport à ceux de la saison 2018 concernant le contenu chimique et la variation de la capacité antioxydante des extraits phénoliques et des acides gras insaturés dans les extraits lipidiques de feuilles de *P. atlantica*.

Tableau 14 : Composition chimique et capacité antioxydante des échantillons de *P. atlantica* provenant d'une saison différente aux mêmes sites.

Les Échantillons [φ]	La composition chimique et l'activité antioxydante des extraits phénoliques				La composition des acides gras des extraits lipidiques en pourcentages (%)		
	Phénols totaux [§]	Flavonoïdes [§]	Tanins [§]	DPPH (EC ₅₀) [§]	C18 : 1 [§]	C18 : 2 [§]	C18 : 3 [§]
TF1	58,43 ^b	4,87 ^e	9,62 ^{de}	5,87 ^e	19,06 ^d	16,03 ^{de}	26,52 ^{cd}
TF2	72,88 ^b	3,34 ^e	10,14 ^{de}	3,84 ^e	21,63 ^d	15,68 ^{de}	16,38 ^{cd}
Moyennes [¶]	65,65±10,22	4,10±1,08	9,88±0,37	4,85±1,43	20,34±1,82	15,85±0,25	21,45±7,17
AF1	87,93 ^a	5,61 ^e	21,68 ^{de}	3,45 ^e	9,64 ^{de}	17,42 ^{de}	29,21 ^c
AF2	72,02 ^a	4,32 ^e	4,34 ^{de}	3,9 ^e	9,32 ^{de}	13,26 ^{de}	38,2 ^c
Moyennes [¶]	79,97±5,625	4,96±0,456	13,01±6,13	3,67±0,16	9,48±0,113	15,34±1,47	33,70±3,18

[φ] T : Tilghemt, A : Aflou, F : Feuilles. [§] Les différences significatives sont indiquées par des lettres différentes dans la même colonne entre les moyennes des régions de Tilghemt et d'Aflou selon le test de Fisher à $P < 0,05$. [¶] Chaque valeur est exprimée sous forme de moyenne ± écart-type (SD).

Les résultats obtenus ont montré que l'acide gras dominant est l'acide linoléique (C18 :3), qui présentait un pourcentage substantiellement élevé dans les échantillons d'Aflou, notamment l'échantillon AF2 (38,20 %), comparé à celui de Tilghemt TF2 (26,5 %). Ce résultat est carrément à l'opposé de ce que nous avons constaté l'année précédente (2018) (Figure 43) où le meilleur pourcentage de l'acide linoléique allait au site de Tilghemt avec un pourcentage de 24,29 % contre Aflou (14,59 %). Cependant, il est très proche de celui de notre étude **Chelghoum et al., (2020)** concernant l'année 2017, corroborant ainsi nos résultats qui montrent pertinemment l'effet des facteurs environnementaux, notamment la température sur l'enzyme (désaturase) impliquée dans l'établissement des insaturations. En effet, l'activité de cette enzyme est beaucoup plus importante lorsque la température baisse (**Beltran et al., 2008**), ce qui est le cas dans la région d'Aflou. Ces résultats montrent le caractère exceptionnel de la saison 2018, caractérisée par des températures inférieures à la normale saisonnière, notamment pour la région de Tilghemt.

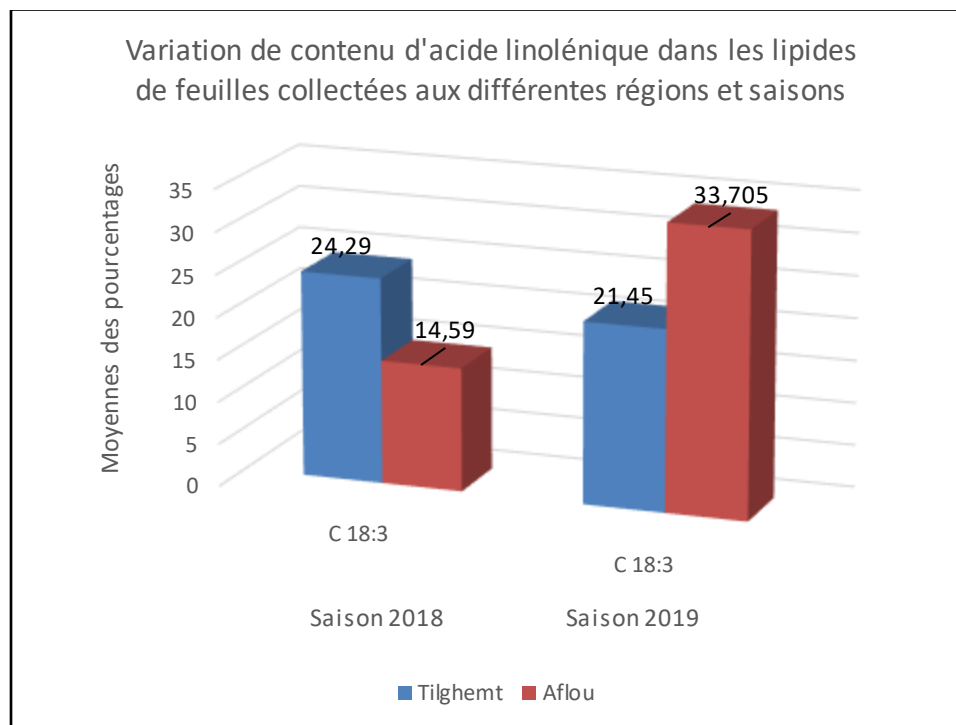


Figure 43 : Variation de contenu d'acide linoléique dans les lipides de feuilles collectées aux différentes régions et saisons.

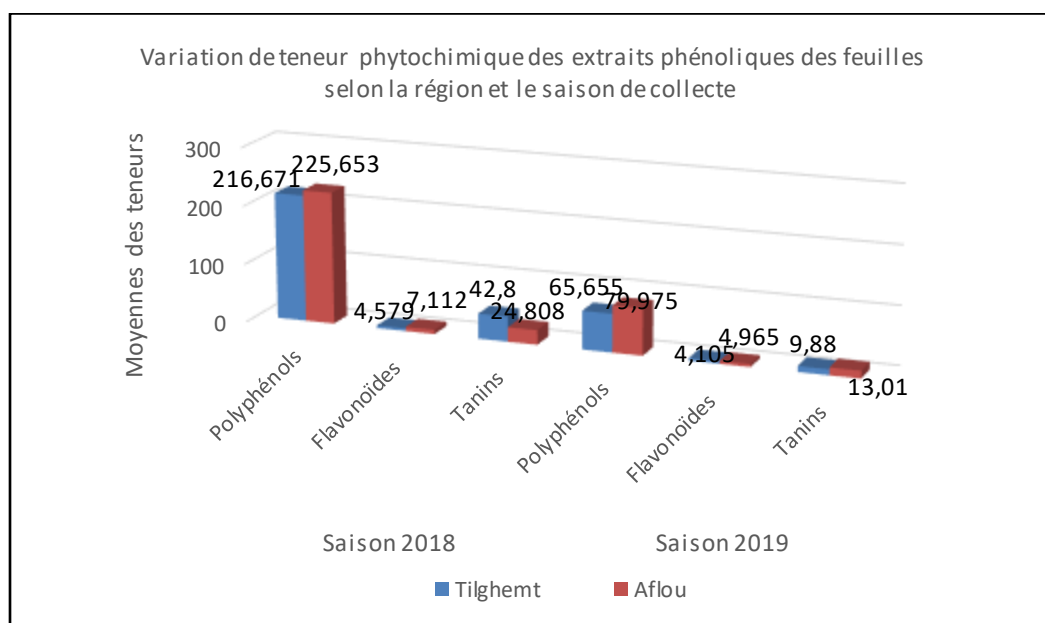


Figure 44 : Variation de la composition chimique des extraits phénoliques des feuilles de *P. atlantica* selon les deux différentes régions et saisons de collecte.

En dépit de l'utilisation de la même méthode d'extraction des composés phénoliques pour les échantillons des deux saisons, les niveaux des phénols totaux, de flavonoïdes et de tanins dans les extraits phénoliques des feuilles collectées en 2019 sont sensiblement inférieurs à ceux de l'année précédente pour les deux sites (Figure 44). Cette grande différence serait attribuée aux facteurs suivants : le nombre d'échantillons, l'âge des arbres, les facteurs génétiques et les multiples facteurs climatiques propres à la saison.

Rappelons que l'année 2019 était marquée par une légère augmentation des températures et une diminution des précipitations. Ces résultats correspondaient parfaitement au niveau de phénols totaux pour les autres espèces, qui étaient négativement corrélées avec la température élevée affectant l'enzyme PAL E 2-1 (phénylalanine ammonia-lyase) impliquée dans leur biosynthèse (Albert *et al.*, 2009).

En fonction de la localisation géographique, nous observons une moyenne plus élevée des teneurs en phénols totaux et en tanins dans les extraits phénoliques de feuilles de la région d'Aflou, par rapport à ceux de Tilghemt où les valeurs respectives sont 79,97 contre 65,65 mg E AG/g Ms et 13,01 contre 9,88 mg EC/g Ms (Tableau 14). Ce résultat ne correspond pas à celui de l'année précédente, où la teneur totale en phénols des feuilles de Tilghemt était presque similaire à celle de la région d'Aflou et le contenu en tanins présentait des valeurs plus élevées pour le site de Tilghemt (42,80 mg E C/g Ms) par rapport à la région d'Aflou. Ce renversement de situation pourrait s'expliquer par la saison et le nombre d'échantillons.

Globalement, Nous notons que la teneur en flavonoïdes est légèrement élevée pour les extraits phénoliques de feuilles d'Aflou (4,96 contre 4,1 mg E Q/g Ms). Ce résultat rime parfaitement avec ceux de la saison (2018) (7,112 contre 4,597 mg E Q/g Ms) (Tableau 11) et montre pertinemment l'effet de la localisation géographique (altitude) qui prime sur celui de la saison.

Les régions montagneuses sont connues par leur indice UV élevé (Schmucki, et Philipona, 2002), ce qui contribue à l'augmentation de la synthèse des flavonoïdes qui jouent un rôle important dans la protection contre l'effet pro-oxydant de ces radiations (Wilkens *et al.*, 1996). Nous avons mentionné ci-dessus que la capacité antioxydante des extraits phénoliques des feuilles du site de Tilghemt était plus active que celle d'Aflou pendant la saison de 2018. Tandis que, les extraits de feuilles provenant des arbres du même site (Tilghemt) à une saison différente (octobre 2019)

marquée par une légère augmentation des températures et une diminution des précipitations, se sont avérés moins actifs que ceux de la région d'Aflou.

Les résultats de l'étude des échantillons de l'année 2019 corroborent ceux des échantillons de l'année 2016 (**Guersas, 2018**), indiquant le caractère exceptionnel de l'année 2018 caractérisée notamment par des précipitations élevées et des températures clémentes. Comme nous l'avons observé pour les résultats de la saison 2019, nous pouvons avancer, sous réserve d'une preuve formelle, que dans des conditions climatiques classiques, les feuilles des régions montagneuses auraient une composition chimique et une activité antioxydante plus prononcées que celles des Dayas (basse altitude). Alors que dans les conditions climatiques exceptionnelles (fortes pluies dans les Dayas associées, à des températures douces), la situation serait inversée comme nous l'avons précédemment démontré avec la saison 2018.

Dans les conditions de fortes précipitations, l'eau stagne dans les Dayas pendant plusieurs jours voire semaines ce qui crée un microclimat humide et frais ayant un effet positif sur l'enzyme désaturase (augmentation du taux des acides gras insaturés) et favorisant l'augmentation de la biosynthèse des composés phénoliques. Ces derniers pourraient être synthétisés par les endophytes dont la croissance est favorisée par l'augmentation des précipitations (**Herrera et al., 2011**).

Enfin, les résultats de notre étude ont permis de déterminer la variation de la composition chimique des extraits lipidiques et phénoliques de *P. atlantica*, et leurs bioactivités dans deux régions différentes avec des facteurs environnementaux différents. Il convient de noter que les conditions climatiques spatiales et la saison de collecte ont un impact évident sur la diversité de la composition chimique de la plante. Cependant, elles n'empêchent pas l'effet d'autres facteurs tels que les facteurs génétiques, morphogénétiques et ontogènes. La biosynthèse des métabolites primaires et secondaires des plantes dépend de ces différents facteurs : si un seul facteur varie, il peut modifier leur contenu, même que les autres facteurs restent constants.

3-Fruits

L'un des attributs permettant d'évaluer la maturité est la couleur de la peau pendant la maturité. La couleur de la peau des fruits de *P. atlantica* passe du vert clair au début de la fructification, puis les changements se poursuivent et la couleur vert-rouge passe du jaune rougeâtre au noir rougeâtre et enfin au vert foncé ou au noir à la fin du stade de maturité. Le degré de maturation a un impact direct sur la qualité de diverses huiles végétales tels que l'huile d'olive et d'argan (**Dag et al., 2011 ; Atifi et al., 2017**). L'huile de fruits de *P. atlantica* fait partie de ces huiles végétales qui subissent d'importantes variations chimiques pendant la maturation. Ces changements influencent non seulement la qualité, mais aussi les caractéristiques organoleptiques et nutritionnelles. En fait, la progression de la maturation des fruits entraîne des changements dans les processus métaboliques de certains composés tels que les acides gras, les polyphénols, les flavonoïdes, les tocophérols et les caroténoïdes.

3-1-Effet de degré de maturation sur la variation des rendements en huiles des fruits

La teneur en huile varie considérablement et principalement en fonction du degré de maturation. En effet, les rendements moyens des échantillons de Tilghemt et d'Aflou augmentent respectivement à partir du 9,913 et 7,018 % au stade immature jusqu'à 33,941 et 22,603 % au dernier stade de maturité tout en passant par des taux modérés d'huiles de fruits à maturité intermédiaire dans la région de Tilghemt (26,46 %) (Tableau 15). Ces résultats correspondent parfaitement à nos résultats précédents (**Chelghoum et al., 2020**) et à ceux de **Guenane et al., (2015)** et **Bentireche et al., (2019)**. Comme l'indique le tableau 15, nous ne notons pas de différences significatives entre les échantillons matures de Tilghemt et leurs pairs d'Aflou. Ceci est également valable pour les échantillons immatures. Cette observation confirme l'impact dominant du degré de maturation sur la variation du rendement moyen par rapport aux conditions environnementales différentes des deux régions. Nous rappelons que les échantillons de fruits à maturité intermédiaire n'existent pas au niveau des arbres de la région d'Aflou.

Tableau 15 : Moyennes de rendement en huile des fruits de *P. atlantica* selon leurs degrés de maturation.

Régions	Tilghemt	Aflou
Extraits lipidiques des fruits	Moyennes des rendements (%)	
Rouge jaunâtre (Immatures)	9,913	7,018
Noir rougeâtre (Maturité intermédiaire)	26,46	/
Vert foncé (Matures)	33,941	22,603

3-2-Effet du degré de maturation sur la variation de la composition chimique et de l'activité antioxydante des extraits lipidiques des fruits

Les résultats relatifs aux variables tocophérols, caroténoïdes, DPPH, FRAP et acides gras oléique, linoléique, palmitique sont présentés dans le tableau 16. Ces résultats ont servi à la réalisation d'une analyse en composantes principales (ACP).

L'ACP des trois principaux acides gras, la teneur totale en tocophérols, caroténoïdes et l'activité antioxydante évaluée par deux tests (DPPH et FRAP) donnent deux combinaisons linéaires qui expliquent, au total, 63,55 % de la variance. La figure 45 présente les vecteurs de chaque paramètre (variables) et la distribution de tous les échantillons étudiés sur le plan défini par les valeurs des deux composants principaux.

Tableau 16 : Composition phytochimique et activité antioxydante des extraits lipidiques des fruits de *P. atlantica* aux différents stades de maturations (immature et matures) des deux régions étudiées.

Échantillons [φ]	Tocophérols [§][¶] Mg E α-T.g ⁻¹ huile	Caroténoïdes [§][¶] mg E βC.g ⁻¹ huile	DPPH EC ₅₀ [§][¶] (mg.ml ⁻¹)	FRAP [§][¶] (μM Ea-T.g ⁻¹ huile)	C18 :1 (%) [§][¶]	C18 :2 (%) [§][¶]	C16 :0 (%) [§][¶]
Fruits immatures							
TFr Rj1	34,494±0,912 ^{bcdefg}	0,206±0,008 ^{gh}	3,094±0,06 ^{cdefgh}	59,03±7,79 ^a	49,67 ^a	22,44 ^b	23,24 ^{bcdefgh}
TFr Rj2	4,132±0,433 ^{bcdefg}	0,193±0,032 ^{gh}	6,491±0,05 ^{cdefgh}	15,755±0,540 ^a	52,92 ^a	27,17 ^b	15,69 ^{bcdefgh}
TFr Rj4	4,212±0,397 ^{bcdefg}	0,248±0,01 ^{gh}	5,299±0,235 ^{cdefgh}	23,373±0,78 ^a	50,17 ^a	25,83 ^b	16,43 ^{bcdefgh}
AFr Rj 1	7,897±0,118 ^{bcdefg}	0,3554±0,01 ^{gh}	6,547±0,08 ^{cdefgh}	225,3±21,32 ^a	50,27 ^a	28,69 ^b	17,61 ^{bcdefgh}
AFr Rj6	7,6748±0,100 ^{bcdefg}	0,8422±0,02 ^{gh}	4,651±0,202 ^{cdefgh}	27,467±0,960 ^a	47,80 ^a	30,16 ^b	17,84 ^{bcdefgh}
AFr Rj8	20,774±0,020 ^{bcdefg}	0,7579±0,08 ^{gh}	0,9902±0,03 ^{cdefgh}	41,675±1,495 ^a	51,29 ^a	24,06 ^b	22,12 ^{bcdefgh}
AFr Rj9	4,936±1,090 ^{bcdefg}	0,3676±0,01 ^{gh}	3,828±0,05 ^{cdefgh}	30,116±0,22 ^a	51,78 ^a	25,79 ^b	17,58 ^{bcdefgh}
AFr Rj10	5,429±0,300 ^{bcdefg}	0,257±0,056 ^{gh}	3,9±0,247 ^{cdefgh}	24,166±0,87 ^a	58,85 ^a	22,54 ^b	15,83 ^{bcdefgh}
Moyennes	19,828	0,4034	4,35	55,86	51,594	25,835	18,292
Fruits de moyenne maturité							
TFr Nr1	3,349±0,287 ^{defgh}	0,176±0,01 ^{gh}	1,463±0,018 ^{bcdefgh}	431,35±20,07 ^{bcdefgh}	56,70 ^a	21,73 ^{bcdef}	18,21 ^b
TFr Nr2	3,511±0,271 ^{defgh}	0,147±0,006 ^{gh}	10,169±0,185 ^{bcdefgh}	9,712±0,773 ^{bcdefgh}	56,21 ^a	22,65 ^{bcdef}	17,93 ^b
TFr Nr3	2,778±0,284 ^{defgh}	0,1005±0,01 ^{gh}	12,315±0,114 ^{bcdefgh}	11,744±1,278 ^{bcdefgh}	54,18 ^a	25,58 ^{bcdef}	16,50 ^b
TF Nr4	1,795±0,398 ^{defgh}	0,104±0,03 ^{gh}	6,557±0,198 ^{bcdefgh}	10,9±0,895 ^{bcdefgh}	38,67 ^a	19,75 ^{bcdef}	28,00 ^b
TFr Nr5	4,259±0,387 ^{defgh}	0,132±0,01 ^{gh}	8,897±0,625 ^{bcdefgh}	12,616±0,246 ^{bcdefgh}	61,00 ^a	18,86 ^{bcdef}	23,96 ^b
TFr Nr7	3,612±0,112 ^{defgh}	0,133±0,006 ^{gh}	10,994±0,116 ^{bcdefgh}	36,865±3,45 ^{bcdefgh}	53,69 ^a	28,96 ^{bcdef}	13,79 ^b
TFr Nr8	2,491±0,236 ^{defgh}	0,111±0,020 ^{gh}	12,61±0,138 ^{bcdefgh}	13,730±0,9 ^{bcdefgh}	53,71 ^a	20,63 ^{bcdef}	29,31 ^b
Moyennes	3,014	0,1235	9,558	11,74	52,4	20,473	24,8
Fruits matures							
TFr N 9	3,241±0,124 ^{fgh}	0,085±0,001 ^h	26,867±0,929 ^b	19,506±2,381 ^a	54,31 ^a	16,26 ^{bcdefgh}	22,82 ^{bcdef}
TFr N10	1,276±0,184 ^{fgh}	0,047±0,002 ^h	17,768±0,897 ^b	8,801±0,836 ^a	51,77 ^a	18,28 ^{bcdefgh}	20,95 ^{bcdef}
AFr N1	2,217±0,322 ^{fgh}	0,0544±0,005 ^h	30,285±1,96 ^b	144,06±14,14 ^a	56,78 ^a	22,57 ^{bcdefgh}	16,91 ^{bcdef}
AFr N3	0,637±0,013 ^{fgh}	0,141±0,0003 ^h	15,558±0,274 ^b	7,418±0,198 ^a	57,61 ^a	22,54 ^{bcdefgh}	16,06 ^{bcdef}
AFr N10	0,368±0,04 ^{fgh}	0,015±0,0001 ^h	39,56±0,551 ^b	5,367±0,086 ^a	51,66 ^a	18,77 ^{bcdefgh}	26,76 ^{bcdef}
Moyennes	1,548	0,0685	26,008	46,691	54,426	19,684	20,7
TFr Vf1	2,426±0,430 ^{efgh}	0,089±0,010 ^{gh}	20,08±0,620 ^{bcd}	37,65±4,67 ^{bcdefgh}	54,96 ^a	18,22 ^{bcde}	23,28 ^{bc}
TFr Vf2	2,943±0,236 ^{efgh}	0,132±0,008 ^{gh}	23,213±0,02 ^{bcd}	9,179±0,626 ^{bcdefgh}	56,21 ^a	18,50 ^{bcde}	21,08 ^{bc}
TFr Vf3	1,947±0,128 ^{efgh}	0,068±0,007 ^{gh}	18,56±0,501 ^{bcd}	12,897±2,80 ^{bcdefgh}	54,18 ^a	25,58 ^{bcde}	16,50 ^{bc}
TFr Vf4	2,459±0,219 ^{efgh}	0,136±0,007 ^{gh}	10,12±0,214 ^{bcd}	11,162±0,935 ^{bcdefgh}	51,95 ^a	25,57 ^{bcde}	18,31 ^{bc}
TFr Vf6	2,352±0,106 ^{efgh}	0,087±0,008 ^{gh}	9,667±0,821 ^{bcd}	20,93±1,827 ^{bcdefgh}	53,48 ^a	19,23 ^{bcde}	28,29 ^{bc}
AFr Vf2	0,544±0,100 ^{efgh}	0,122±0,017 ^{gh}	20,98±0,255 ^{bcd}	17,928±1,259 ^{bcdefgh}	52,47 ^a	19,15 ^{bcde}	24,88 ^{bc}
AFr Vf3	0,687±0,003 ^{efgh}	0,133±0,008 ^{gh}	24,49±1,364 ^{bcd}	4,503±0,682 ^{bcdefgh}	56,58 ^a	20,74 ^{bcde}	18,92 ^{bc}
AFr Vf5	1,332±0,050 ^{efgh}	0,172±0,004 ^{gh}	36,02±0,797 ^{bcd}	30,86±3,741 ^{bcdefgh}	50,22 ^a	25,64 ^{bcde}	21,60 ^{bc}
AFr Vf6	0,574±0,042 ^{efgh}	0,102±0,006 ^{gh}	34,65±0,066 ^{bcd}	9,024±0,202 ^{bcdefgh}	55,28 ^a	20,01 ^{bcde}	31,81 ^{bc}
AFr Vf7	1,024±0,110 ^{efgh}	0,050±0,001 ^{gh}	18,23±0,774 ^{bcd}	4,164±0,552 ^{bcdefgh}	52,54 ^a	23,66 ^{bcde}	20,18 ^{bc}
AFr Vf8	0,945±0,06 ^{efgh}	0,035±0,001 ^{gh}	31,53±0,380 ^{bcd}	9,162±0,261 ^{bcdefgh}	53,15 ^a	22,22 ^{bcde}	21,64 ^{bc}
AFr Vf9	0,620±0,03 ^{efgh}	0,043±0,002 ^{gh}	27,74±2,248 ^{bcd}	5,29±0,688 ^{bcdefgh}	55,86 ^a	20,24 ^{bcde}	21,14 ^{bc}
AFr Vf10	0,590±0,03 ^{efgh}	0,094±0,006 ^{gh}	17,77±0,417 ^{bcd}	6,274±0,169 ^{bcdefgh}	41,50 ^a	21,14 ^{bcde}	39,96 ^{bc}
Moyennes	2,3412	0,0971	22,543	13,771	52,952	21,531	23,661

[φ] T : Tilghemt, A : Aflou, Fr : Fruits, Rj : coloration rouge jaunâtre, Vf : coloration vert foncé, N : coloration noir.

[§] Les différences significatives sont indiquées par des lettres différentes dans la même colonne entre les moyennes des trois stades de maturation des fruits selon le test de Fisher à $P < 0,05$. [¶] Chaque valeur est exprimée sous forme de moyenne ± écart-type (SD)

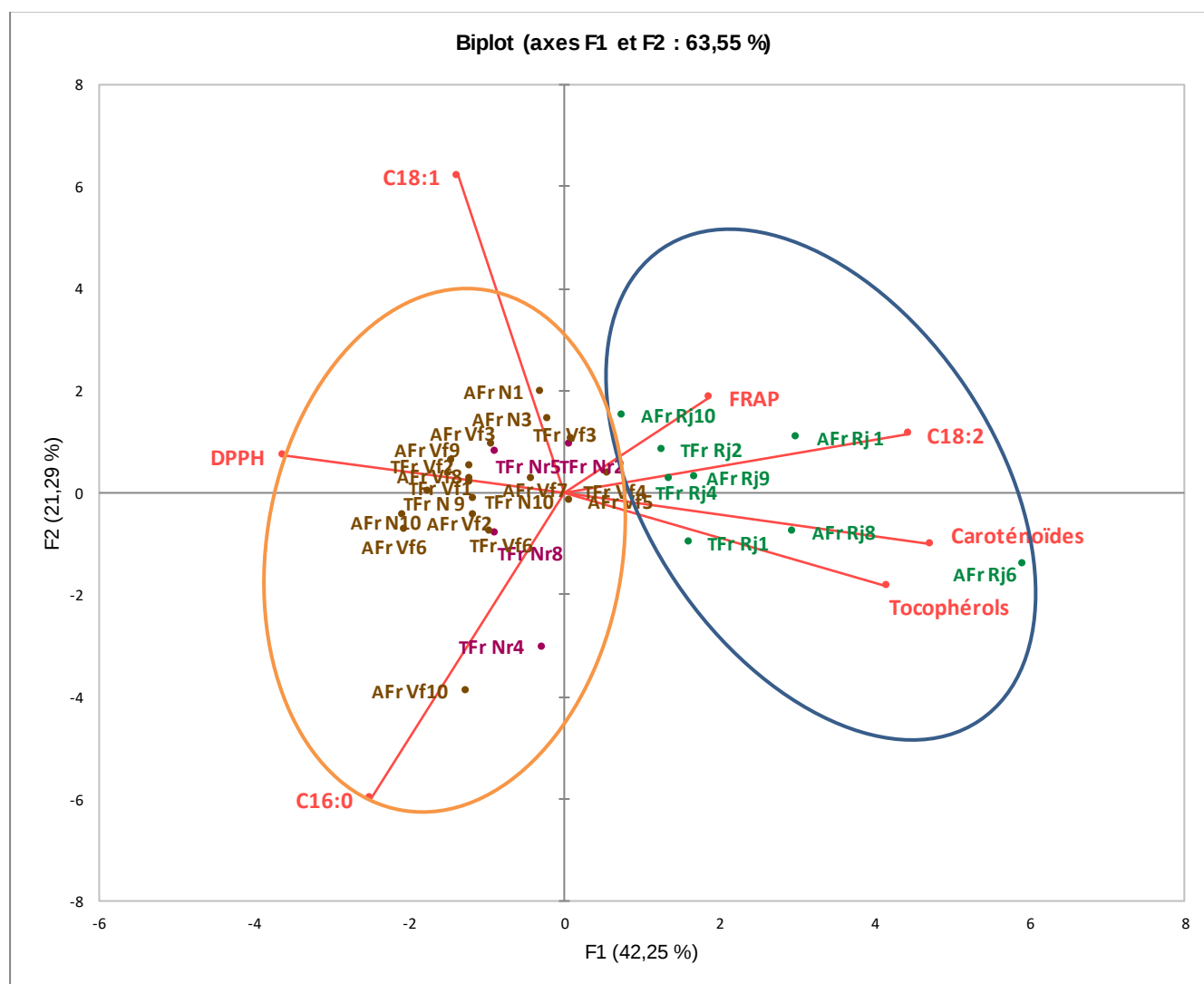


Figure 45 : Graphique bidimensionnel de l'ACP montrant la variation de la composition phytochimique et l'activité antioxydante des extraits lipidiques des fruits selon le degré de maturation provenant de Tilghemt et Aflou. Le cercle bleu correspond aux échantillons immatures de deux régions et le cercle orange à ceux des fruits matures et de moyenne maturité de deux régions.

Nous observons que les échantillons de fruits immatures des deux régions de collecte constituent un groupe distinct caractérisé par une forte teneur en tocophérols, caroténoïdes et en acide linoléique ; ces constatations consolident les résultats de l'étude précédente de **Bentireche et al., (2019)**, où les niveaux élevés des tocophérols et la teneur impressionnante en acide linoléique (C18 : 2) sont attribuées aux huiles des fruits immatures.

Les échantillons de fruits dotés d'une activité antiradicalaire très puissante et d'une capacité importante de réduction ferrique sont les immatures. Ces derniers affichent les valeurs les plus

élevées concernant les tocophérols et les caroténoïdes, ce qui est conforme parfaitement à la littérature qui a classé les tocophérols comme des antioxydants importants dans la régulation des réactions de peroxydation et le contrôle de la production des radicaux libres (Singh *et al.*, 2013), et les caroténoïdes comme des antioxydants efficaces qui captent l'oxygène moléculaire singulet et les radicaux pyroxyles (Stahl et Sies, 2004).

Le second groupe distancié appartenait aux fruits matures vert foncé, et de noir rougeâtre de maturité intermédiaire provenant des régions de Tilghemt et d'Aflou qui présentaient une bonne teneur en acides oléique et palmitique associée à une activité antioxydante modérée selon les valeurs de la capacité équivalente et d'EC₅₀ des tests FRAP et DPPH.

Au cours du processus de maturation, les huiles des fruits subissent des modifications chimiques importantes, liées à la synthèse de substances organiques. Le degré de maturation est un facteur limitant dans la composition des acides gras et la teneur en polyphénols, tocophérols et pigments dans l'huile (El Sohaimy *et al.*, 2016). Selon nos résultats obtenus, l'influence des stades de maturité des fruits de *P. atlantica* sur leur composition chimique et leurs activités antioxydantes domine par rapport à l'impact des différentes conditions environnementales de chaque zone géographique de croissance. Le test LSD (Fisher) a montré que les échantillons des fruits de *P. atlantica* de différents niveaux de maturité présentaient des différences statistiques significatives, ($p < 0,0001$) (Tableau 16).

Nous remarquons cette influence lors du processus de maturation par les modifications survenues dans la teneur décroissante en tocophérols et caroténoïdes totaux avec la progression du degré de maturation comme le montre diagramme en boîte (Figure 46). Cette observation confirme les résultats rapportés dans diverses études sur les extraits lipidiques d'olive, où ils présentaient une teneur plus élevée en pigments et en antioxydants (caroténoïdes et tocophérols) dans les stades précoces de la maturation des olives (Martakos *et al.*, 2019).

La maturation des fruits est un processus stressant qui génère la surproduction de (ERO) et le processus global de maturation des fruits est considéré comme une forme de sénescence modifiée, pendant les premiers stades de la maturation des fruits. Le système antioxydant protège le fruit contre les effets démolisseurs d'un stress oxydatif progressif ; mais durant les stades les plus avancés de la maturation, les dommages oxydatifs se produisent induisant des changements destructifs associés à la maturation (Resende *et al.*, 2012).

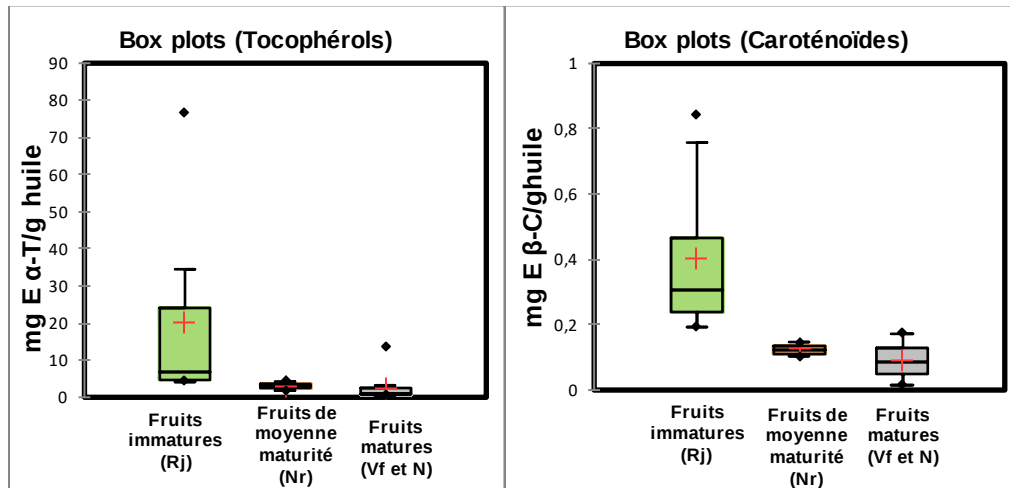


Figure 46 : Box plots ou digramme en boîte montrant la variation en teneur des tocophérols totaux et caroténoïdes selon les degrés de maturation des fruits. À lettre. + Fais référence à la médiane, la ligne fine (moustache) indique la gamme des résultats, et le point circulaire indique les valeurs aberrantes.

Les tocophérols et les caroténoïdes sont des composés très réactifs dus à leurs structures hautement insaturées. Ils sont également susceptibles à la dégradation, l'isomérisation et à l'oxydation. Le niveau de l' α -tocophérol diminue lors d'un stress important car l'accumulation des ERO dans les chloroplastes explique leur diminution durant la maturation des fruits (**Pénicaud et al., 2011 ; Kaur et Nayyar, 2014 ; Guenane et al., 2015**). Puis, la deuxième modification majeure porte sur le profil des trois principaux acides gras, les acides C18 :1 et C18 :2 ont augmenté au fur et à mesure de la maturation, alors que l'acide C 18 :3 a diminué (Figure 47). L'enzyme de désaturase joue un rôle important dans ce processus. L'acide linoléique présente le taux le plus élevé parmi les acides gras poly-insaturés dans les extraits lipidiques des fruits non matures et son pourcentage décroît avec le progrès de la maturation. Ceci pourrait s'expliquer par sa plus grande sensibilité à l'oxydation que les acides gras mono-insaturé et saturés en raison de facteurs externes, tels que la lumière, les températures élevées et l'oxygène, et de facteurs intrinsèques, tels que les prooxydants (**Yun et Surh, 2012**).

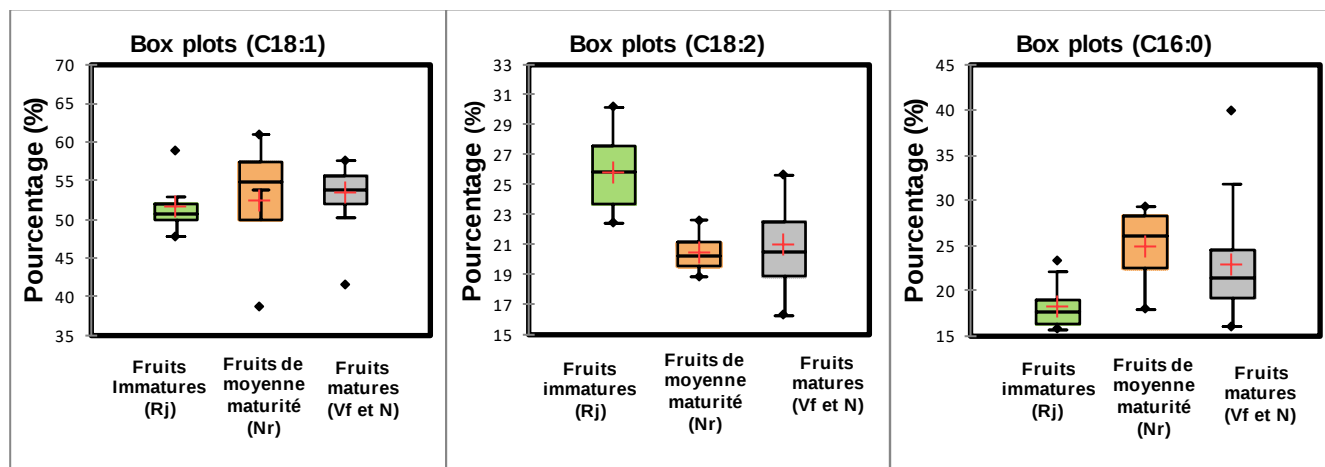


Figure 47 : Box plots ou digramme en boîte montrant la variation en contenu de l'acide oléique (C18 :1) linoléique (C18 :2) et palmitique (C16 :0) selon les degrés de maturation des fruits. À lettre. + Fais référence à la médiane, la ligne fine (moustache) indique la gamme des résultats, et le point circulaire indique les valeurs aberrantes.

Les pourcentages des AGS (acides gras saturés), AGMI (acides gras mono-insaturés) et AGPI (acides gras poly-insaturés) et le rapport AGI/AGS sont également calculés. Ce dernier rapport diminue à la mesure que la progression de la maturité des fruits de *P. atlantica* (Tableau 17). Le rapport AGI/AGS est important offrant aux huiles des propriétés nutritionnelles. En fait, une relation inverse est constatée entre l'AGS et l'AGI pendant la maturation, où l'AGS a augmenté et l'AGI a diminué (Figure 48).

Tableau 17 : Moyennes de composition en acides gras des échantillons de fruits de *P. atlantica* selon leurs degrés de maturation obtenus par CPG (%).

Moyennes des acides gras (%)	Fruits immatures (Rj)	Fruits à moyennematurité (Nr)	Fruits matures (Vf et N)
C14 :0	0,125	0,167	0,121
C16 :0	18,292	24,8	22,838
C16 :1	1,1025	0,785	0,994
C18 :0	2,005	1,84	1,874
C18 :1	51,594	52,397	53,362
C18 :2	25,835	20,472	21,018
C18 :3	0,831	0,365	0,5214
C20 :0	0,613	0,403	0,227
C20 :1	0,3267	0,57	0,481
Σ AGS	21,036	27,21	25,06
ΣAGMI	53,023	53,752	54,837
ΣAGPI	26,66	20,837	21,539
ΣAGI	79,683	74,589	76,376
AGI/AGS	3,631	2,741	3,048

AGS : acide gras saturé ; AGMI : acide gras mono-insaturé ; AGPI : acide gras poly-insaturé. AGI : acide gras insaturé.

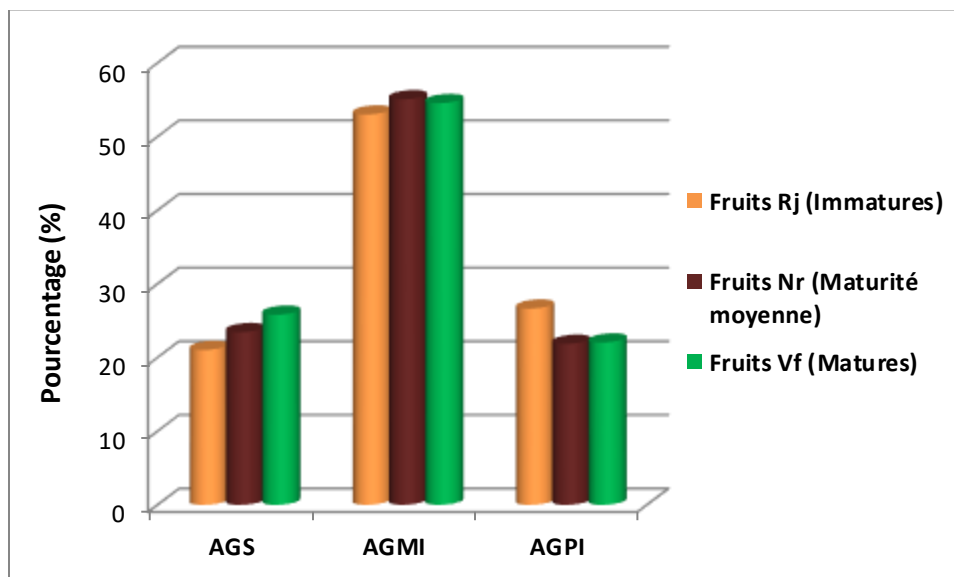


Figure 48 : Variation en composition des AGS, AGMI, et AGPI dans les extraits lipidiques selon le degré de maturation des fruits.

3-3-Effet du degré de maturation sur la composition chimique et l'activité antioxydante des extraits phénoliques des fruits

Les résultats relatifs aux variables phénols totaux, flavonoïdes, DPPH et FRAP sont présentés dans le tableau 18. L'ensemble de ces résultats ont servi à une analyse de données (par ACP) afin de visualiser d'éventuels groupes distincts selon les paramètres étudiés (Figure 49).

Tableau 18 : Composition phytochimique et activité antioxydante des extraits phénoliques des fruits de *P. atlantica* aux différents stades de maturations (immature et matures) des deux régions étudiées.

Les Échantillons ^[φ]	Phénols totaux (mg E AG.g ⁻¹ Ms) ^{[§][¶]}	Flavonoïdes (mg E Q. g ⁻¹ Ms) ^{[§][¶]}	DPPH EC ₅₀ (µg.ml ⁻¹) ^{[§][¶]}	FRAP (CRF) µM E α-T.g ⁻¹ Ms ^{[§][¶]}
Fruits immatures				
TFr Rj1	21,103±1,547 ^c	5,746±0,47 ^d	9,89±0,185 ^d	66,646±0,794 ^a
TFr Rj2	24,846±0,714 ^c	3,051±0,05 ^d	13,10±0,027 ^d	237,69±12,15 ^a
TFr Rj3	32,62±0,646 ^c	4,757±0,146 ^d	10,89±0,219 ^d	72,481±0,137 ^a
TFr Rj4	18,835±0,662 ^c	2,813±0,356 ^d	13,58±0,300 ^d	93,698±3,170 ^a
TFr Rj5	27,995±0,690 ^c	3,098±0,134 ^d	14,04±0,187 ^d	137,76±4,944 ^a
TFr Rj7	16,272±0,900 ^c	2,885±0,136 ^d	16,91±0,610 ^d	135,07±1,449 ^a
TFr Rj8	49,902±1,819 ^c	4,537±0,245 ^d	10,65±0,198 ^d	178,2±2,744 ^a
TFr Rj9	69,734±0,675 ^c	4,945±0,619 ^d	7,066±0,074 ^d	241,4±3,846 ^a
TFr Rj10	35,991±0,482 ^c	5,233±0,236 ^d	21,86±0,174 ^d	137,44±10,97 ^a
AFrRj 1	45,991±1,644 ^c	4,491±0,447 ^d	11,30±0,274 ^d	136,392±2,55 ^a
AFr Rj6	30,913±0,823 ^c	3,239±0,502 ^d	9,89±0,603 ^d	126,247±1,2 ^a
AFr Rj8	24,529±4,523 ^c	3,763±0,590 ^d	10,91±0,367 ^d	291,76±24,94 ^a
AFr Rj9	51,079±1,620 ^c	2,801±0,555 ^d	8,22±0,074 ^d	150,20±3,527 ^a
AFr Rj10	38,996±2,800 ^c	2,970±0,04 ^d	11,88±0,130 ^d	261,55±14,79 ^a
Moyennes	34,690	3,835	12,102	160,774
Fruits de moyenne maturité				
TFr Nr1	43,356±0,329 ^{cd}	5,467±0,449 ^d	20,41±0,402 ^{cd}	81,866±5,792 ^b
TFr Nr2	14,607±0,615 ^{cd}	5,06±0,204 ^d	18,17±0,149 ^{cd}	109,19±1,915 ^b
TFr Nr3	12,81±0,473 ^{cd}	6,876±0,692 ^d	24,77±0,404 ^{cd}	43,378±0,734 ^b
TFr Nr4	11,539±0,295 ^{cd}	5,009±0,434 ^d	20,07±0,731 ^{cd}	48,201±0,758 ^b
TFr Nr5	18,899±0,737 ^{cd}	3,132±0,010 ^d	15,83±0,351 ^{cd}	107,45±6,848 ^b
TFr Nr7	14,616±0,689 ^{cd}	2,393±0,198 ^d	13,37±0,389 ^{cd}	86,884±1,22 ^b
TFr Nr8	36,916±0,180 ^{cd}	5,312±0,096 ^d	14,60±0,287 ^{cd}	79,48±5,623 ^b
Moyennes	21,642	4,75	18,153	79,492
Fruits matures				
TFr N 9	15,529±0,735 ^{cd}	0,705±0,026 ^d	21,14±0,128 ^{cd}	58,45±0,961 ^b
TFr N10	9,611±0,535 ^{cd}	0,928±0,121 ^d	16,5±0,311 ^{cd}	40,428±5,28 ^b
AFr N1	21,452±0,900 ^{cd}	5,118±0,204 ^d	17,86±0,309 ^{cd}	49,971±0,2 ^b
AFr N3	22,543±1,112 ^{cd}	6,522±0,531 ^d	8,851±0,223 ^{cd}	198,35±11,9 ^b
AFr N10	19,785±1,077 ^{cd}	3,194±0,480 ^d	20,48±1,221 ^{cd}	39,738±3,05 ^b
Moyennes	17,784	3,293	17,215	77,388
TFr Vf1	27,592±1,981 ^{cd}	17,25±0,825 ^d	12,22±0,354 ^{cd}	127,05±11,88 ^b
TFr Vf2	29,338±1,852 ^{cd}	21,42±0,597 ^d	46,43±1,232 ^{cd}	65,99±2,828 ^b
TFr Vf3	19,537±1,380 ^{cd}	13,39±0,886 ^d	12,74±0,150 ^{cd}	107,94±9,834 ^b
TFr Vf4	16,841±0,644 ^{cd}	13,805±0,11 ^d	19,46±0,284 ^{cd}	62,516±5,454 ^b
TFr Vf6	25,500±1,996 ^{cd}	20,25±0,177 ^d	16,86±0,290 ^{cd}	161,11±2,002 ^b
Afr Vf2	21,512±0,842 ^{cd}	10,03±0,259 ^d	16,21±0,585 ^{cd}	62,735±0,274 ^b
AFr Vf3	16,048±0,522 ^{cd}	10,80±0,300 ^d	10,89±0,175 ^{cd}	101,43±5,457 ^b
AFr Vf5	15,00±0,885 ^{cd}	6,120±0,534 ^d	12,40±0,127 ^{cd}	47,12±1,003 ^b
AFr Vf6	17,85±0,974 ^{cd}	14,35±0,520 ^d	17,18±0,211 ^{cd}	91,32±6,106 ^b
AFr Vf7	14,465±0,797 ^{cd}	8,866±0,801 ^d	14,89±0,375 ^{cd}	86,688±2,31 ^b
AFr Vf8	16,824±0,890 ^{cd}	11,85±1,170 ^d	9,100±0,173 ^{cd}	65,619±5,49 ^b
AFr Vf9	13,373±1,392 ^{cd}	4,627±0,451 ^d	13,38±0,439 ^{cd}	36,373±0,143 ^b
AFr Vf10	23,132±1,882 ^{cd}	7,118±0,480 ^d	20,31±0,465 ^{cd}	67,474±0,8 ^b
Moyennes	19,625	12,250	17,075	83,513

[φ]T : Tilghemt, A : Aflou, Fr : Fruits, Rj : coloration rouge jaunâtre, Vf : coloration vert foncé, Nr : coloration noir rougeâtre, N : coloration noir. [§] Les différences significatives sont indiquées par des lettres différentes dans la même colonne entre les moyennes des trois stades de maturation des fruits selon le test de Fisher à $P < 0,05$. [¶] Chaque valeur est exprimée sous forme de moyenne ± écart-type (SD) (n = 3).

L'ACP des fruits a un pourcentage d'inertie très significatif et informatif 74,61 %. La distribution des échantillons d'extraits phénoliques des tourteaux des fruits étudiés indique pertinemment qu'ils sont répartis en deux groupes distincts. Le premier englobe les fruits immatures de coloration rouge jaunâtre des deux régions (Tilghemt et Aflou), caractérisé par des teneurs importantes en phénols totaux associées à un pouvoir antioxydant témoigné par une capacité réductrice de fer équivalente élevée et des EC_{50} bas selon, respectivement, les tests de FRAP et DPPH. Cependant, ce groupe est caractérisé par une teneur faible en flavonoïdes. Les échantillons de moyenne maturité TFrNr 1, TFr Nr8 et mature AFr N3 de Tilghemt et Aflou sont inclus dans ce groupe montrant des propriétés communes. Le deuxième groupe, quant à lui, comprend les extraits phénoliques des fruits noirs rougeâtre de maturité moyenne et les extraits de fruits vert foncé et noir matures des deux régions. Nous rappelons qu'il n'y a pas d'échantillons de fruits à maturité intermédiaire pour la région d'Aflou. Ce groupe est caractérisé par une teneur en flavonoïdes élevée. Tandis qu'il est moins riche en phénols totaux par rapport au premier groupe et moins actif.

De ce qui précède, nous notons avec intérêt que les facteurs de la localisation géographique et les différentes conditions environnementales de chaque région ne sembleraient pas constituer des facteurs d'influence directs ou distinctifs devant l'impact du degré de maturation sur la variation des contenus en phénol totaux et flavonoïdes des extraits phénoliques et leurs activités antioxydantes.

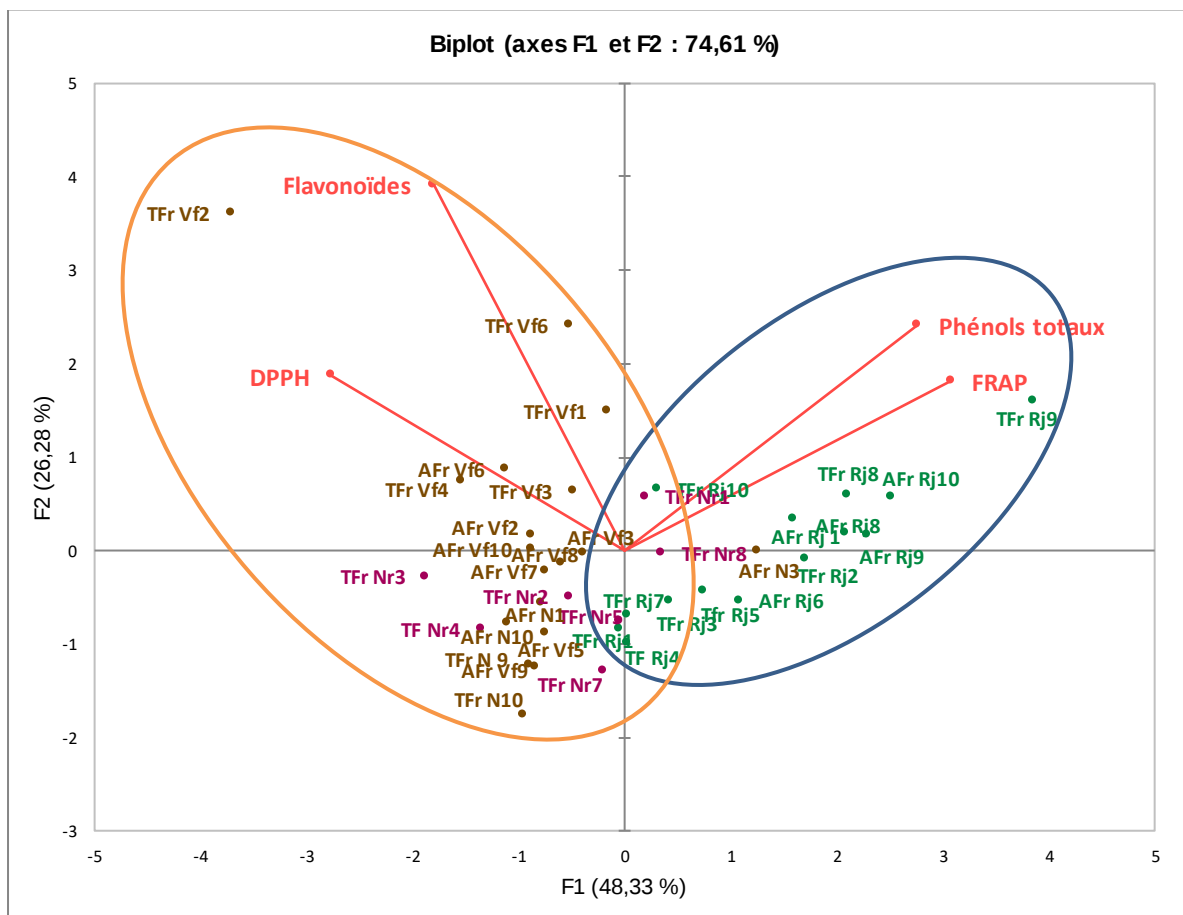


Figure 49 : Graphique bidimensionnel de l'ACP montrant la variation de la composition phytochimique et l'activité antioxydante des extraits phénoliques des fruits selon le degré de maturation provenant de Tilghemt et Aflou. Le cercle bleu correspond aux échantillons immatures de deux régions et le cercle orange à ceux des fruits matures et de moyenne maturité de deux régions.

L'effet du stade de maturité sur la teneur en phénol et flavonoïdes est clairement observé (Figure 50) et confirmé par la différence statistique significative de la composition chimique entre les extraits phénoliques des fruits immatures, matures et de moyenne maturité selon l'analyse de variance suivie par le test de Fisher (Tableau 18). Les extraits phénoliques étudiés présentaient des niveaux élevés de teneur en phénol aux premiers stades de la maturité, puis la teneur en phénol diminuait au fur et à mesure que le fruit mûrissait. Pour tous les échantillons des deux régions de collecte, nous avons constaté une diminution de la teneur en phénol au cours de la maturation.

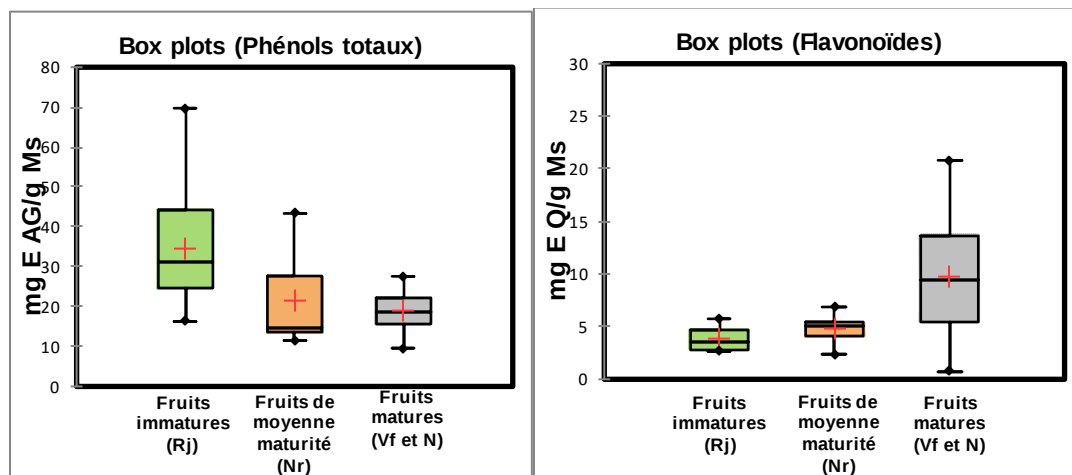


Figure 50 : Box plots ou digramme en boîte montrant la variation en teneur des phénols totaux et flavonoïdes aux extraits phénoliques selon les degrés de maturation des fruits. À lettre. + Fais référence à la médiane, la ligne fine (moustache) indique la gamme des résultats, et le point circulaire indique les valeurs aberrantes.

Ces résultats sont conformes à ceux rapportés pour une autre étude sur l'espèce de *Pistacia palaestina* par (Zam *et al.*, 2019). Cette diminution de la teneur en phénol était probablement due à l'activité de la polyphénoloxylase (PPO), La PPO est la principale enzyme impliquée dans l'oxydation des phénols, à la fois dans les processus physiologiques associés à la maturation des fruits et à toute forme de la manipulation du fruit impliquant des lésions ou des ruptures des tissus (García-Rodríguez *et al.*, 2011). De l'autre part la teneur en flavonoïdes dans les extraits phénoliques des fruits de *P. atlantica* augmente parallèlement à la diminution des phénols totaux durant la maturation. Cette augmentation est due à l'accumulation des anthocyanes, une sous-classe de flavonoïdes, responsables en partie des pigments des fleurs et des fruits durant la maturation (Jaakola *et al.*, 2002).

Conclusion et perspectives



Conclusion

Cette étude a fourni des preuves à l'appui des effets de plusieurs facteurs tels que le stade phénologique, le degré de maturation, l'altitude, la température, les précipitations et les facteurs liés à la saison de collecte sur *P. atlantica*, qui pourraient expliquer les variations significatives de nos résultats par rapport à la composition chimique des huiles brutes et extraits phénoliques des feuilles, des galles et des fruits, ainsi qu'à leurs capacités antioxydantes et à l'effet inhibiteur de l'alpha-amylase des extraits phénoliques des feuilles et galles. Ainsi, à travers les résultats obtenus nous avons tiré des conclusions récapitulées comme suit :

- L'étude qui visait l'influence des stades phénologiques sur la variation des phytoconstituants dans les extraits lipidiques de différents organes de *P. atlantica* et leurs pouvoirs antioxydant nous a permis de constater que le meilleur moment de collecte en termes de molécules bioactives quantitatives et qualitatives, en particulier les antioxydants naturels pour les feuilles et les galles appartiennent au stade final de développement tandis que pour les fruits, cela dépend du degré de maturation.
- L'interaction plante-environnement a confirmé que l'origine géographique de l'espèce *P. atlantica* et ses conditions environnementales de croissance (altitude, température, précipitation) affectent de manière significative les composants chimiques puis les activités biologiques de ses extraits lipidiques et phénoliques.
- Les extraits lipidiques et phénoliques extraits à partir des feuilles et des galles des plantes de *P. atlantica* qui poussent dans les zones de haute altitude (Aflou) contiennent les composés les plus bioactifs (activité inhibitrice d' α -amylase puissante). Néanmoins, la région caractérisée par des températures élevées et des conditions de sécheresse (Tilghemt) affectent également les plantes de *P. atlantica* pour produire des molécules antioxydantes (potentiel antioxydant) en réponse au stress exercé par l'environnement.
- Les feuilles des régions montagneuses (Aflou) ont une composition chimique et une activité antioxydante plus prononcées que celles des Dayas (Tilghemt, basse altitude) dans des conditions climatiques classiques. En revanche, dans des conditions climatiques exceptionnelles (fortes précipitations dans les Dayas associées à des températures douces),



la situation serait inversée. Cela est dû à l'intervention du facteur de saison qui joue un rôle primordial dans la variation de la composition chimique des extraits lipidiques et phénoliques des feuilles de *P. atlantica*.

- Les deux types de galles de *P. atlantica* font le paradoxe par rapport aux feuilles car la meilleure activité antioxydante des huiles brutes et extraits phénoliques est attribuée aux galles sphériques et circulaires de la région d'Aflou caractérisée par une abondance de la fréquence des galles. Cette observation pourrait s'expliquer par l'existence des organismes omniprésents dans les galles nommées endophytes. Ces derniers jouent un rôle indirect dans la défense des plantes contre les insectes faiseurs de galles par la production de métabolites secondaires notamment les composés phénoliques. La quantité de ces composés est d'autant plus élevée que les attaques par les insectes sont intenses d'où une capacité antioxydante importante.
- Il semblerait que les galles circulaires aient une capacité antioxydante par rapport aux galles sphériques. Ce type de galles recèle beaucoup de mystères et il mérite de plus amples études.
- Les teneurs en phytoconstituants (tocophérols, caroténoïdes, polyphénols et flavonoïdes) ainsi que l'activité antioxydante des extraits lipidiques et phénoliques de fruits de *P. atlantica* sont influencées par le degré de maturité.
- Bien que l'influence des facteurs de la localisation géographique et des différentes conditions environnementales soit très évidant sur la variation de la composition chimique des feuilles et des galles, ces conditions ne sembleraient pas constituer des facteurs d'influence directe par rapport à l'impact du degré de maturation pour les fruits.



Perspectives

Les travaux que nous avons réalisés ont abouti aux résultats qui sont récapitulés en conclusion ci-dessus. Ainsi, nous insisterons sur certains points qui nous paraissent importants à poursuivre afin d'ouvrir de nouvelles perspectives menant aux nouvelles recherches :

- ✓ Vu la variabilité de la composition chimique exprimée par l'espèce *P. atlantica* d'une saison à une autre, nous recommandons de procéder à des études prenant en considération un échantillon plus large, et des périodes plus étalées comprenant plusieurs saisons.
- ✓ Il est apparemment que les facteurs d'altitude, de température et de précipitation ont un impact sur la variation des phytoconstituants. Il serait donc intéressant de procéder à un échantillonnage très vaste en tenant compte de l'influence d'autres facteurs environnementaux comme le type de sols, l'âge de l'arbre, l'aridité, la salinité, l'indice UV en précisant le ou les facteurs les plus influents et pourquoi pas d'aller également vers l'effet des facteurs biotiques.
- ✓ Nous avons constaté une diversité en composition chimique chez l'espèce étudiée (*P. atlantica*) en fonction des conditions environnementales des deux régions de collecte (Tilghemt et Aflou). Il serait important de procéder aux extractions des huiles brutes et extraits phénoliques sur des plantules originaires de différentes régions aux conditions environnementales différentes et cultivées dans les mêmes conditions pour mettre en évidence la part de l'effet génétique sur cette différence observée *in situ*.
- ✓ Il serait intéressant de procéder à l'isolement et la caractérisation (par HPLC, HPLC/MS) des composés bioactifs extraits de cet arbre, et à les tester en diversifiant le panel des activités biologiques notamment les activités anticancéreuse et anti-inflammatoire (tests *in vivo*, et cultures cellulaires).

Références bibliographiques



Références

- AbuQamar, S., Luo, H., Laluk, K., Mickelbart, M. V., Mengiste, T.,** (2009). Crosstalk between biotic and abiotic stress responses in tomato is mediated by the AIM1 transcription factor. *The Plant Journal*. **58**(2), 347–360.
- Achili, I., Amrani, A., Bensouici, C., Gül, F., Altun, M., Demirtas, I., Zama, D., Benayache, F., Benayache, S.,** (2020). Chemical Constituents, Antioxidant, Anticholinesterase and Antiproliferative Effects of Algerian *Pistacia atlantica* Desf. Extracts. *Recent patents on food, nutrition & agriculture*. **11**(3), 249-256.
- Aftab, T., Hakeem, K.R.,** (2020). *Plant Micronutrients. Deficiency and Toxicity Management*. Springer Nature Switzerland AG.
- Ahmed, ZB., Yousfi, M., Viaene, J., Dejaegher, B., Demeyer, K., Mangelings, D., Vander Heyden, Y.,** (2018). Potentially antidiabetic and antihypertensive compounds identified from *Pistacia atlantica* leaf extracts by LC fingerprinting. *Journal of Pharmaceutical and Biomedical Analysis*. **149**, 547-556.
- Akula, R., Ravishankar, G. A.,** (2011). Influence of abiotic stress signals on secondary metabolites in plants. *Plant Signaling & Behavior*. **6**(11), 1720–1731.
- Albaladejo, R.G., Sebastiani, F., Aparicio, A., Buonamici, A., González-Martínez, S.C., Vendramin, G.G.,** 2008. Development and characterization of eight polymorphic microsatellite loci from *Pistacia lentiscus* L. (Anacardiaceae). *Molecular Ecology Resources*. **8**, 904–906.
- Albert, A., Sareedenchai, V., Heller, W., Seidlitz, H.H.K., Zidorn, C.,** (2009). Temperature is the key to altitudinal variation of phenolics in *Arnica montana*. L. cv. ARBO. *Oecologia*. **160**(1), 1-8.
- Amorim, E.L.C., Nascimento, J.E., Monteiro, J.M., Peixoto Sobrinho, T.J.S., Araújo, T.A.S., Albuquerque, U.P.,** (2008). A simple and accurate procedure for the determination of tannin and flavonoid levels and some applications in ethnobotany and ethnopharmacology. *Functional Ecosystems and Communities* **2**(1), 88-94.
- Anantharaju, P.G., Gowda, P.C., Vimalambike, M.G. Madhunapantula, S. V.,** (2016). An overview on the rôle of dietary phenolics for the treatment of cancers. *Nutrition Journal*. **15**(1), 99.



APG II. (2003). An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG II. *Botanical Journal of the Linnean Society*, 141(4), 399–436. doi:10.1046/j.1095-8339.2003.t01-1-00158.x

Arabnezhad, H., Bahar. M., Pour, A.T., (2011). Evaluation of genetic relationships among Iranian pistachios using microsatellite markers developed from *Pistacia khinjuk* Stocks. *Scientia Horticulturae*. **128**, 249–254.

Ashraf, M.A., Iqbal, M., Rasheed, R., Hussain, I., Riaz, M., Arif, M.S., (2018). Chapter 8 - Environmental Stress and Secondary Metabolites in Plants: An Overview. In book: *Plant Metabolites and Regulation Under Environmental Stress*. Academic Press, 2018 Elsevier Inc. All, pp 153-167.

Atifi, H., Bouzoubaâ, Z., Gharby, S., Laknifli, A., Mamouni, R., (2017). Fruits maturity effect on the Argan oil amount., quality and chemical composition. *Journal of materials and Environmental Sciences*. **8**(2), 512-519.

Austen, N., Walker, H. J., Lake, J. A., Phoenix, G. K., Cameron, D. D., (2019). The Regulation of Plant Secondary Metabolism in Response to Abiotic Stress: Interactions Between Heat Shock and Elevated CO₂. *Frontiers in Plant Science*.

Avicenna., (2012). Beirut: Alamy Le- Al-Matbooat institute. *Al-Qanun fi al-Tibb* (The Canon of Medicine).

Babenko, L. M., Smirnov, O. E., Romanenko, K. O., Trunova, O. K., Kosakivska, I. V., (2019). Phenolic compounds in plants: biogenesis and functions. *Ukrainian biochemical journal*. **91**(3), 5-18.

Bae, Y. S., Cantley, L. G., Chen, C.S., Kim, S.R., Kwon, K.S., Rhee, S. G., (1998). Activation of Phospholipase C- γ by Phosphatidylinositol 3,4,5-Trisphosphate. *Journal of Biological Chemistry*. **273**(8), 4465–4469.

Bahmani, M., Saki, K., Asadbeygi, M., Adineh, A., Saberianpour, S., Rafieian-Kopaei, M., Bahmani, F., Bahmani, E., (2015). The effects of nutritional and medicinal mastic herb (*Pistacia atlantica*). *Journal of chemical and pharmaceutical research*. **7**(1), 646-653.



Baruah, P., Basumatary, G., Yesylevskyy, S.O., Aguan, K., Bez, G., Mitra, S., (2019). Novel coumarin derivatives as potent acetylcholinesterase inhibitors: insight into efficacy., mode and site of inhibition. *Journal of biomolecular structure & dynamics*. **37**(7),1750-1765.

Basli, A., Belkacem, N., and Amrani, I., (2017). Health Benefits of Phenolic Compounds Against Cancers., In book: *Phenolic Compounds - Biological Activity.*, Marcos Soto-Hernandez., Mariana Palma-Tenango and Maria del Rosario Garcia-Mateos, eds. IntechOpen.

Belhadj, S., Derridj, A., Auda, Y., Gers, C., Gauquelin, T., (2008). Analyse de la variabilité morphologique chez huit populations spontanées de *Pistacia atlantica* en Algérie. *Botany*. **86**, 520-532.

Beltran, G., Novo, M., Guillamon, J.M., Mas, A., Rozès, N., (2008). Effect of fermentation temperature and culture media on the yeast lipid composition and wine volatile compounds. *International Journal of Food Microbiology*. **121**, 169-177.

Belyagoubi-Benhammou, N., Belyagoubi, L., El Zerey-Belaskri, A., Atik-Bekkara, F., (2014). In vitro antioxidant properties of flavonoid fractions from *Pistacia atlantica* Desf. subsp. *atlantica* fruit using five techniques. *Journal of Materials and Environmental Science*. **6**, 1118–1125.

Ben Ahmed, Z., Mohamed, Y., Johan, V., Dejaegher, B., Demeyer, K., Vander Heyden, Y., (2020). Defining a standardized methodology for the determination of the antioxidant capacity: case study of *Pistacia atlantica* leaves. *Analyst*. **145**(2), 557-571.

Ben Ahmed, Z., Yousfi, M., Viaene, J., Dejaegher, B., Demeyer, K., Mangelings, D., Vander Heyden, Y., (2017). Seasonal, gender and regional variations in total phenolic, flavonoid, and condensed tanins contents and in antioxidant properties from *Pistacia atlantica* ssp. Leaves. *Pharmaceutical Biology*. **55**(1), 1185-1194.

Benamar, H., Marouf, A., Bennaceur, M., (2018). Phytochemical composition., antioxidant and acetylcholinesterase inhibitory activities of aqueous extract and fractions of *Pistacia atlantica* subsp. *atlantica* from Algeria. *Journal of Herbs, Spices and Medicinal Plants*. **24**, 229–244.

Benguechoua, M.I., Benguechoua, M., | Gourine, N., Silva, A.M.S., Saidi, M., Yousfi, M., (2021). Harvest Date and Variability in Lipid Bioactive Compounds in *Pistacia atlantica*. *Mediterranean Journal of Nutrition and Metabolism*, 1 – 18.



- Benhassaini, H., Bendahmane, M., Benchalga, N.,** (2007). The chemical composition of fruits of *Pistacia atlantica* desf. subsp. *atlantica* from Algeria. *Chemistry of natural compounds*. **43**, 121–124.
- Bentireche, F.,** (2020). Effet de la maturité des fruits de pistachier de l'atlas sur la variation de la composition de leurs lipides ainsi sur l'activité antioxydante. Thèse de doctorat en biologie, université Amar Têlidji Laghouat.
- Bentireche, F., Guenane, H., Yousfi, M.,** (2019). Fatty Acids, the unsaponifiable matter, and polyphenols as criteria to distinguish *Pistacia atlantica* Unripe Fruit Oil. *Journal of the American Oil Chemists' Society*. **96**, 903–910.
- Benzie, I. F. F., Strain, J. J.,** (1996). The Ferric Reducing Ability of Plasma (FRAP) as a Measure of 'Antioxidant Power': The FRAP Assay. *Analytical Biochemistry*. **239**, 70–76.
- Berini, J. L., Brockman, S. A., Hegeman, A. D., Reich, P. B., Muthukrishnan, R., Montgomery, R. A., Forester, J. D.,** (2018). Combinations of Abiotic Factors Differentially Alter Production of Plant Secondary Metabolites in Five Woody Plant Species in the Boreal-Temperate Transition Zone. *Frontiers in Plant Science*, **9**.
- Bernfeld, P.,** (1955). Amylase α and β , In *Methods in Enzymology* (Colowick SP, Kaplan NO, ed.), Academic Press Inc, New York **1**, 149-158.
- Bittman, R.,** (2013). Glycerolipids: Chemistry. In book: *Encyclopedia of Biophysics*. Roberts, G.C.K., eds. Springer., Berlin., Heidelberg.
- Borges, C. V., Minatel, I. O., Gomez-Gomez, H. A., Lima, G.P.P.,** (2017). Medicinal Plants: Influence of Environmental Factors on the Content of Secondary Metabolites. In book: *Medicinal Plants and Environmental Challenges*, Ghorbanpour. M and Varma. A., eds, pp, 259–277. Springer International Publishing AG 2017.45.
- Bouzidi, N., Mekki, K., Boukaddoum, A., Dida, N., Kaddous, A., Bouchenak, M.,** (2010). Effects of omega-3 polyunsaturated fatty acid supplementation on redox status in chronic renal failure patients with dyslipidemia. *Journal of Renal Nutrition*. **20**(5), 321–328 36.
- Bozorgi, M., Memariani, Z., Mobli, M., Salehi Surmaghi, M.H., Shams-Ardekani, M.R.,**



- Rahimi, R.,** (2013). Five Pistacia species (*P. vera*, *P. atlantica*, *P. terebinthus*, *P. khinjuk*, and *P. lentiscus*): a review of their traditional uses, phytochemistry, and pharmacology. The Scientific World Journal.
- Butler, L.G.; Price, M.L.; Brotherton, J.E.,** (1982). Vanillin assay for proanthocyanidins (condensed tannins): Modification of the solvent for estimation of the degree of polymerization. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 30, 1087-1089.
- Cano, A., Acosta, M., Arnao, M.B.,** (2000). A method to measure antioxidant activity in organic media: application to lipophilic vitamins, Redox Report. 6, 365-370,
- Chaba, B., Chraa, O., Khichane, M.,** (1991). Physiologie des arbres et des arbustes en zones arides et semi-arides : Germination, morphogénèse racinaire, et rythme de croissance de *Pistacia atlantica* Desf. Mémoire d'ingénieur INA. El-Harrach, Alger.
- Chapman, K. D., Ohlrogge, J. B.,** (2011). Compartmentation of Triacylglycerol Accumulation in Plants. Journal of Biological Chemistry. 287(4), 2288–2294.
- Chelghoum, M., Guenane, H., Harrat, M., Yousfi, M.,** (2020). Total Tocopherols, Carotenoids, and Fatty acids Contents Variation of *Pistacia atlantica* Different Organs' Crude Oils and their Antioxidant Activity during Development Stages. Chemistry & Biodiversity 17(9), e2000117.
- Chua, I.Y.P., King, P.J.H., Ong, K.H., Sarbini, S.R., Yiu, P.H.,** (2015). Influence of light intensity and temperature on antioxidant activity in *Premna serratifolia* L. Journal of Soil Science and Plant Nutrition, 15(3), 605-614.
- Cirak, C., Radusiene, J.,** (2019). Factors affecting the variation of bioactive compounds in *Hypericum* species. Biologia Futura 70, 198–209.
- Cruz de Carvalho, M. H.,** (2008). Drought stress and reactive oxygen species. Plant Signaling & Behavior. 3(3), 156–165.
- Cui, G., Li, B., He, W., Yin, X., Liu, S., Lian, L., Zhang, Y., Liang, W., Zhang, P.,** (2018). Physiological analysis of the effect of altitudinal gradients on *Leymus secalinus* on the Qinghai-Tibetan Plateau. PLoS One. 13(9), e0202881.



- Dag, A., Kerem, Z., Yogev, N., Zipori, I., Lavee, S., Ben-David, E.,** (2011). Influence of time of harvest and maturity index on olive oil yield and quality. *Scientia Horticulturae*. **127**(3), 358–366.
- De Aguiar, A.C., Boroski, M., Bonafé, E.G., De Almeida, V.V., DeSouza, N.E., Visentainer, J.V.,** (2011). Evaluation of omega-3 fatty acids content and antioxidant activity in wheat (*Triticum aestivum* L.) leaves. *Ciência e Agrotecnologia*. **35**, 735–741.
- De Matos Nunes, J., Bertodo, L.O.O., Da Rosa, L.M.G., Von Poser, G.L., Rech, S.B.,** (2014). Stress induction of valuable secondary metabolites in *Hypericum poly-anthemum* acclimatized plants. *South African Journal of Botany*. **94**, 182–9.
- Dimakou, C., Oreopoulou, V.,** (2012). Antioxidant activity of carotenoids against the oxidative destabilization of sunflower oil-in-water emulsions. *LWT - Food Science and Technology*. **46**, 393–400.
- Ding, Z. S., Sun, X. F., Huang, S. H., Zhou, B. Y., Zhao, M.,** (2015). Response of photosynthesis to short-term drought stress in rice seedlings overexpressing C4 phosphoenolpyruvate carboxylase from maize and millet. *Photosynthetica*. **53**(4), 481–488.
- Donato, P., Dugo, P., Mondello, L.,** (2017). Chapter 8 Separation of lipids. In book: *Liquid Chromatography Applications*. Second Edition. Fanali, S., Poole, C.F., Haddad, P.R., Riekkola eds., pp, 201-243. (Elsevier Inc, 2017).
- Dzióło, M., Mierziak, J., Korzun, U., Preisner, M., Szopa, J., Kulma, A.,** (2016). The Potential of Plant Phenolics in Prevention and Therapy of Skin Disorders. *International Journal of Molecular Sciences*. **17**(2), 160.
- Eghbali-Feriz, S., Taleghani, A., Al-Najjar, H., Emami, S.A., Rahimi, H., Asili, J., Hasanzadeh, S., Tayarani-Najaran, Z.,** (2018). Anti-melanogenesis and anti-tyrosinase properties of *Pistacia atlantica* subsp. *mutica* extracts on B16F10 murine melanoma cells. *Research in Pharmaceutical Sciences*. **13**(6), 533-545.
- El Sohaimy, A.A.S., El- Sheikh, H.M., Refaay, M.T., Zaytoun, A.M.M.,** (2016). Effect of Harvesting in Different Ripening Stages on Olive (*Olea europea*) Oil Quality. *American Journal of Food Technology*. **11**, 1-11.



- El Zerey-Belaskri, A., Benhassaini, H.,** (2016). Morphological leaf variability in natural populations of *Pistacia atlantica* Desf. subsp. *atlantica* along climatic gradient: new features to update *Pistacia atlantica* subsp. *atlantica* key. International journal of biometeorology. **60**, 577–589.
- El Zerey-Belaskri, A., Ribeiro, T., Alcaraz, M. L., EL Zerey, W., Castro, S., Loureiro, J., Hormaza, J. I.,** (2018). Molecular characterization of *Pistacia atlantica* Desf. subsp. *atlantica* (Anacardiaceae) in Algeria: Genome size determination, chromosome count and genetic diversity analysis using SSR markers. Scientia Horticulturae. **227**, 278–287.
- El Zerey-Belaskri, A., Cavaleiro, C., Romane, A., Benhassaini, H., Salgueiro, L.,** (2017). Intraspecific chemical variability of *Pistacia atlantica* Desf. subsp. *atlantica* essential oil from Northwest Algeria. Journal of Essential Oil Research. **29**(1), 32–41.
- Emmerie, A., Engel, C.H.R.,** (1939). Estimation of tocopherol in blood serum. Recueil des Travaux Chimique. Pays-Bas. **58**, 895– 902.
- Fagali, N., Catalá, A.,** (2008). Antioxidant activity of conjugated linoleic acid isomers, linoleic acid and its methyl ester determined by photoemission and DPPH techniques. Biophysical Chemistry. **137**(1), 56–62.
- Fahy, E., Cotter, D., Sud, M., Subramaniam, S.,** (2011). Lipid classification, structures and tools. Biochimica et biophysica acta. **1811** (11), 637–647.
- Falahati, M., Sepahvand, A., Mahmoudvand, H., Baharvand, P., Jabbarnia, S., Ghoghghi, A., Yarahmadi, M.,** (2015). Evaluation of the antifungal activities of various extracts from *Pistacia atlantica* Desf. Current medical mycology. **1**(3), 25-32.
- Falk, J., Munné-Bosch, S.,** (2010). Tocochromanol functions in plants: antioxidation and beyond. Journal of Experimental Botany. **61**(6), 1549-1566.
- Fanali, C., Della Posta, S., Vilmercati, A., Dugo, L., Russo, M., Petitti, T., Mondello, L., de Gara, L.,** (2018). Extraction, Analysis, and Antioxidant Activity Evaluation of Phenolic Compounds in Different Italian Extra-Virgin Olive Oils. Molecules, **23**(12), 3249.
- Fetati, A., Lassouani, A.,** (2018). Chemical Composition of Leaves and Fruits of a South Algerian



Pistacia atlantica Desf. Ecotype. Recent Advances in Environmental Science from the Euro-Mediterranean and Surrounding Regions. In book: Advances in Science. Technology and Innovation. Kallel *et al.*, eds, pp: 1415–1417. Springer International Publishing AG 2018.

Flamini, R., De Rosso, M., (2018). Chapter 5- High-Resolution Mass Spectrometry and Biological Properties of Grapevine and Wine Stilbenoids. Studies in Natural Products Chemistry, 175–210.

García-Rodríguez, R., Romero-Segura, C., Sanz, C., Sánchez-Ortiz, A., Pérez, A. G., (2011). Role of polyphenol oxidase and peroxidase in shaping the phenolic profile of virgin olive oil. Food Research International. **44**(2), 629–635.

Givianrad, M., Saber-Tehrani, M., Mohammadi, S.J., (2013). Chemical composition of oils from wild almond (*Prunus scoparia*) and wild pistachio (*Pistacia atlantica*). Grasas. Aceites. **64**, 77–84.

Gouda, S., Das, G., Sen, S. K., Shin, H.S., Patra, J. K., (2016). Endophytes: A Treasure House of Bioactive Compounds of Medicinal Importance. Frontiers in Microbiology. **7**, 1538.

Gourine, N., Yousfi, M., Bombarda, I., Nadjemi, B., Gaydou, E., (2010). Seasonal Variation of Chemical Composition and Antioxidant Activity of Essential Oil from *Pistacia atlantica* Desf. Leaves. Journal of the American Oil Chemists' Society. **87**, 157–166.

Gouvea, D.R., Gobbo-Neto, L., Lopes, N. P., (2012). The Influence of Biotic and Abiotic Factors on the Production of Secondary Metabolites in Medicinal Plants. Plant Bioactives and Drug Discovery, 419–452.

Grela, E.R., Samolińska, W., Kiczorowska, B., Klebaniuk, R., Kiczorowski, P., (2017). Content of Minerals and Fatty Acids and Their Correlation with Phytochemical Compounds and Antioxidant Activity of Leguminous Seeds. Biological trace element research. **180**, 338–348.

Guenane, H., Bentireche, F., Bellakhdar, A., OuldElhadj, M.D., Yousfi, M (2017). Total tocopherol content and antioxidant activity of fruit oil from *Pistacia atlantica* Desf Growing wild in Algeria. Der Pharma Chemica. **9**, 153–157.

Guenane, H., Bombarda, I., OuldElhadj, M.D., Yousfi, M., (2015). Effect of maturation degree on composition of fatty acids and tocopherols of oil from *Pistacia atlantica* growing wild in



Algeria. Natural Product Communication. **10**, 1723–1728.

Guersas, A., (2018). دراسة فيتوكيميائية والنشاط المضاد للأكسدة للزيوت والمستخلصات الفينولية من الاوراق والثمار والعفص للفستق الاطلسي مذكرة لنيل شهادة ماجستير في البيولوجيا المدرسة العليا للاساتذة طالب عبد الرحمن الاغواط.

Gugliuzza, G., Talluto, G., Martinelli, F., Farina, V., Lo Bianco, R., (2020). Water Deficit Affects the Growth and Leaf Metabolite Composition of Young Loquat Plants. *Plants*. **9**(2), 274.

Haloui, T., Farah, A., Lebrazi, S., Fadil, M., Belrhiti, A., (2015). Effect of harvesting period and drying time on the essential oil yield of *Pistacia lentiscus* L. leaves. *Der Pharma Chemica*. **7**, 320–324.

Hamid, N., Ma, Q., Boulom, S., Liu, T., Zheng, Z., Balbas, J., Robertson, J., (2015). Chapter 8: Seaweed minor constituents. In book: Seaweed Sustainability. Tiwari.B.K., Troy, D.J., eds, 193–242. (Elsevier Inc, 2015).

Hanna, V. S., Hafez, E., (2018). Synopsis of arachidonic acid metabolism: A review. *Journal of advanced research*. **11**, 23–32.

Harhar, H., Gharby, S., Kartah, B., Pioch, D., Guillaume, D., Charrouf, Z., (2014). Effect of harvest date of *Argania spinosa* fruits on Argan oil quality. *Industrial Crops and Products*. **56**, 156–159.

Harrat, M., Benalia, M., Gourine, N., Yousfi, M., (2018). Variability of the chemical compositions of fatty acids, tocopherols and lipids antioxidant activities., obtained from the leaves of *Pistacia lentiscus* L. growing in Algeria. *Mediterranean Journal of Nutrition and Metabolism*. **11**, 199–215.

Heidarian, E., Jafari-Dehkordi, E., Valipour, P., Ghatreh-Samani, K., Ashrafi-Eshkaftaki, L., (2017). Nephroprotective and Anti-Inflammatory Effects of *Pistacia atlantica* Leaf Hydroethanolic Extract Against Gentamicin-Induced Nephrotoxicity in Rats. *Journal of Dietary Supplements*. **14**(5), 489-502.

Hemmerlin, A., Harwood, J.L., Bach, T.J., (2013). A raison d'être for two distinct pathways in the early steps of plant isoprenoid biosynthesis? *Progress in lipid research*. **51**, 95–148.



- Herrera. J, Poudel. R, Nebel. K.A, Collins. S.L.,** (2011). Precipitation increases the abundance of some groups of root-associated fungal endophytes in a semiarid grassland. *Ecological Society of America Journal*. **2**(4), 1-14.
- Hosseini, S., Nili-Ahmadabadi, A., Nachvak, S.M., Dastan, D., Moradi, S., Abdollahzad, H., Mostafai, R.,** (2020). Antihyperlipidemic and Antioxidative Properties of *Pistacia atlantica* subsp. *kurdica* in Streptozotocin-Induced Diabetic Mice. *Diabetes, Metabolic Syndrome and Obesity*. **13**, 1231-1236.
- Inbar, M., Wink, M., Wool, D.** (2004). The evolution of host plant manipulation by insects: molecular and ecological evidence from gall-forming aphids on *Pistacia*, *Molecular Phylogenetics and Evolution*, **32**, 504-511.
- Isah, T.,** (2019). Stress and defense responses in plant secondary metabolites production. *Biological Research*. **52**(1), 39.
- Jaafari-Ashkvandi, Z., Shirazi, SY., Rezaeifard, S., Hamed, A., Erfani, N.,** (2019). Cytotoxic Effects of *Pistacia atlantica* (Baneh) Fruit Extract on Human KB Cancer Cell Line. *Acta Medica (Hradec Kralove)*. **62**(1), 30-34.
- Jaakola, L., Hohtola, A.,** (2010). Effect of latitude on flavonoid biosynthesis in plants. *Plant, Cell and Environment*. **33**(8), 1239-1247.
- Jaakola, L., Määttä, K., Pirttilä, A. M., Törrönen, R., Kärenlampi, S., Hohtola, A.,** (2002). Expression of genes involved in anthocyanin biosynthesis in relation to anthocyanin, proanthocyanidin, and flavonol levels during bilberry fruit development. *Plant physiology*. **130**(2), 729–739.
- Kamboj, A., Saluja, A.K., Kumar, M., Atri, P.,** (2012). Antiviral activity of plant polyphenols. *Journal of Pharmacy Research*. **5**(5), 2402-2412.
- Kaur, R., Nayyar, H.,** (2014). Chapter 8. Ascorbic Acid: A Potent Defender Against Environmental Stresses. In book: *Oxidative Damage to Plants*, Parvaiz. A., eds. Academic Press, pp: 235–287.
- Kebede, M., Admassu, S.,** (2019). Application of antioxidants in food processing industry:



Options to improve the extraction yields and market value of natural products. *Advance Journal of Food Science and Technology*. 5, 38–49.

Khalil, N., El-Jalel, L., Yousif, M., Gonaïd, M., (2020). Altitude impact on the chemical profile and biological activities of *Satureja thymbra* L. essential oil. *BMC Complementary Medicine and Therapies*. 20(1).

Kiani, B., Amiri, A., (2018). Evaluating the competitive environment for wild pistachio (*Pistacia atlantica* Desf.) seedlings in the central forests of iran. *Revista Arvore*. 42, e420607.

Kim H. U., (2020). Lipid Metabolism in Plants. *Plants* (Basel, Switzerland), 9(7), 871. <https://doi.org/10.3390/plants9070871>.

Kumar, N., Goel, N., (2019). Phenolic acids: Natural versatile molecules with promising therapeutic applications. *Biotechnology Reports*. 24, e00370.

Kumar, S., Pandey, A. K., (2013). Chemistry and Biological Activities of Flavonoids: An Overview. *The Scientific World Journal*. 1–16.

Kumar, S., Sandhir, R., Ojha, S., (2014). Evaluation of antioxidant activity and total phenol in different varieties of *Lantana camara* leaves. *BMC Research Notes*. 7, 560.

Kurzfeld-Zexer, L., Lev-Yadun, S., Inbar, M. (2015). One aphid species induces three gall types on a single plant: comparative histology of one genotype and multiple extended phenotypes. *Flora*, 210, 19-30.

Kutil, Z., Kvasnicova, M., Temml, V., Schuster, D., Marsik, P., Cusimamani, E. F., Lou, J. D., Vanek, T., Landa, P. (2014). Effect of Dietary Stilbenes on 5-Lipoxygenase and Cyclooxygenases Activities In Vitro. *International Journal of Food Properties*, 18(7), 1471–1477.

Kuzuyama, T., Seto, H., (2012). Two distinct pathways for essential metabolic precursors for isoprenoid biosynthesis. *Proceedings of the Japan Academy. Series B*. 88(3), 41–52.

Labdelli, A., Zemour, K., Simon, V., Cerny, M., Adda, A., Merah, O., (2019). *Pistacia atlantica* Desf, a Source of Healthy Vegetable Oil. *Applied Sciences*. 9, 2552.

Laloi, C., Apel, K., Danon, A., (2004). Reactive oxygen signalling: the latest news. *Current*



Opinion in Plant Biology, 7(3), 323–328.

Lamaison, J.L.C., Carnat, A., (1990). Teneurs en principaux flavonoids des fleurs de *Crataegus monogyna* Jacq et de *Crataegus laevigata* (Poiret D. C) en fonction de la vegetation. *pharmaceutica acta helvetiae*. **65**, 315–20.

Li, K., Yao, F., Xue, Q., Fan, H., Yang, L., Li, X., Sun, L., Liu, Y., (2018). Inhibitory effects against α -glucosidase and α -amylase of the flavonoids-rich extract from *Scutellaria baicalensis* shoots and interpretation of structure–activity relationship of its eight flavonoids by a refined assign-score method. *Chemistry Central Journal*. **12**, 82.

Li, S., Chen, G., Zhang, C., Wu, M., Wu, S., Liu, Q., (2014). Research progress of natural antioxidants in foods for the treatment of diseases. *Food Science and Human Wellness*. **3**, 110–116.

Li, W.F., Chik, W.I., Wang, D.Y., Pan, L.T., (2017). Plant Phenolic Compounds as Potential Lead Compounds in Functional Foods for Antiviral Drug Discovery. *Current Organic Chemistry*. **21**, 1847.

Li, Y., Kong, D., Fu, Y., Sussman, M.R., Wu, H., (2020). The effect of developmental and environmental factors on secondary metabolites in medicinal plants. *Plant Physiology and Biochemistry*.

Lian, J., Zhao, H., (2014). Recent advances in biosynthesis of fatty acids derived products in *Saccharomyces cerevisiae* via enhanced supply of precursor metabolites. *Journal of Industrial Microbiology & Biotechnology*. **42**(3), 437–451.

Liu, W., Yin, D., Li, N., Hou, X., Wang, D., Li, D., Liu, J., (2016). Influence of Environmental Factors on the Active Substance Production and Antioxidant Activity in *Potentilla fruticosa* L. and Its Quality Assessment. *Scientific Reports*. **6** (1), 28591.

Lončar, M., Jakovljević, M., Šubarić, D., Pavlić, M., Služek, V.B., Cindrić, I., Molnar, M., (2020). Coumarins in Food and Methods of Their Determination. *Foods*. **9**(5), 645.

Lunn, J., Theobald, H. E., (2006). The health effects of dietary unsaturated fatty acids. *Nutrition Bulletin*. **31**(3), 178–224.



- Lynch, D. V., Dunn, T. M.,** (2004). An introduction to plant sphingolipids and a review of recent advances in understanding their metabolism and function. *New Phytologist*. **161**, 677–702.
- Maffei, M.E.,** (2010). Sites of synthesis, biochemistry and functional role of plant volatiles. *South African Journal of Botany*. **76**(4), 612–631.
- Mahjoub, F., Rezayat, K.A., Yousefi, M., Mohebbi, M., Salari, R.,** (2018). *Pistacia atlantica* Desf. A review of its traditional uses, phytochemicals, and pharmacology. *Journal of medicine and life*. **11**, 180–186.
- Mamode Cassim, A., Gouguet, P., Gronnier, J., Laurent, N., Germain, V., Grison, M., Mongrand, S.** (2019). Plant lipids: key players of plasma membrane organization and function. *Progress in Lipid Research*. **73**, 1–27.
- Maoka, T.,** (2020). Carotenoids as natural functional pigments. *Journal of natural medicines*. **74**, 1–16.
- Martakos, I., Kostakis, M., Dasenaki, M., Pentogennis, M., Thomaidis, N.,** (2019). Simultaneous Determination of Pigments, Tocopherols, and Squalene in Greek Olive Oils: A Study of the Influence of Cultivation and Oil-Production Parameters. *Foods (Basel, Switzerland)*. **9**(1), 31.
- Martinez-Gonzalez, A. I., Alvarez-Parrilla, E., Díaz-Sánchez, Á. G., de la Rosa, L. A., Núñez-Gastélum, J. A., Vazquez-Flores, A. A., Gonzalez-Aguilar, G. A.,** (2017). *In vitro* Inhibition of Pancreatic Lipase by Polyphenols. A Kinetic, Fluorescence Spectroscopy and Molecular Docking Study. *Food technology and biotechnology*. **55**(4), 519–530.
- Mezni, F., Labidi, A., Msallem, M., Boussaid, M., Khouja, M.L., Khaldi, A.,** (2014). Influence of harvest date on fatty acid composition and antioxidant activity of *Pistacia lentiscus* L. edible oils. *Journal of Materials and Environmental Science*. **5**, 1703–1708.
- Michaelson, L. V., Napier, J. A., Molino, D., Faure, J. D.,** (2016). Plant sphingolipids: their importance in cellular organization and adaption. *Biochimica et Biophysica Acta - Molecular and Cell Biology of Lipids*. **1861**, 1329–1335.
- Mishra, K., Ojha, H., Chaudhury, N. K.,** (2012). Estimation of antiradical properties of



antioxidants using DPPH assay: A critical review and results. *Journal of Food Chemistry*. 130, 1036– 1043.

Miyanağa, A., (2017). Structure and function of polyketide biosynthetic enzymes: various strategies for production of structurally diverse polyketides. *Bioscience, Biotechnology, and Biochemistry*. **81** (12), 2227–2236.

Miyata, J., Arita, M., (2015). Role of omega-3 fatty acids and their metabolites in asthma and allergic diseases. *Allergology International*. **64**, 27–34.

Molyneux, P., Songklanakarin, J., (2004). The use of the stable free radical diphenyl picrylhydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant activity. *Sciences Technology*. **26**(2), 211-219.

Monjauze, A., (1968). Répartition et écologie de *Pistacia atlantica* DESF. en Algérie. *Bulletin de la Société d'histoire naturelle d'Afrique du Nord*. **56**, 1–127.

Monjauze, A., (1980). Connaissance du Bétoum. *Revue forestière française*. **32**, 357-363.

Morabito, G., Miglio, C., Peluso, I., Serafini, M. (2014). Chapter 85-Fruit Polyphenols and Postprandial Inflammatory Stress. In book: *Polyphenols in Human Health and Disease*. 1107–1126.

Morgan, J. B., Connolly, E. L. (2013) Plant-Soil Interactions: Nutrient Uptake. *Nature Education Knowledge*. **4** (8), 2.

Müller, L., Theile, K., Böhm, V., (2010). In vitro antioxidant activity of tocopherols and tocotrienols and comparison of vitamin E concentration and lipophilic antioxidant capacity in human plasma. *Molecular Nutrition and Food Research*. **54** (5), 731–742.

Muro, E., Atilla-Gokcumen, G. E., Eggert, U. S., (2014). Lipids in cell biology: how can we understand them better? *Molecular Biology of the Cell*, 25(12), 1819–1823.

Nafus, M.G., Tuberville, T.D., Buhlmann, K.A., Todd, B.D., (2017). Precipitation quantity and timing affect native plant production and growth of a key herbivore, the desert tortoise, in the Mojave Desert. *Climate Change Responses*. **4**, 4.

Nagy, K., Tiuca, I. D., (2017). Importance of Fatty Acids in Physiopathology of Human Body. In



book: Fatty Acids. Angel Catala, eds. (Intech Open, 2017).

Nakamura, S., (1996). Phosphatidylcholine hydrolysis and protein kinase C activation for intracellular signaling network. *Journal of Lipid Mediators and Cell Signalling*. **14**(1-3), 197–202.

Nardini, C., J. Sgarbossa, F. Schwerz, E. Felipe Elli, S. L. PetterMedeiros, and B. O. Caron., (2019). Growth and Solar Radiation Use Efficiency of Corn Cultivated in Agroforestry Systems. *Emirates Journal of Food and Agriculture*, **31**(7), 535-543.

Ncube, B., Finnie, J. F., Van Staden, J., (2012). Quality from the field: The impact of environmental factors as quality determinants in medicinal plants. *South African Journal of Botany*. **82**, 11–20.

Ohanian, J., Ohanian, V., (2001) Sphingolipids in mammalian cell signalling. *Cellular and Molecular Life Sciences*. **58**(14), 2053-68.

Ohkatsu, Y., Kajiyama, T., Arai, Y., (2001). Antioxidant activities of tocopherols. *Polymer Degradation and Stability*. **72**, 303–311.

Ombódi, A., Daood, H.G., Helyes, L., (2014). Carotenoid and tocopherol composition of an orange-colored carrot as affected by water supply. *Horticultural Science*. **49**, 729–733.

Özcan, M.M., Juhaimi, F.A., Gülcü, M., Uslu, N., Geçgel, Ü., Ghaffoor, K., Dursun, N., (2017). Effect of harvest time on physico-chemical properties and bioactive compounds of pulp and seeds of grape varieties. *Journal of Food Science and Technology*. **54**(8), 2230–2240.

Panche, A. N., Diwan, A. D., Chandra, S. R., (2016). Flavonoids: an overview. *Journal of nutritional science*. **5**, e47.

Pazouki, L., Mardi, M., Shanjani, P.S., Hagidimitriou, M., Pirseyedi, S.M., Naghavi, M.R., Avanzato, D., Vendramin, E., Kafkas, S., Ghareyazie, S., Ghaffari, M.R., KhayamNekoui, M.R., (2010). Genetic diversity and relationships among *Pistacia* species and cultivars. *Conservation genetics*. **11**, 311–318.

Pelillo, M., Iafelice, G., Marconi, E., Caboni, M. F., (2003). Identification of plant sterols in hexaploid and tetraploid wheats using gas chromatography with mass spectrometry. *Rapid Communications in Mass Spectrometry*., **17**(20), 2245–2252.



- Pénicaud, C., Achir, N., Dhuique-Mayer, C., Dornier, M., Bohuon, P.,** (2011). Degradation of β -carotene during fruit and vegetable processing or storage: reaction mechanisms and kinetic aspects: a review. *Fruits*. EDP Sciences/CIRAD. **66**(6), 417-440.
- Pereira, D., Valentão, P., Pereira, J., Andrade, P.,** (2009). Phenolics: From Chemistry to Biology. *Molecules*. **14**(6), 2202–2211.
- Perlikowski, D., Czyżniewski, M., Marczak, Ł., Augustyniak, A., Kosmala, A.,** (2016). Water Deficit Affects Primary Metabolism Differently in Two *Lolium multiflorum*/*Festuca arundinacea* Introgression Forms with a Distinct Capacity for Photosynthesis and Membrane Regeneration. *Frontiers in Plant Science*. **7**.
- Pertuzatti, P.B., Sganzerla, M., Jacques, A.C., Barcia, M.T., Zambiasi, R.C.,** (2015). Carotenoids, tocopherols and ascorbic acid content in yellow passion fruit (*Passiflora edulis*) grown under different cultivation systems. *LWT - Food Science and Technology*. **64**, 259–263.
- Pott, D. M., Osorio, S., Vallarino, J. G.,** (2019). From central to specialized metabolism: an overview of some secondary compounds derived from the primary metabolism for their role in conferring nutritional and organoleptic characteristics to fruit. *Frontiers in Plant Science*. **10**, 835.
- Proença, C., Freitas, M., Ribeiro, D., Tomé, S.M., Oliveira, E.F.T., Viegas, M.F., Araújo, A.N., Ramos, M.J., Silva, A.M.S., Fernandes, P.A., Fernandes, E.,** (2019). Evaluation of a flavonoids library for inhibition of pancreatic α -amylase towards a structure–activity relationship., *Journal of Enzyme Inhibition and Medicinal Chemistry*. **34**(1), 577-588.
- Quan, M., Liang, J.,** (2017). The influences of four types of soil on the growth, physiological and biochemical characteristics of *Lycoris aurea* (L' Her.) Herb. *Scientific Reports*. **7**(1).
- Rahim, A.T.M.A., Takahashi, Y., Yamaki, K.,** (2015). Mode of pancreatic lipase inhibition activity in vitro by some flavonoids and non-flavonoid polyphenols. *Food Research International*. **75**, 289–294.
- Rahimi, A.R., Hadian, J., Azizi, M., Abdosi, V., Larijani, K.,** (2016). Quantity and Quality of Essential Oil of *Pistacia atlantica* Subsp. *Kurdica* in Response to Gradual Harvest of Oleoresin. *Journal of essential oil-bearing plants*. **19**, 616–623.



- Rahman, H.S.,** (2018). Phytochemical analysis and antioxidant and anticancer activities of mastic gum resin from *Pistacia atlantica* subspecies *kurdica*. *OncoTargets and Therapy*. **11**, 4559-4572.
- Raja, P., Rahim, A., Qureshi, A., Awang, K.,** (2014). Green synthesis of silver nanoparticles using tannins. *Materials Science-Poland*, 32(3), 408–413.
- Rana, P.S., Saklani, P., Chandel, C.,** (2020). Influence of Altitude on Secondary Metabolites and Antioxidant Activity of *Coleus forskohlii* Root Extracts. *Research Journal of Medicinal Plants*, **14**, 43-52.
- Ray, P.D., Huang, B.W., Tsuji, Y.** (2012). Reactive oxygen species (ROS) homeostasis and redox regulation in cellular signaling. *Cellular signalling*. **24**, 981–990.
- Rejeb, I., Pastor, V., Mauch-Mani, B.,** (2014). Plant Responses to Simultaneous Biotic and Abiotic Stress: Molecular Mechanisms. *Plants*. **3**(4), 458–475.
- Resende, E.C.O., Martins, P.F., de Azevedo, R.A., Jacomino, A.P., Bron, I.U.,** (2012). Oxidative processes during ‘Golden’ papaya fruit ripening. *Brazilian Journal of Plant Physiology*. **24**(2), 85-94.
- Richard, D., Kefi, K., Barbe, U., Bausero, P., Visioli, F.,** (2008). Polyunsaturated fatty acids as antioxidants. *Pharmacological Research*. **57**(6), 451–455.
- Rigane, G., Ghazghazi, H., Aouadhi, C., Ben Salem, R., Nasr, Z.,** (2017). Phenolic content, antioxidant capacity and antimicrobial activity of leaf extracts from *Pistacia atlantica*. *Natural Product Research*. **31**(6), 696-699.
- Roozegar, M., Azizi Jalilian, F., Reza Havasian, M., Panahi, J., Pakzad, I.,** (2016). Antimicrobial effect of *Pistacia atlantica* leaf extract. *Bioinformation*. **12**(1), 19-21.
- Saber-Tehrani, M., Givianrad, M.H., Aberoomand-Azar, P., Waqif-Husain, S., Jafari Mohammadi, S.A.,** (2012). Chemical composition of Iran’s *Pistacia atlantica* cold-pressed oil. *Journal of Chemistry*, 1–6.
- Saddique, M., Kamran, M., Shahbaz, M.,** (2018). Differential Responses of Plants to Biotic Stress and the Role of Metabolites. *Plant Metabolites and Regulation Under Environmental Stress*,



69–87.

Salunkhe, D. K., Chavan, J.K., Kadam, S. S., (1989). Dietary tannins: consequences and remedies. CRC Press, Boca Raton, FL.

Sampaio, B. L., Da Costa, F. B., (2018). Influence of abiotic environmental factors on the main constituents of the volatile oils of *Tithonia diversifolia*. *Revista Brasileira de Farmacognosia*. **28**(2), 135–144.

Sampaio, B., Edrada-Ebel, R. Da Costa, F., (2016). Effect of the environment on the secondary metabolic profile of *Tithonia diversifolia*: a model for environmental metabolomics of plants. *Scientific Reports*. **6**, 29265.

Sampaio, B.L., Bara, M.T.F., Ferri, P.H., Santos, S. da C., Paula, J.R.de., (2011). Influence of environmental factors on the concentration of phenolic compounds in leaves of *Lafoensia pacari*. *Revista Brasileira de Farmacognosia*. **21**(6), 1127–1137.

Sanches, R.F.E., Silva, A.P.O., Costa, V.P., Carvalho, M.A.M., Silva, E.A., (2019). Changes in carbohydrates accumulation in *Viguiera discolor* Baker in response to water deficit. *Hoehnea*. **46**(4), e382019.

Schieber, M., Chandel, N.S., (2014). ROS function in redox signaling and oxidative stress. *Current Biology*. **24**, R453–R462.

Schmucki, D.A., Philipona, R., (2002). Ultraviolet radiation in the Alps: the altitude effect. *Optical Engineering*. **41**(12), 3090.

Serafini, M., Peluso, I., Raguzzini, A., (2010). Flavonoids as anti-inflammatory agents. *Proceedings of the Nutrition Society*. **69**(03), 273–278.

Shamloo, M., Babawale, E.A., Furtado, A., Henry, R.J., Eck, P.K., Jones, P.J.H., (2017). Effects of genotype and temperature on accumulation of plant secondary metabolites in Canadian and Australian wheat grown under controlled environments. *Scientific Reports*. **7** (1).

Sharma, K., Kumar, V., Kaur, J., Tanwar, B., Goyal, A., Sharma, R., Gat, Y., Kumar, A., (2019). Health effects, sources, utilization and safety of tannins: a critical review. *Toxin Reviews*, 1–13.



- Shialy, Z., Zarrin, M., Sadeghi Nejad, B., Yusef Naanaie, S.,** (2015). *In vitro* antifungal properties of *Pistacia atlantica* and olive extracts on different fungal species. *Curr Med Mycol.* **1**(4), 40-45. doi: 10.18869/acadpub.cmm.
- Sifi, I., Dzoyem. J.P., Ouinten, M., Yousfi, M., McGaw, L.J., Eloff, J.N.,** (2015) a. Antimycobacterial, antioxidant and cytotoxic activities of essential oil of gall of *Pistacia atlantica* Desf. From algeria. *African Journal of Traditional, Complementary and Alternative Medicines.* **12**(3),150-155.
- Sifi, I., Gourine, N., Gaydoub, M., Yousfi, M.,** (2015) b. Chemotypes of essential oil of unripe galls of *Pistacia atlantica* Desf. From Algeria *Natural Product Research: Formerly Natural Product Letters.* **10**,1080.
- Simpson, D., Amos, S.,** (2017). Chapter 12- Other Plant Metabolites. *Pharmacognosy.* 267–280.
- Singleton, V. L., Rossi, J. A.,** (1965). Colorimetry of Total Phenolics with Phosphomolybdic-Phosphotungstic Acid Reagents. *American Journal of Enology and viticulture.* **16**, 144-158.
- Singh, V.K., Beattie, L.A., Seed, T.M.,** (2013). Vitamin E: tocopherols and tocotrienols as potential radiation countermeasures. *Journal of Radiation Research.* **54**(6), 973–988.
- Smeds, A.I., Eklund, P.C., Sjöholm, R.E., Willför, S.M., Nishibe, S., Deyama, T., Holmbom, B.R.,** (2007). Quantification of a Broad Spectrum of Lignans in Cereals, Oil seeds, and Nuts. *Journal of Agricultural and Food Chemistry.* **55**(4), 1337–1346.
- Soengas, P., Rodríguez, V. M., Velasco, P., Cartea, M. E.** (2018), Effect of Temperature Stress on Antioxidant Defenses in *Brassica oleracea*. *ACS Omega.* **3**(5), 5237–5243.
- Song, Y., Chen, Q., Ci, D., Shao, X., Zhang, D.,** (2014). Effects of high temperature on photosynthesis and related gene expression in poplar. *BMC Plant Biology.* **14**(1), 111.
- Spitaler, R., Schlorhauser, P.D., Ellmerer, E.P., Merfort, I., Bortenschlager, S., Stuppner, H., Zidorn, C.,** (2006). Altitudinal variation of secondary metabolite profiles in flowering heads of *Arnica montana* cv. ARBO. *Phytochemistry.* **67**(4), 409–417.



- Stahl, W., Sies, H.,** (2004). Antioxidant activity of carotenoids. *Molecular aspects of medicine*. **24**, 345-351.
- Swingland, I. R.,** (2001). Biodiversity Definition of Encyclopedia of biodiversity. **1**, 377-390.
- Takei, M., Yoshida, S., Kawai, T., Hasegawa, M., Suzuki, Y.,** (2015). Adaptive significance of gall formation for a gall-inducing aphids on Japanese elm trees. *Journal of Insect Physiology*. **72**, 43–51.
- Talebi, M., Kazemi, M., Sayed-Tabatabaei, B.E.,** (2012). Molecular diversity and phylogenetic relationships of *Pistacia vera*., *Pistacia atlantica* subsp. *mutica* and *Pistacia khinjuk* using SRAP markers. *Biochemical Systematics and Ecology*. **44**, 179–185.
- Tarchoune, I., Sgherri, C., Eddouzi, J., Zinnai, A., Quartacci, M., Zarrouk, M.,** (2015). Olive leaf addition increases olive oil nutraceutical properties. *Molecules*. **24**, 545.
- Thaipong, K., Boonprakob, U., Crosby, K., Cisneros-Zevallos, L., Hawkins Byrne, D.,** (2006). Comparison of ABTS, DPPH, FRAP, and ORAC assays for estimating antioxidant activity from guava fruit extracts. *Journal of Food Composition and Analysis*. **19**(6-7), 669–675.
- Thirumurugan, D., Cholarajan, A., Raja, S.S.S., Vijayakumar, R.,** (2018). An Introductory Chapter: Secondary Metabolites - Sources and Applications. eds by Vijayakumar, R., Raja, S.S.S. (IntechOpen., 2018).
- Tolooei, M., Mirzaei, A.,** (2015). Effects of *Pistacia atlantica* Extract on Erythrocyte Membrane Rigidity, Oxidative Stress, and Hepatotoxicity Induced by CCl₄ in Rats. *Global journal of health science*. **7**(7 Spec No), 32-8.
- Toul, F., Belyagoubi-Benhammou, N., Zitouni, A., Atik-Bekkara, F.,** (2016). Antioxidant activity and phenolic profile of different organs of *Pistacia atlantica* Desf. subsp. *atlantica* from Algeria. *Natural product research*. **31**, 718–723.
- Trabelsi, H., Cherif, O.A., Sakouhi, F., Villeneuve, P., Renaud, J., Barouh, N., Boukhechina, S., Mayer, P.,** (2012). Total lipid content., fatty acids and 4-desmethylsterols accumulation in developing fruit of *Pistacia lentiscus* L. growing wild in Tunisia. *Food chemistry*. **131**, 434–440.



- Triebel, A.**, (2016). Glycerophospholipids. In book: Encyclopedia of Lipidomics. Wenk M., eds. Springer. Dordrecht.
- Uriarte-Pueyo, I., Calvo, M.I.**, (2011). Flavonoids as acetylcholinesterase inhibitors. Current medicinal chemistry. **18**(34), 5289-302.
- Van Meer, G., Voelker, D.R., Feigenson, G.W.**, (2008). Membrane lipids: where they are and how they behave. Nature reviews. Molecular cell biology. **9**(2), 112–124.
- Venugopala, K. N., Rashmi, V., Odhav, B.**, (2013). Review on Natural Coumarin Lead Compounds for Their Pharmacological Activity. BioMed Research International. 1–14.
- Verma, N., Shukla, S.**, (2015). Impact of various factors responsible for fluctuation in plant secondary metabolites. Journal of Applied Research on Medicinal and Aromatic Plants.
- Vuolo, M. M., Lima, V. S., Maróstica Junior, M. R.**, (2019). Phenolic Compounds. Bioactive Compounds. 33–50.
- Vo, Q. V., Nam, P. C., Thong, N. M., Trung, N. T., Phan, C.-T. D., Mechler, A.** (2019). Antioxidant Motifs in Flavonoids: O–H versus C–H Bond Dissociation. ACS Omega, 4(5), 8935–8942.
- Watkins, P.A.**, (2013). Fatty acids: Metabolism. In book: Encyclopedia of Human Nutrition (third Edition). Caballero.B., eds. (Elsevier Ltd.2013), pp, 220-230.
- Weber, H.**, (2002). Fatty acid-derived signals in plants. Trends in Plant Science. **7**(5), 217–224.
- Weis, A.E., Walton, R., Crego, C.L.** (1988). Reactive plant tissue sites and the population biology of gall makers. Annual Review of Entomology, **33**, 467-486.
- Welte, M. A., Gould, A. P.**, (2017). Lipid droplet functions beyond energy storage. Biochimica et biophysica acta. Molecular and cell biology of lipids. **1862**(10 Pt B), 1260–1272.
- Wilkins, R.T., Spoerke, J.M., Stamp, N.E.**, (1996). Differential responses of growth and two soluble phenolics of tomato to resource availability. Ecology. **77**(1), 247-258.
- Wilson, P.**, (1995). Unused relevant information in research and development. Journal of the American Society for Information Science and Technology. **46**(1), 45–51.



- Wool, D.** (2005). Gall-inducing aphids: biology, ecology, and evolution. *Biology, ecology, and evolution of gall-inducing arthropods*. **1**, 73-132.
- Xie, L., Yang, Z.-Y., Wen, J., Li, D.-Z., Yi, T.-S.** (2014). Biogeographic history of *Pistacia* (Anacardiaceae), emphasizing the evolution of the Madrean-Tethyan and the eastern Asian-Tethyan disjunctions. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, **77**, 136–146.
- Yaaqobi, A., El Hafid, L., Haloui, B.,** (2009). Etude biologique de *Pistacia atlantica* Desf. de la région orientale du Maroc, *Biomatec Echo*, **3** : 39-49.
- Yang, D., Du, X., Liang, X., Han, R., Liang, Z., Liu, Y., Liu, F., Zhao, J.,** (2012). Different Roles of the Mevalonate and Methylerythritol Phosphate Pathways in Cell Growth and Tanshinone Production of *Salvia miltiorrhiza* Hairy Roots. *PLoS ONE*. **7**(11), e46797.
- Yang, L., Wen, K.-S., Ruan, X., Zhao, Y.-X., Wei, F., Wang, Q.,** (2018). Response of Plant Secondary Metabolites to Environmental Factors. *Molecules*. **23**, 762.
- Yashodhara, B.M., Umakanth, S., Pappachan, J.M., Bhat, S.K., Kamath, R., Choo, B.H.** (2009). Omega-3 fatty acids: a comprehensive review of their role in health and disease. *Postgraduate Medical Journal*. **85**, 84–90.
- Yoram Gerchman,** (2020). Antimicrobial activities in *Pistacia atlantica* - aphids make a difference! Conference paper: 1st International Electronic Conference on Microbiology. *Proceedings*. **66**, 9.
- Yorulmaz, A., Erinc, H., Tekin, A.,** (2013). Changes in Olive and Olive Oil Characteristics During Maturation. *Journal of the American Oil Chemists' Society*. **90**(5), 647–658.
- Yousfi, M., Nedjmi, B., Bellal, R., Ben Bertal, D., Pallad, G.,** (2002). Fatty acids and sterols of *Pistacia atlantica* fruit oil. *The Journal of the American Oil Chemists' Society*. **79**, 1049–1050.
- Yuan, E., Liu, B., Wei, Q., Yang, J., Chen, L., Li, Q.,** (2014). Structure activity relationships of flavonoids as potent α -amylase inhibitors. *Natural Product Communications*. **9**(8), 1173-6.
- Yuan, J. S., Köllner, T. G., Wiggins, G., Grant, J., Degenhardt, J., Chen, F.,** (2008). Molecular and genomic basis of volatile-mediated indirect defense against insects in rice. *The Plant Journal*.



55(3), 491–503.

Yun, J. M., Surh, J., (2012). Fatty acid composition as a predictor for the oxidation stability of korean vegetable oils with or without induced oxidative stress. Preventive nutrition and food science. **17**(2), 158–165.

Zam, W., Ali, A., Hasan, R., (2019). Parameters Influencing Phenolic compounds extraction from Pistaciapalaestina fruits during different stages of Maturity. Research Journal of Pharmacy and Technology. **12**(12), 6133-6137.

Zhu, J., Chen, C., Zhang, B., Huang, Q., (2019). The inhibitory effects of flavonoids on α -amylase and α -glucosidase. Critical Reviews in Food Science and Nutrition. **60**(4), 695-708.

Ziaullah, H.P., Vasantha, R., (2015). Chapter 1 - Application of NMR Spectroscopy in Plant Polyphenols Associated with Human Health., In book: Applications of NMR Spectroscopy. Atta ur-Rahman., Iqbal Choudhary, M., eds. Bentham Science Publishers, pp 3-92.

Zohary, M., (1952). A Monographical Study of the Genus Pistacia. Palestine Journal of Botany, Jerusalem Series, 5, 187-228.

Annexe



Annexe 1

Les produits chimiques et réactifs utilisés

Dichlorométhane, n-hexane, chloroforme, éthanol, méthanol, méthylate de sodium (NaOCH_3 0,5%), 1,1diphényl-2- picrylhydrazyl (DPPH), charbon actif, sulfate de sodium, 1,10-phénanthroline (0,4%), FeCl_3 (0, 12%), acide gallique, quercétine, catéchine, réactif de Folin ciocalteu, AlCl_3 , vanilline, vitamine E commerciale, vitamine C, acarbose, β -carotène, 2,4,6-tripyritydyls-Triazine (Tptz), acide 3,5-dinitrosalicylique (DNSA), tampon ($\text{K}_2\text{HPO}_4/\text{KH}_2\text{PO}_4$) 0.02 M, NaCl 0,006 M (pH 6,9), EC 3.2.1.1- α -amylase, acide chlorhydrique, acide acétique, $\text{FeCl}_3 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ (20 mM), tampon acétate 300 mM (pH = 3.6), acétate de sodium CH_3COONa , carbonate de sodium Na_2CO_3 , sont achetés chez Sigma-Aldrich (St. Louis, USA), le gel de silice 60Å 70-230 mesh, 63-200 μm pour la chromatographie sur colonne est acquis chez Fluka Analytical. Tous les produits chimiques et réactifs utilisés étaient de qualité analytique.



Annexe 2

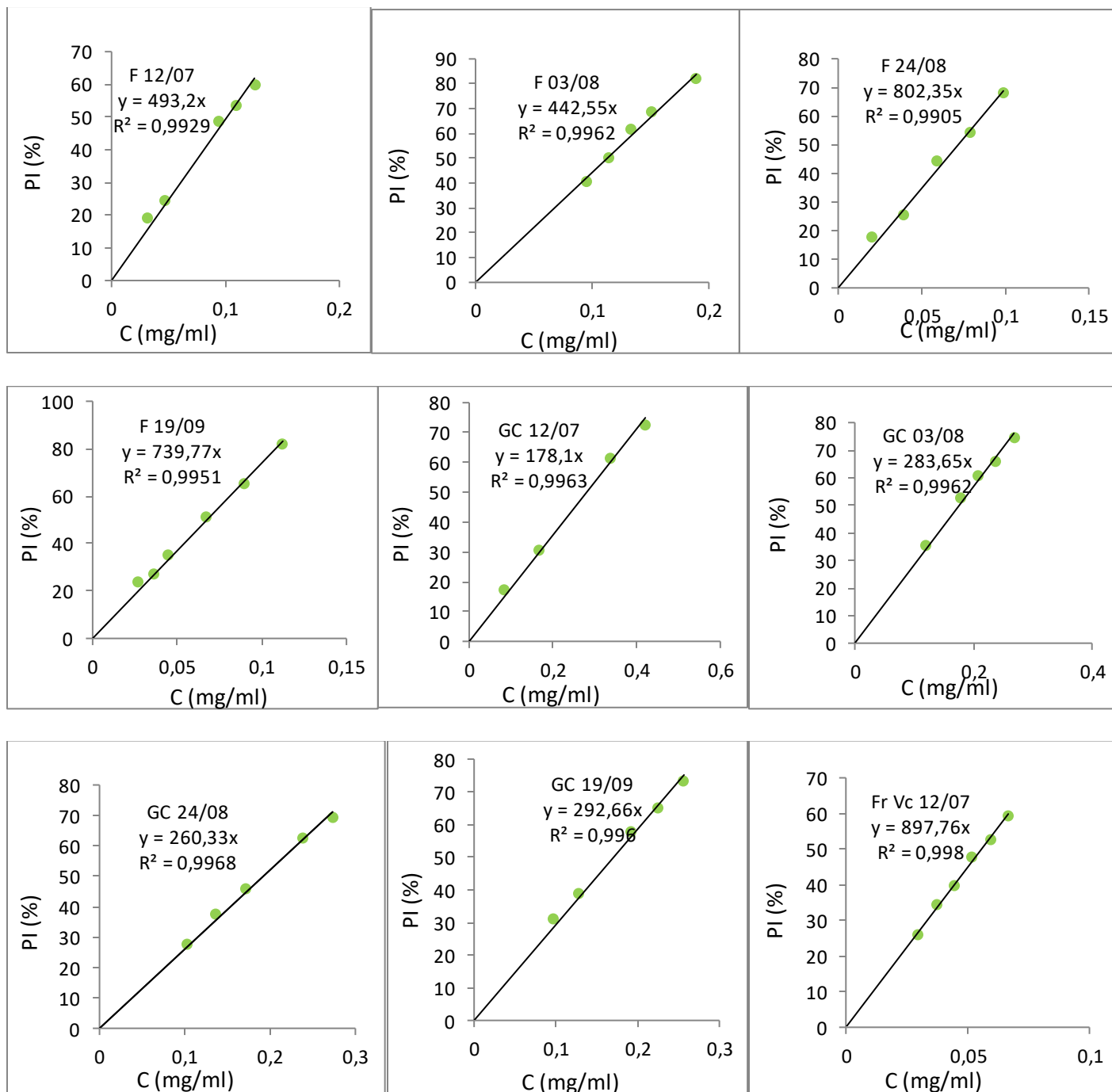
Conditions Chromatographiques pour esters méthyliques des huiles

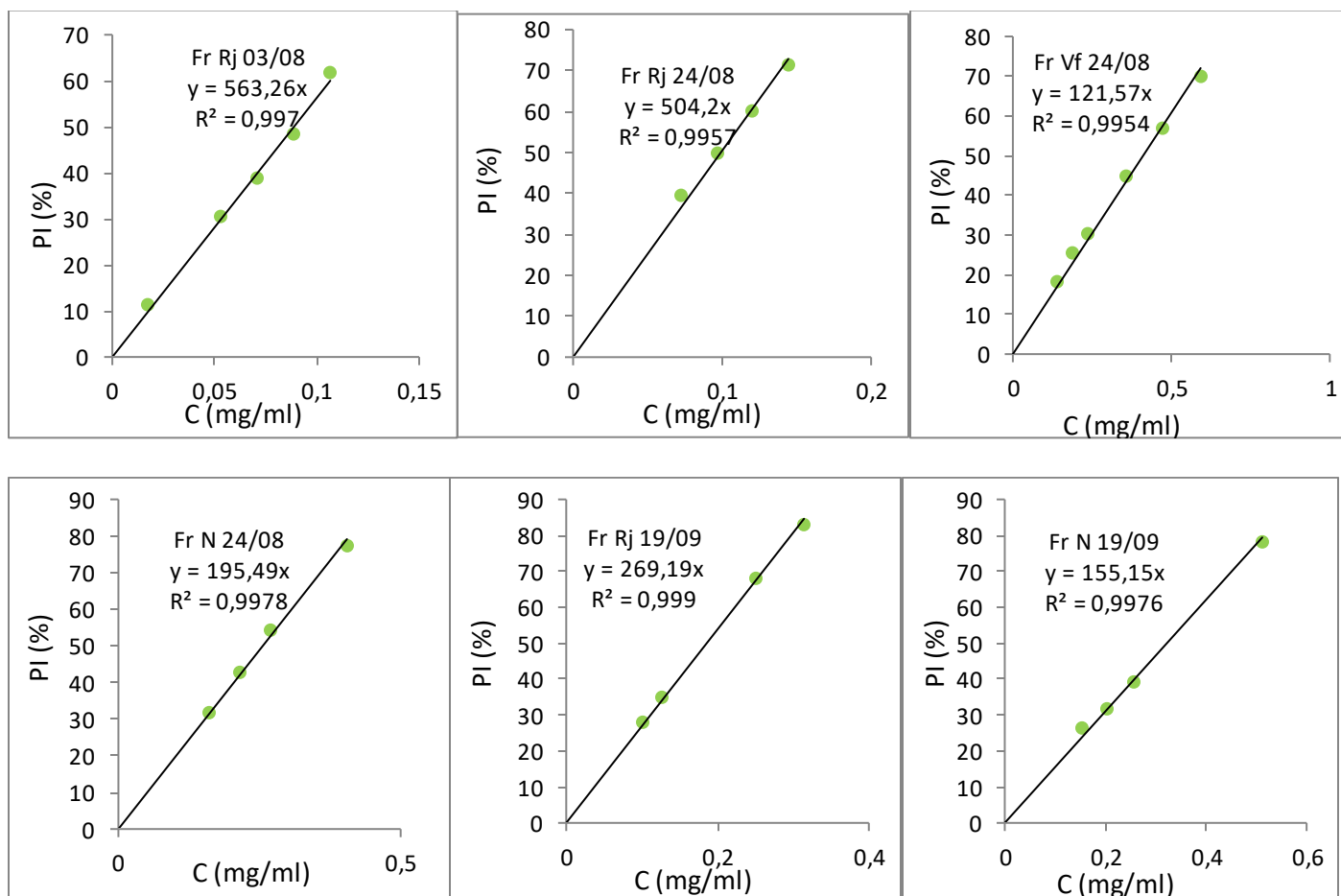
Chromatographe	Chrompack CP 9002
Détecteur	FID
Injecteur	SPLIT 1/100
Gaz vecteur	Azote
Colonne Capillaire	Cp Sil 8 CB (5%Phenyl+ 95%dimethylpolysiloxane)
Longueur	30 m
Diamètre intérieur	0,32 mm *0.25 UM
Epaisseur	0,25 µm
Température de l'injecteur	250°C
Température du détecteur	250°C
Température du Four	Isotherme 250C°
Quantité injectée	0.8ul
Vitesse du papier	0.5 cm/ mn



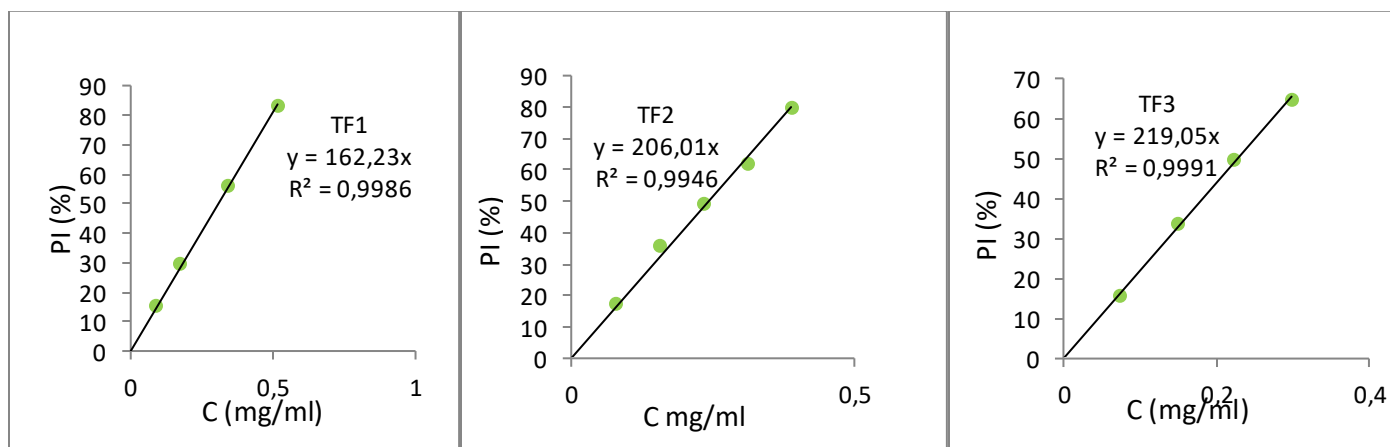
Annexe 3

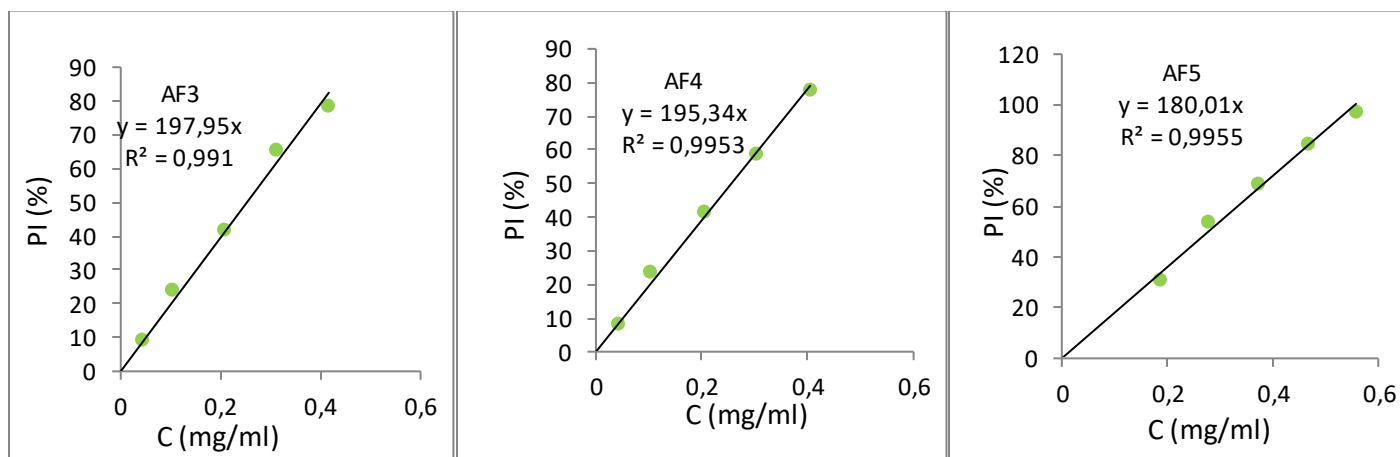
Les courbes de pouvoir antioxydant de toutes les échantillons de extraits lipidiques durant les stades phénologiques appartenant de la collecte de l'année 2017 selon le test DPPH .



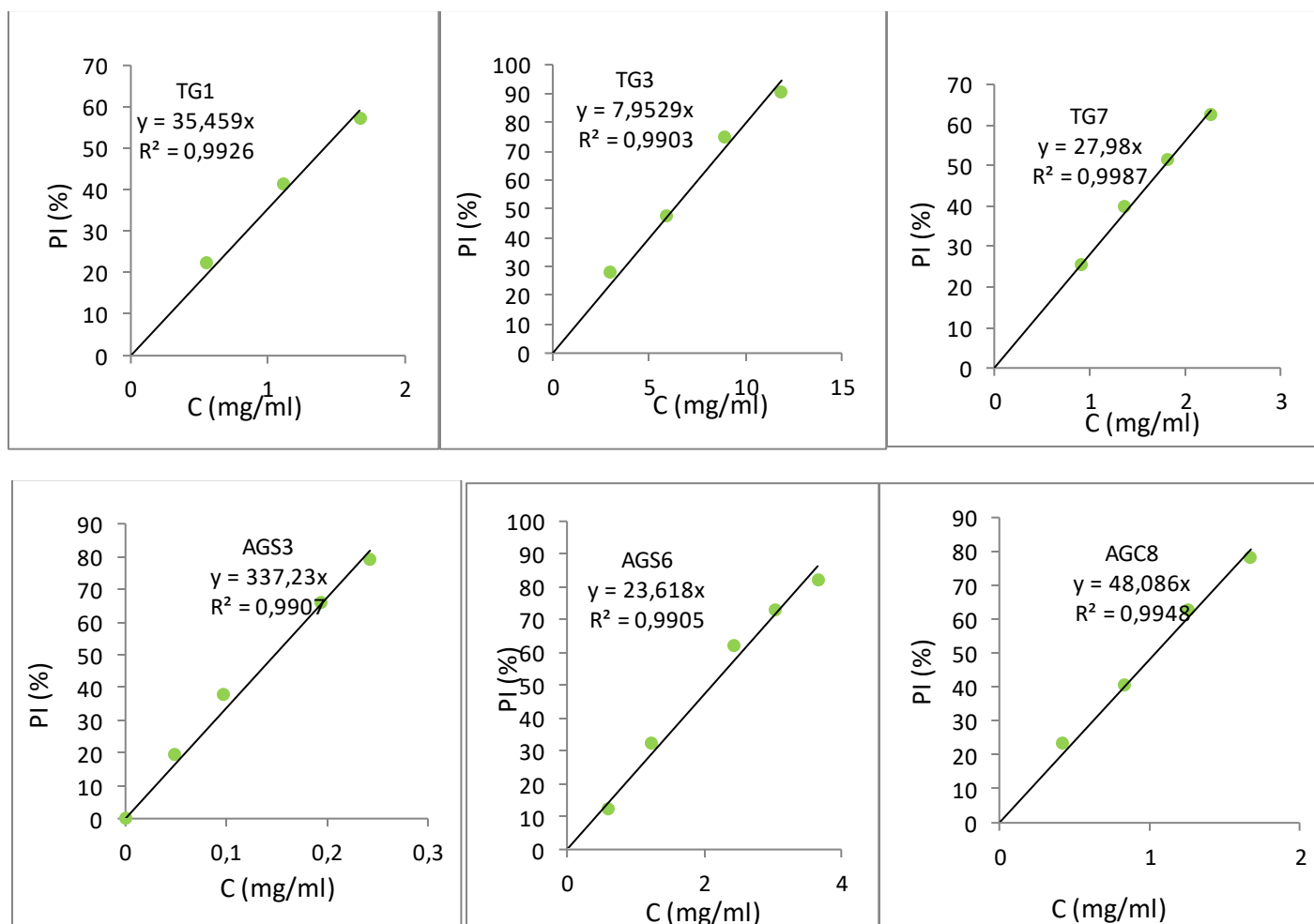


Les courbes de pouvoir antioxydant de quelques échantillons des extraits lipidiques des feuilles appartenant de la deuxième collecte 2018 des deux régions de Tilghemt et Aflou selon le test DPPH :



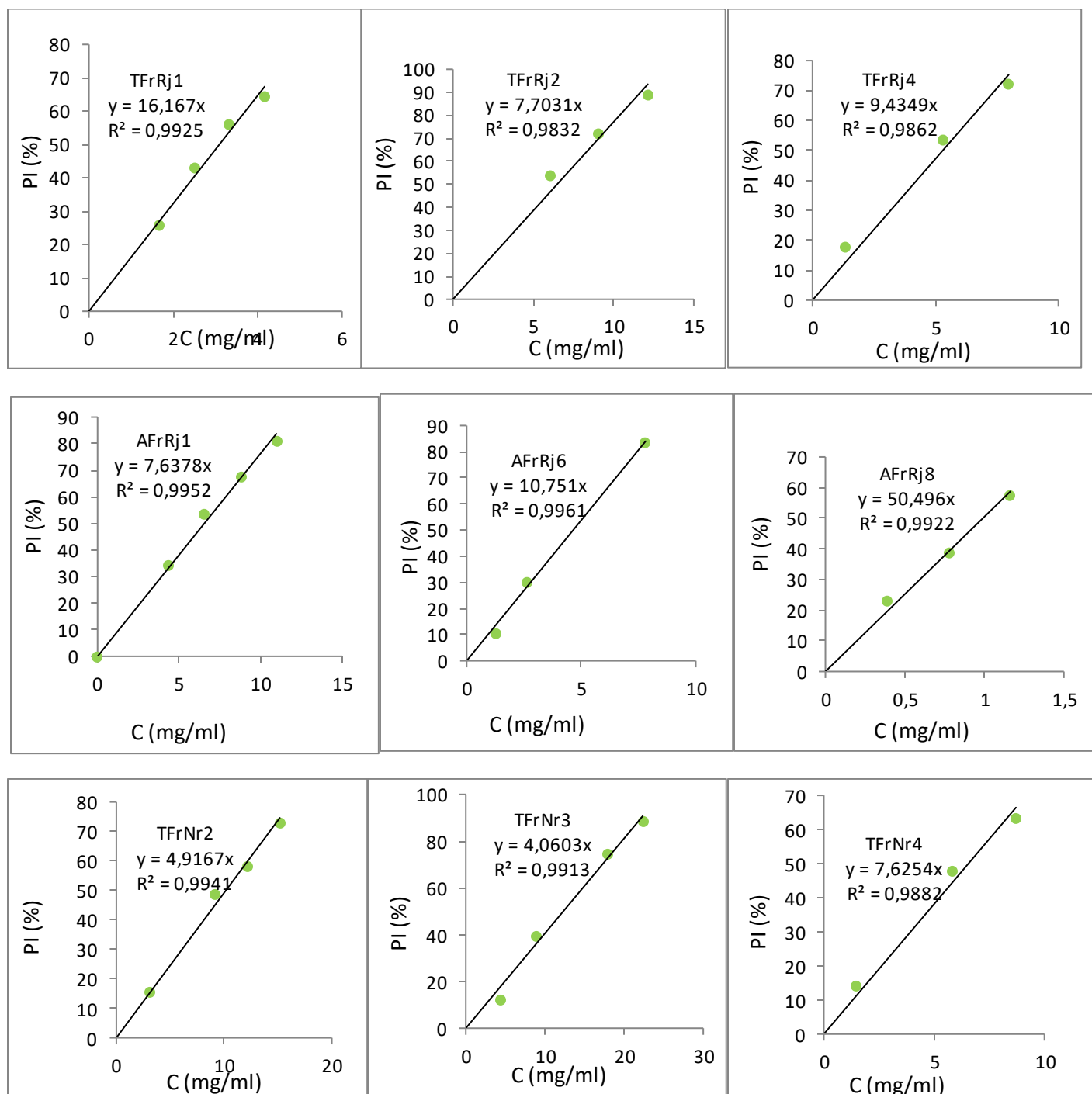


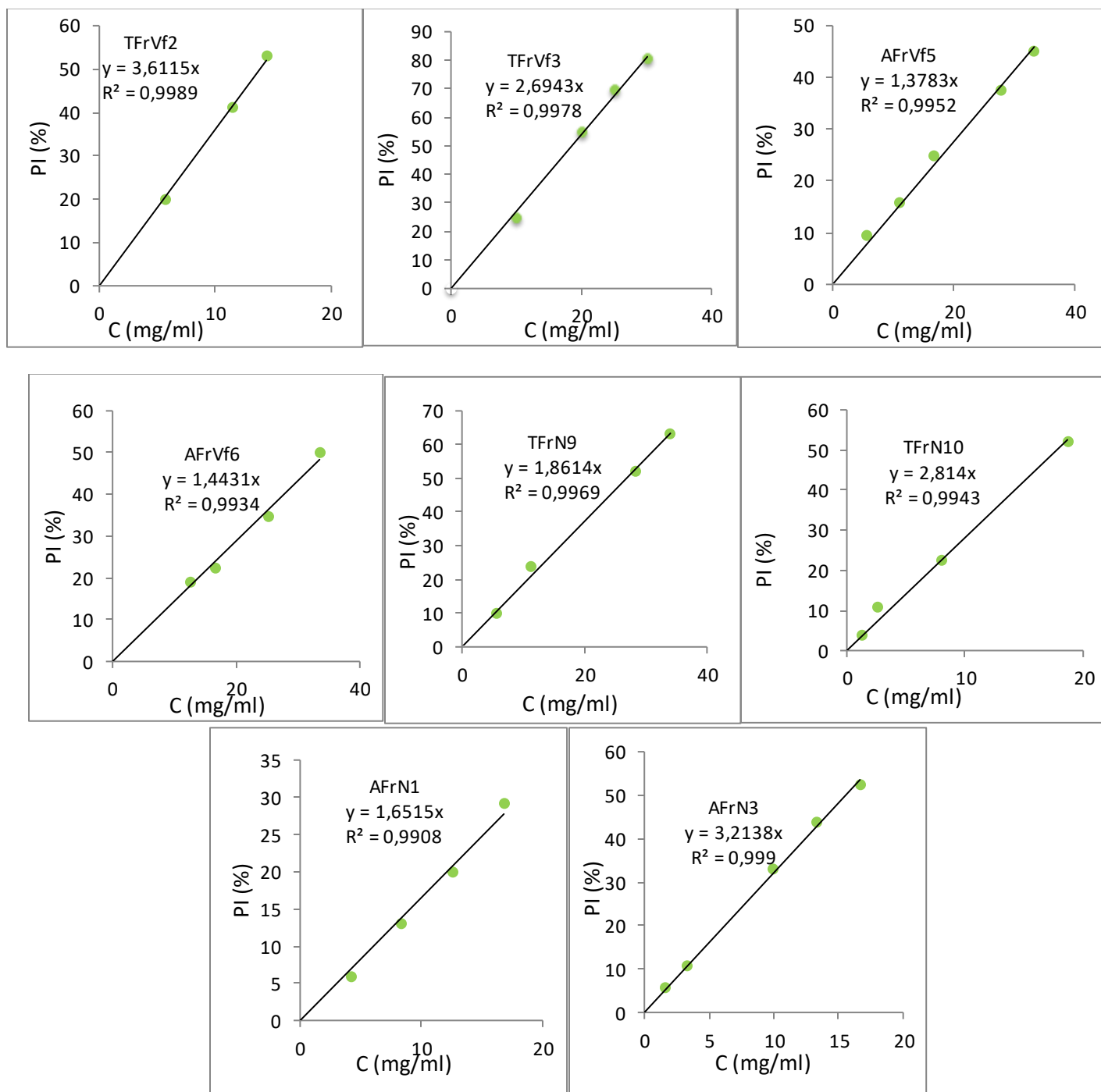
Les courbes de pouvoir antioxydant de quelques échantillons de extraits lipidiques des galls appartenant de la deuxième collecte 2018 des deux régions de Tilghemt et Aflou selon le test DPPH :





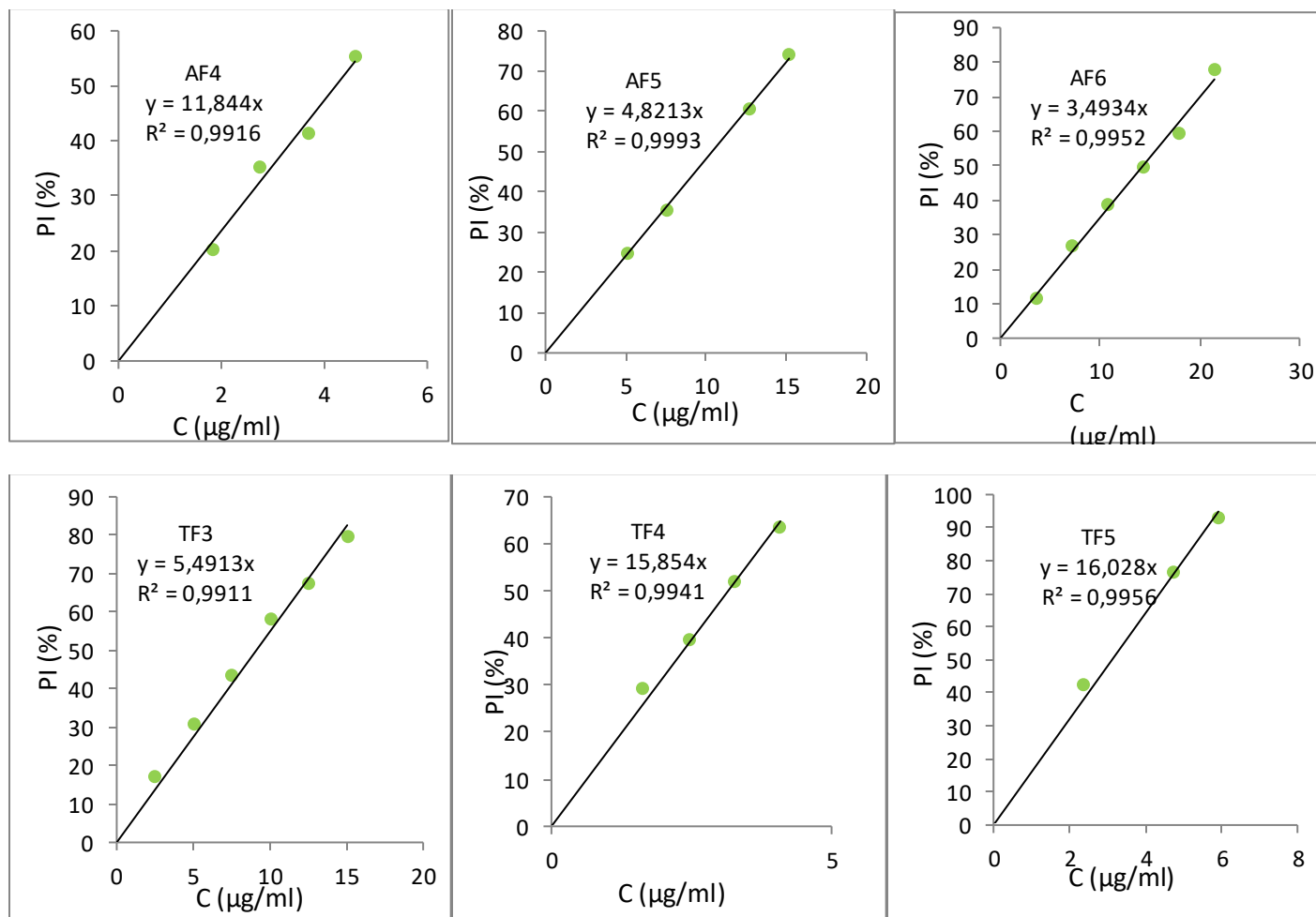
Les courbes de pouvoir antioxydant de quelques échantillons de extraits lipidiques des fruits de différents degrés de maturation appartenant de la deuxième collecte 2018 des deux régions de Tilghemt et Aflou selon le test DPPH :





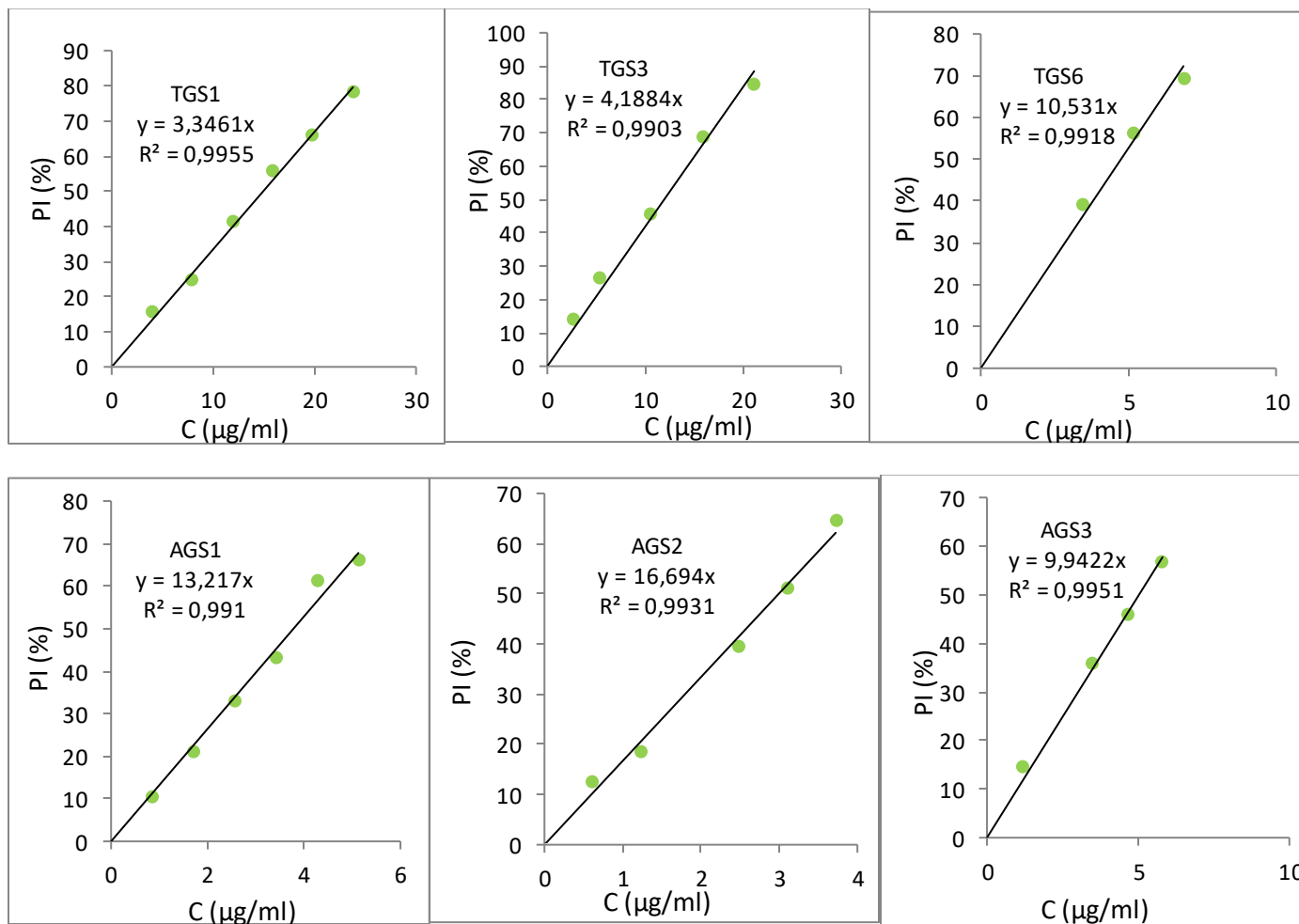


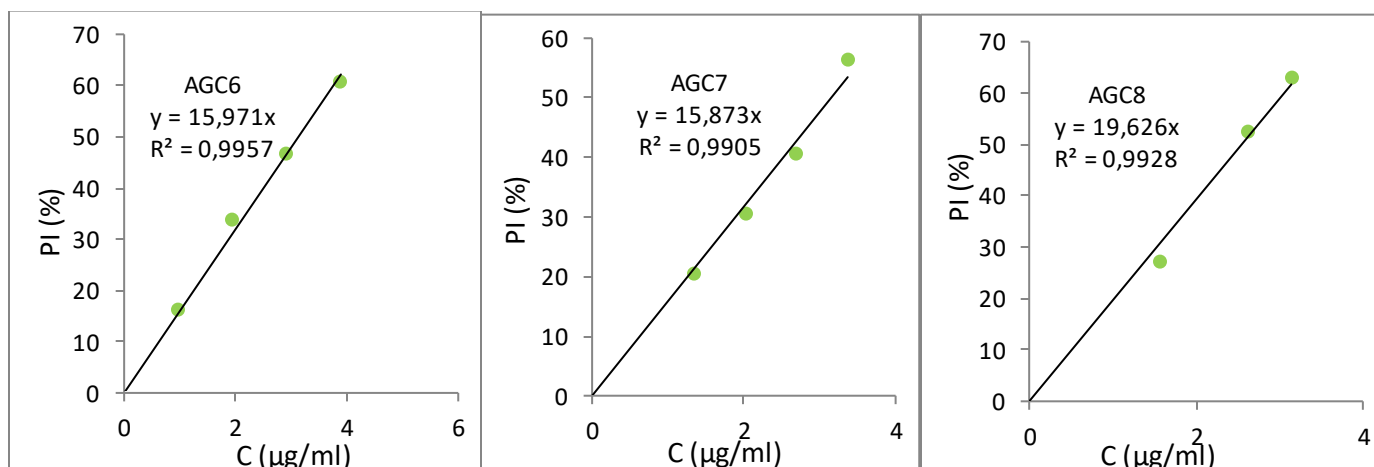
Les courbes de la capacité antioxydante de quelques extraits phénoliques des feuilles de *P. atlantica* Desf. appartenant de la deuxième collecte 2018 des deux régions de Tilghemt et Aflou selon le test DPPH :



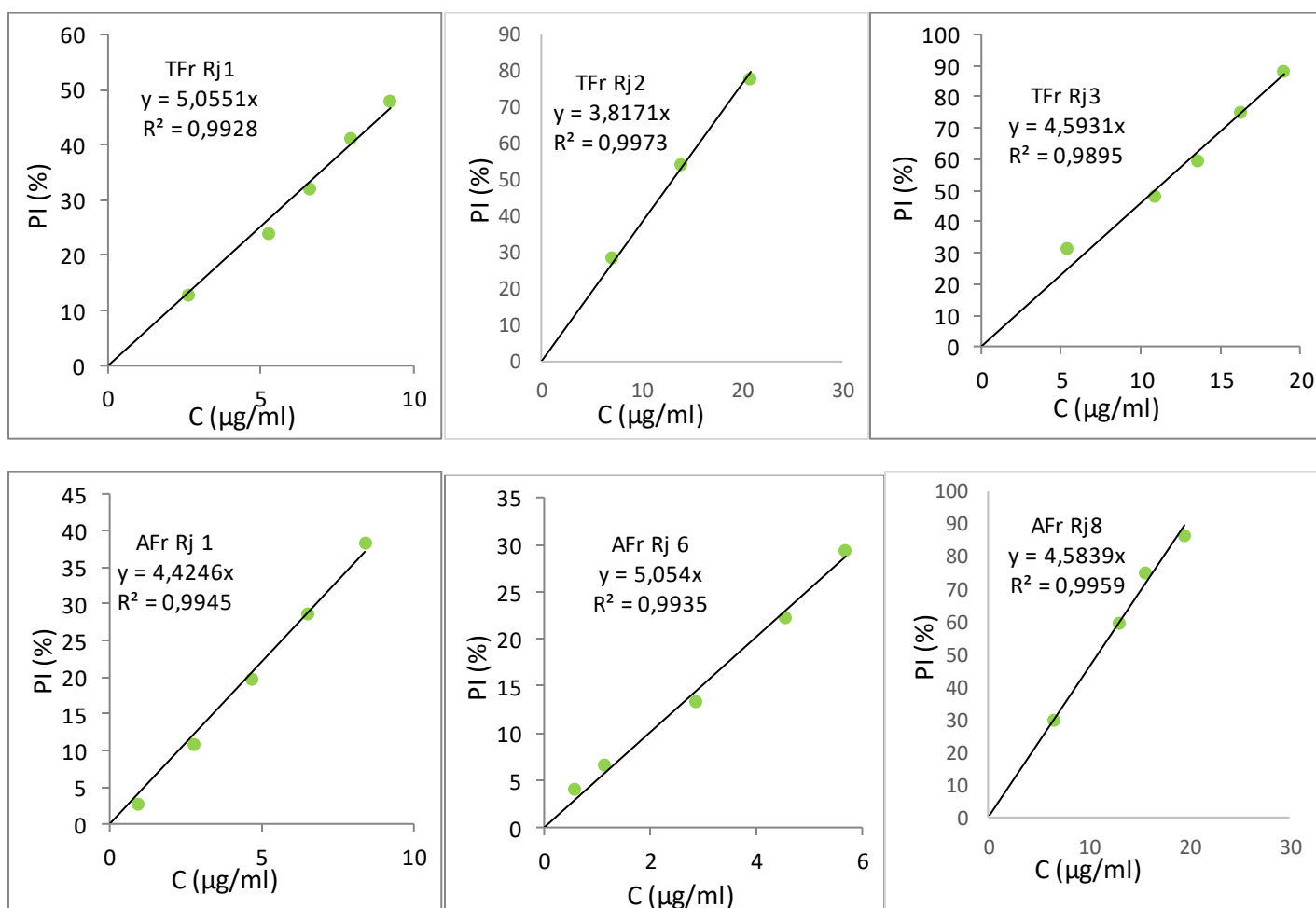


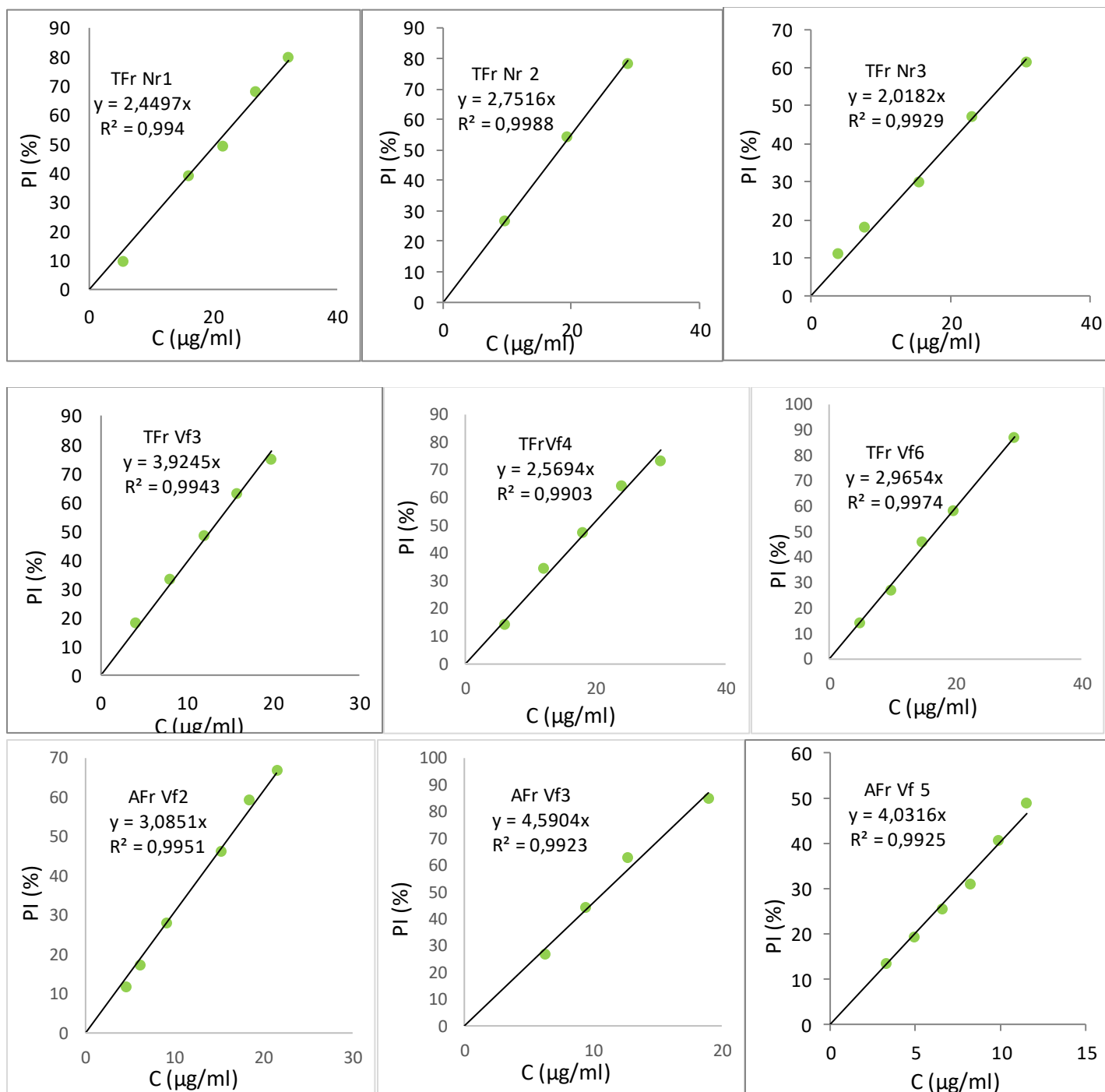
Les courbes de la capacité antioxydante de quelques échantillons des extraits phénoliques des galls de *P. atlantica* Desf appartenant de la deuxième collecte 2018 des deux régions de Tilghemt et Aflou selon le test DPPH :

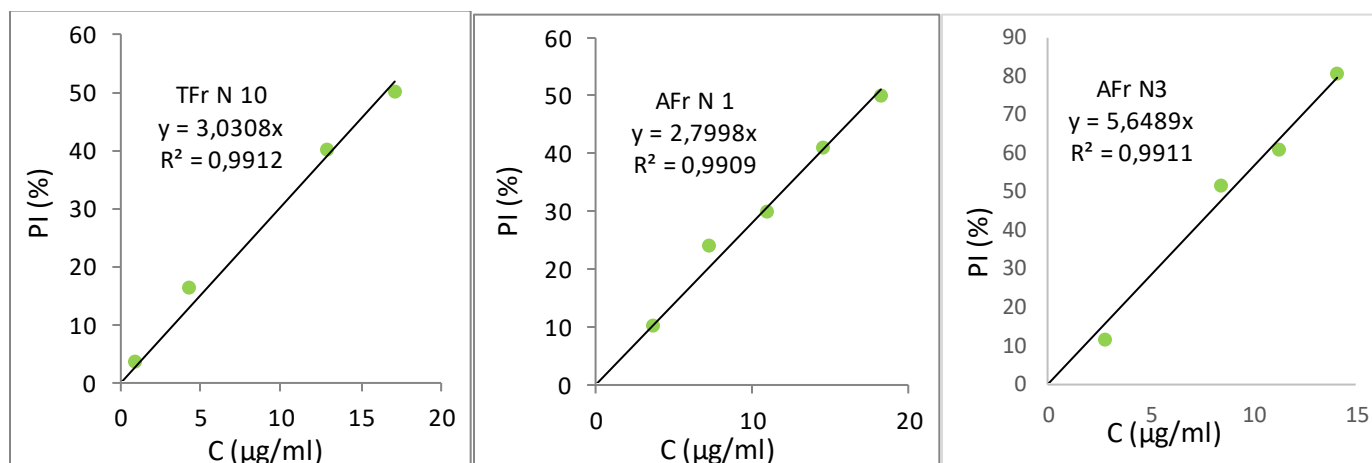




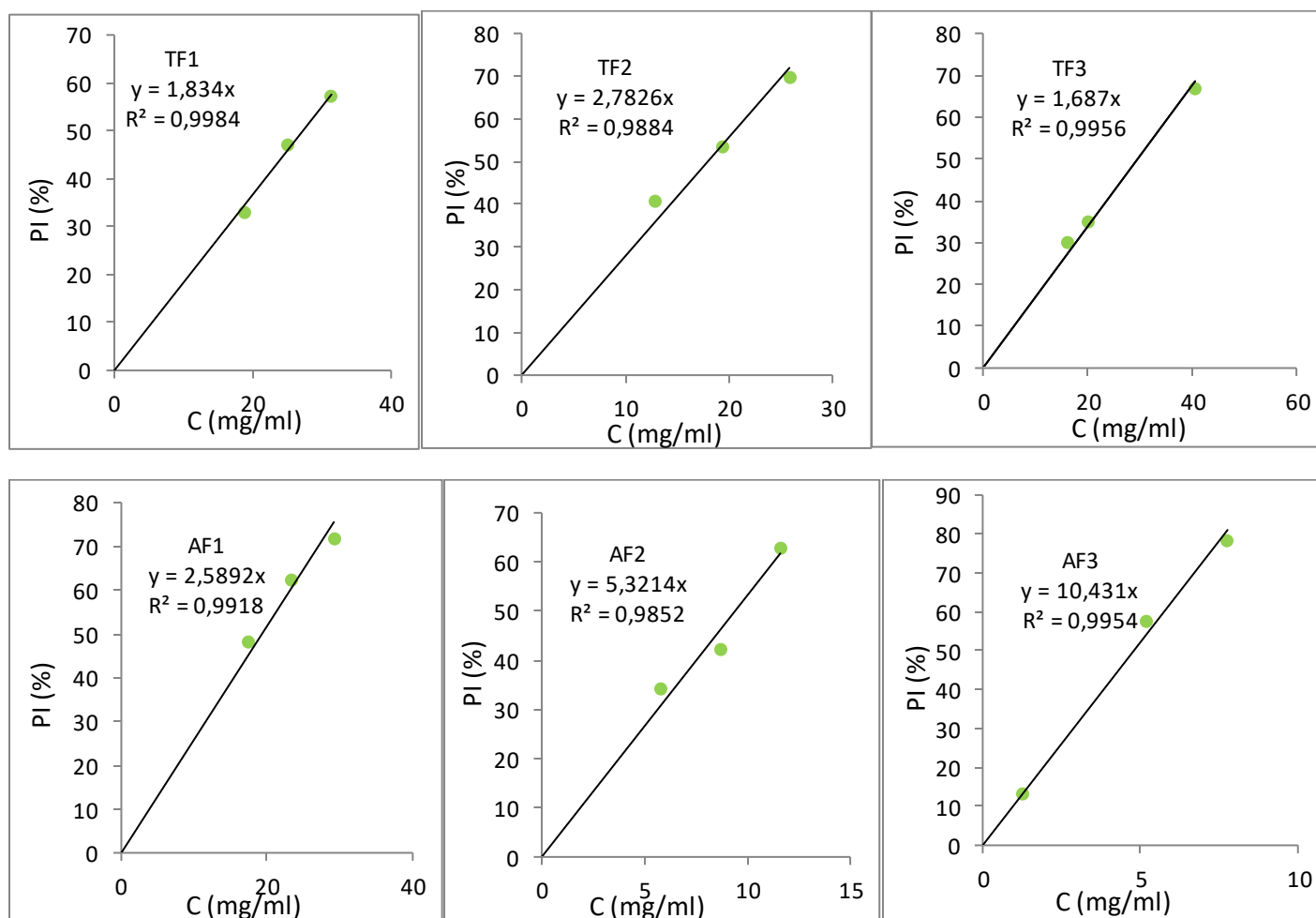
Les courbes de la capacité antioxydante de quelques échantillons de extraits phénoliques des fruits à différents degrés de maturation de *P. atlantica* Desf appartenant de la deuxième collecte 2018 des deux régions de Tilghemt et Aflou selon le test DPPH :





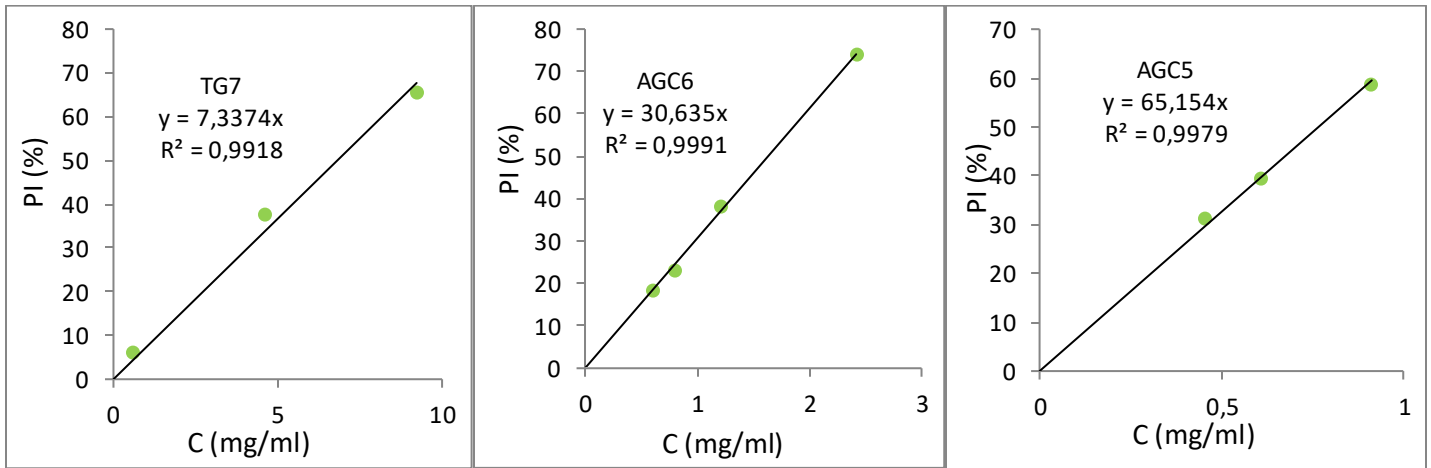


Les courbes de pouvoir inhibiteur de quelques extraits phénoliques des feuilles sur l' α -amylase :





Les courbes de pouvoir inhibiteur de quelques extraits phénoliques des galls sur l' α -amylase :



Valorisation des travaux scientifiques

Publications internationales

1-Total Tocopherols, Carotenoids, and Fatty Acids Content Variation of *Pistacia atlantica* from Different Organs' Crude Oils and Their Antioxidant Activity during Development Stages.

Authors: Manel Chelghoum, Hamid Guenane , Mohamed Harrat, Mohamed Yousfi.

Journal: Chemistry and Biodiversity.

Date de publication: 17 Juin 2020.

doi: <https://doi.org/10.1002/cbdv.202000117>.

2- Influence of altitude, temperature, and precipitation on the phytoconstituants, antioxidant, and α -amylase inhibitory activities of *Pistacia atlantica*

Authors: Manel Chelghoum, Hamid Guenane , Djillali Tahri, Imane Laggoun, Fatima Zohra Marfoua, Fatima Zohra Rahmani, Fairouz Khenifer, Mohamed Yousfi.

Journal: Journal of Food Measurement and Characterization.

Date de publication : 19 juin 2021.

doi : <https://doi.org/10.1007/s11694-021-01006-5>.

Communications internationales

The Third International Symposium (Medicinal Plants and Materials MPM-2020) organized in University of Larbi Tebessi- Tebessa (Algeria) on February 25 to 27, 2020.

Poster communication presentation entitled: Total tocopherols and carotenoids composition of *Pistacia atlantica* Desf. leaves crude oils and their antioxidant activity from two different region in Laghouat –Algeria.

Authors: Chelghoum manel., Guenane Hamid., Hefied Fatiha., Yousfi Mohamed.

Communications nationales

The First National Seminar of Bioactive Molecules (Valorisation of Medicinal plants to fight Cell Damage) organized in University of Larbi Ben M'hidi-Oum Elbouaghi on November 18 to 19th 2019.

-Oral communication presentation entitled: Chemical composition and antioxidant activity of *Pistacia atlantica* Desf leaves phenolics extracts from two different regions.

Authors: Chelghoum Manel., Guenane Hamid., Yousfi Mohamed

-Poster communication entitled: Influence of maturation degree on composition of total phenols, Flavonoids and antioxidant activity of phenolics extracts from *Pistacia atlantica* Desf. fruits.

Authors: Chelghoum Manel., Guenane Hamid., Tahri Djillali., Yousfi Mohamed.

The First National Seminar of Nutrition and Health (The research in the service of the nutrition and health) Held at Hassiba Benbouali University of Chlef, from 16-17 December 2019.

Poster communication presentation entitled: Phytochemical content, antioxidant and α -amylase inhibitory activities of *Pistacia atlantica* Desf. leaves phenolics extracts from two different regions in Laghouat –Algeria.

Authors: Chelghoum Manel., Guenane Hamid., Yousfi Mohamed.