

REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEUR ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE



**UNIVERSITE FRERES MENTOURI CONSTANTINE 1
(UFMC1)**



**INSTITUT DE LA NUTRITION, DE L'ALIMENTATION
ET DES TECHNOLOGIES AGRO-ALIMENTAIRES
(I.N.A.T.A.A.)**

N° d'ordre : 32/DS/2020

N° de série : 01/INA/2020

Thèse de Doctorat en Sciences
Spécialité : Sciences Alimentaires

Présentée par :

Nassim ZOUAOUI

**Effet du pâturage à base de plantes aromatiques
et médicinales sur le profil volatil de la viande
de chèvre**

Soutenue le : 30 / 06 / 2020

Devant le Jury composé de :

Président(e) :	Karima KHARROUB	Prof.	Université Frères Mentouri Constantine 1
Rapporteur :	Malika BARKAT	Prof.	Université Frères Mentouri Constantine 1
Examineurs :	Belgacem DJABRI	Prof.	Université de Tébessa
	Mouloud GHADBANE	MCA	Université de M'sila
	Fouad MENACEUR	MCA	Université de Tébessa
	Yassine BENCHIKH	MCA	Université Frères Mentouri Constantine 1

Année universitaire 2019-2020

Remerciements

*Tout d'abord, je tiens à remercier **Allah**, Le Tout Puissant et Le Miséricordieux, de m'avoir donné la santé, la volonté et la patience pour le bon aboutissement de ma thèse de Doctorat.*

*C'est avec un grand honneur et un grand plaisir que je remercie mon enseignante et directrice de thèse, Madame **Malika BARKAT**, Professeur à l'INATAA et Chef de Département de Biotechnologie, car c'est grâce à elle que j'ai obtenu et réalisé ce travail humble. Aussi pour son esprit scientifique, ses précieux conseils et ses encouragements. Je vous exprime mon respect ma profonde gratitude.*

*J'exprime aussi mes vifs remerciements à mon enseignante Pr. **Karima KHARROUB**, INATAA, Université Frères Mentouri Constantine 1, pour m'avoir fait l'honneur d'accepter de présider le jury de soutenance de cette thèse et à messieurs les membres du jury qui ont bien voulu prendre sur leur temps et évaluer ce travail. Je cite :*

- ***Pr. Belgacem DJABRI**, Université Larbi Tébessi, Tébessa ;*
- ***Dr. Mouloud GHADBANE**, Université Mohamed Boudiaf, M'sila ;*
- ***Dr. Fouad MENACEUR**, Université Larbi Tébessi, Tébessa ;*
- ***Dr. Yassine BENCHIKH**, Université Frères Mentouri Constantine 1, Constantine.*

*Je tiens à remercier chaleureusement **Dr. Theofilos MASSOURAS**, département des sciences alimentaires et de la nutrition humaine, laboratoire de science et technologie laitières, Université agricole d'Athènes, Grèce, qui m'ont donné l'opportunité de réaliser les analyses des composés organiques volatils des plantes dans son laboratoire.*

*Ma gratitude va aussi aux Monsieur **Ali BOUGUERRA** et Madame **BOUGUERRA**, laboratoire de recherche Biotechnologie et Qualité des Aliments (BIOQUAL), INATAA, Université Frères Mentouri Constantine 1, pour leur aide de réaliser le profil volatils de la viande de chèvre.*

*Je tiens également à témoigner aussi ma profonde gratitude aux collègues de centre de recherche en biotechnologie, Constantine, en particulier **Chawki BENSOUICI**, Saâd*

MEBREK et Lynda GALI, pour leur aide pour la réalisation des dosages des composés phénoliques et l'activité anti-radicalaire des plantes.

*Un grand merci s'adresse à messieurs **Dr. Haroun CHENCHOUNI** pour son aide dans la réalisation de l'analyse statistique des données de la Thèse.*

*Un grand merci s'adresse aux madame **Dr. Sihem DJELLAB** et **Amel MACHEROUM** pour leur aide dans l'identification des plantes aromatiques et médicinales.*

*Je tiens également à adresser toute ma reconnaissance à monsieur **Larbi HACHINI, Ami Ahmed, Abderrahmane Aksa, Abdessalem BOUDOUH, Toufik AGOUDJIL** et **Badreddine BEKHOUCHE** pour leur aide dans la réalisation sur terrain de l'enquête de chapitre 2.*

Je remercie du fond de mon cœur, mes parents, mon épouse, mes frères et mes sœurs qui m'ont soutenu, encouragé et motivé pour le bon aboutissement de cette thèse.

C'est un devoir d'exprimer mes remerciements et reconnaissances à travers cette thèse à tous ceux qui par leurs aides, encouragements et leurs critiques ont facilité, de près ou de loin, à l'élaboration et à la réalisation de ce modeste travail.

Dédicace

*A cœur vaillant rien d'impossible.....
A conscience tranquille tout est accessible.....
Malgré les obstacles qui s'opposent.....
En dépit des difficultés qui s'interposent.....
Les études sont avant tout.....*

*Toutes les lettres ne sauraient trouver les mots qu'il faut....
Tous les mots ne sauraient exprimer la gratitude, l'amour, le respect, la reconnaissance....
Aussi, c'est tout simplement que.....*

Je dédie cette thèse :

***A ma chère mère,
A mon cher père,***

Qui n'ont jamais cessé, de formuler des prières à mon égard, de me soutenir et de m'épauler pour que je puisse atteindre mes objectifs.

Vraiment, vous êtes et avez été toujours présents pour me soutenir dans les bons comme les mauvais moments. Merci d'avoir tout fait pour que j'en sois arrivée là aujourd'hui.

Sans vous, je ne suis rien, mais grâce à toi je deviens docteur.

Des mots ne pourront jamais exprimer la profondeur de mon respect, ma considération, ma reconnaissance et mon amour éternel.

A mes chers beaux parents

Parce qu'il est impossible de trouver les mots qui peuvent exprimer mon amour, et ma reconnaissance pour vous.

Vous restez pour moi le symbole d'un amour original et d'une parenté idéale.

J'espère toujours être à la hauteur de ce que vous attendez de moi, et ne jamais vous décevoir.

A ma chère épouse

A la fleur de ma vie.

Tu m'as toujours soutenu, compris et réconforté tu es et restera toujours ma source d'inspiration.

Merci pour ta tendresse, ton attention, ta patience et tes encouragements.

Puisse Dieu nous préserver du mal, nous combler de santé, de bonheur et nous procurer une longue vie pour le service de Dieu....

A mes frères, mes beaux-frères et Ceux qui ont partagé avec moi tous les moments d'émotion lors de la réalisation de ce travail. Ils m'ont chaleureusement supporté et encouragé tout au long de mon parcours.

A ma famille, mes proches et à ceux qui me donnent de l'amour et de la vivacité.

A tous mes amis qui m'ont toujours encouragé, et à qui je souhaite plus de succès.

Merci !

Table des matières

Liste des abréviations	I
Liste des figures	II
Liste des tableaux	V
Introduction générale	1
Chapitre 1. Revue bibliographique	
1. Concept de plantes aromatiques et médicinales (PAM).....	5
2. Composés organiques volatils des plantes	6
2.1. Généralités	6
2.2.2. Biosynthèse	6
2.2.1. Terpénoïdes et terpènes	7
2.2.2. Dérivés aromatiques : phénylpropanoïdes et benzénoïdes	9
2.2.3. Acides gras et leurs dérivés	10
2.2.4. Dérivés d'acides aminés	12
2.3. Classification	13
2.3.1. Terpénoïdes et terpènes	14
2.3.2. Dérivés aromatiques : phénylpropanoïdes et benzénoïdes	17
2.3.3. Acides gras et leurs dérivés	18
2.3.4. Dérivés d'acides aminés	18
2.4. Fonctions des composés organiques volatils des plantes	18
2.4.1. Dans la reproduction des plantes	18
2.4.2. Dans la défense des plantes	20
2.5. Méthodes d'extraction, d'analyse et de caractérisation	20
2.5.1. Méthodes d'extraction	20
2.5.2. Méthodes d'analyse et de caractérisation	21
3. Composés phénoliques	22
3.1. Généralités	22
3.2. Classification	22
3.2.1. Flavonoïdes	23
3.2.2. Non-Flavonoïdes	28
3.3. Biosynthèse	31
3.4. Biodisponibilité	31
3.5. Propriétés biologiques	34
3.5.1. Activité antioxydante	34
3.5.2. Activité microbienne	36
3.5.3. Activité thérapeutique	36
3.6. Méthodes d'extraction, de caractérisation et de quantification	37
3.6.1. Méthodes d'extraction	37
3.6.2. Méthodes de quantification et de caractérisation	37
4. Viande caprine	38
4.1. Principales caractéristiques	38
4.2. Viande caprine et apport nutritionnel	38
4.3. Profil volatil et facteurs influençant la composition en composés organiques volatils de la viande.....	40
4.4. Synthèse des travaux sur l'amélioration de la qualité de la viande par le biais de l'alimentation.....	42
Chapitre 2. Enquête ethno-vétérinaire sur les plantes aromatiques et médicinales pâturées par les chèvres dans le Nord de Biskra	
Introduction	44
1. Méthodologie	46
1.1. Objectifs de l'enquête	46

1.2.	Zone ciblée	46
1.3	Pré-enquête	47
1.4.	Description du questionnaire définitif	47
1.5.	Déroulement de l'enquête	49
1.6.	Contraintes rencontrées	49
1.7.	Traitement des données collectées	49
2.	Résultats.....	50
2.1.	Identification et renseignements personnels	50
2.2.	Renseignements sur la connaissance de la viande de chèvre	52
2.2.1.	Connaissance de la viande caprine de bonne qualité	52
2.2.2.	Critères cités pour la connaissance de la viande caprine de bonne qualité	52
2.2.3.	Facilité d'identification ou non de l'origine de la viande caprine	53
2.2.4.	Critères cités pour l'identification de l'origine de la viande caprine	53
2.2.5.	Principales caractéristiques de la viande caprine	54
2.2.6.	Facteurs influençant la production de la viande caprine	54
2.2.7.	Facteurs influençant la qualité de la viande caprine	55
2.3.	Renseignements sur les plantes aromatiques et médicinales (PAM) pâturées par les chèvres	56
2.3.1	Identification des PAM pâturées par les chèvres	56
2.3.2	Plantes aromatiques et médicinales les plus abondantes dans la zone ciblée	56
2.3.3	Plantes aromatiques et médicinales recherchées par les chèvres pendant le pâturage	57
2.3.4	Plantes aromatiques et médicinales les plus abondantes et les plus pâturées par les chèvres	58
2.3.5	Durée de pâturage (heures/jour/saison)	59
2.3.6.	Complément au pâturage	59
2.4.	Renseignements sur la consommation de la viande de caprine	61
2.4.1.	Consommation de la viande caprine	61
2.4.2.	Mode de consommation de la viande caprine	61
2.4.3.	Préférence de consommation de la viande caprine issue d'un pâturage à base de PAM.....	62
2.4.4.	Raisons évoquées pour la consommation de la viande issue d'un pâturage à base de PAM.....	62
2.5.	Renseignements sur l'élevage des chèvres	63
2.5.1.	Élevage des chèvres	63
2.5.2.	Nombre de têtes caprines élevées	63
2.5.3.	Nombre de races caprines élevées	64
2.5.4.	Principales caractéristiques des races caprines élevées	65
3.	Discussion.....	66
	Conclusion	70
Chapitre 3.	Composés organiques volatils, composés polyphénoliques et activité antiradicalaire des extraits des plantes aromatiques et médicinales sélectionnées	
	Introduction	71
1.	Matériel et méthodes.....	72
1.1.	Espèces de PAM sélectionnées	72
1.2.	Composés organiques volatils (COV) des espèces de plantes aromatiques et médicinales (PAM) sélectionnées.....	74
1.2.1.	Extraction des composés organiques volatils.....	74
1.2.2.	Identification des composés organiques volatils	74
1.3.	Polyphénols totaux (PT), flavonoïdes totaux (FT) et activité antiradicalaire (AA).....	75

1.3.1.	Extraction et dosage des polyphénols totaux (PT) et des flavonoïdes totaux (FT).....	75
1.3.2.	Evaluation de l'activité antiradicalaire (AA) des extraits des espèces de PAM sélectionnées.....	76
1.4.	Analyse statistique	79
2.	Résultats.....	80
2.1.	Résultats des composés organiques volatils des espèces de PAM sélectionnées...	80
2.1.1.	Caractérisation des COV des espèces de PAM sélectionnées	80
2.1.2.	Variation des COV entre les espèces de PAM étudiées.....	84
2.1.3.	Similarité des COV entre les espèces de PAM étudiées	84
2.1.4.	Modèles de répartition des COV caractéristiques des espèces de PAM étudiées...	86
2.2.	Résultats des polyphénols totaux (PT), flavonoïdes totaux (FT) et activité antiradicalaire (AA).....	87
2.2.1.	Teneurs moyennes en polyphénols totaux (PT) et en flavonoïdes totaux (FT)...	87
2.2.2.	Activité antiradicalaire (AA)	89
2.2.3.	Corrélations entre les teneurs moyennes en polyphénols totaux, flavonoïdes totaux et l'activité antiradicalaire.....	94
2.3.	Discussion	95
	Conclusion	101
Chapitre 4.	Composés organiques volatils (COVs) de la viande de chèvres	
	Introduction	102
1	Matériel et méthodes	103
1.1.	Matériel biologique	103
1.2.	Méthodes	105
1.2.1.	Extraction et identification des COVs	105
1.2.1.1.	Extraction des COVs par la méthode HS-SPME	105
1.2.1.2.	Identification des COVs par CG-SM	106
1.3.	Analyse statistique	107
2.	Résultats	108
2.1.	Profil des COVs des viandes	108
2.1.1.	Identification des COVs des viandes analysées	108
2.1.2.	Etude de la variabilité des COVs entre les viandes de deux groupes de chèvres..	111
2.1.2.1	Variation des pourcentages des COVs dans les viandes selon le type d'aliments..	111
2.1.2.2	Variation des occurrences des COVs dans les viandes selon le type d'aliments...	111
2.2.	Modèles de répartition des COVs caractéristiques des viandes analysées.....	111
2.3.	Recherche de corrélations pour les COVs entre les PAM et les viandes analysées	113
2.4.	Similarité pour les COVs entre les PAM et les viandes de chèvres analysées...	114
3.	Discussions	115
	Conclusion	116
	Conclusion générale	117
	Références bibliographiques	119
	Annexes	i-xxi
	Résumés	

Liste des abréviations

AA	:	Activité Antiradicalaire
AAT	:	Alcools Acyltransférases
ABTS	:	2,2'-Azino-Bis (3-Ethylbenzothiazoline-6-Sulphonique)
ADH	:	Alcool Déshydrogénase
AFC	:	Analyse Factorielle Des Correspondances
ALC	:	Acide Linoléique Conjugué
AOS	:	Allène Oxide Synthase
BHA	:	HydroxyAnisole Butylé
CAH	:	Classification Ascendante Hiérarchique
CBG	:	B-Glucosidase Cytosolique
CM	:	Moyens Carrés
COMT	:	Catécho-O-Méthyletransférase
COV	:	Composés Organiques Volatils
CUPRAC	:	<i>Cupric Ion Reducing Antioxidant Capacity</i>
DDL	:	Degrés De Liberté
DMAPP	:	Diméthylallyl-Pyrophosphate
DOXP	:	1-Désoxy-D-Xylulose 5-Phosphate
DPPH	:	2,2-Diphenyl-1-Picrylhydrazyle (A,A-Diphenyl-B -Picrylhydrazyle)
DXP	:	1-Désoxy-D-Xylulose-5-Phosphate
FPP	:	Farnésyl Diphosphate
FT	:	Flavonoïdes Totaux
GAP	:	D-Glucéraldéhyde
GGPP	:	Diphosphate De Géranylgeranyl
GPP	:	Géranyle Diphosphate
HPL	:	Hydroperoxyde Lyase
IDI	:	Isopentényl Diphosphate Isomèrase
IPP	:	Isopentényl-Pyrophosphate
LOX	:	Lipoxygénases
LPH	:	Lactase Phloridzine Hydrolase
MEP	:	2-C-Méthyl-D-Erythritol-4-Phosphate
MVA	:	Mévalonate
PAL	:	L-Phénylalanine Ammonia-Lyase
PAM	:	Plantes Aromatiques et Médicinales
Phe	:	Phénylalanine
PPP	:	Pentose Phosphate
PT	:	Polyphénols Totaux
Pyr	:	Pyruvate
SCE	:	Somme Des Carrés Des Ecart
SULT	:	Sulfotransférases
TR	:	Temps De Rétention

Liste des figures

Figure 01.	Voies métaboliques conduisant à la biosynthèse de divers composés organiques volatils chez les plantes (Dudareva <i>et al.</i> , 2006).....	7
Figure 02.	Biosynthèse des terpénoïdes et terpènes (Dudareva <i>et al.</i> , 2013).....	9
Figure 03.	Branchement de la voie phénylpropénoïdes conduisant à l'isoeugénol/eugénol et leurs dérivées (Negre-Zakharov <i>et al.</i> , 2009).....	10
Figure 04.	Branches de la voie de la lipoxigénase (LOX) conduisant à la biosynthèse de composés volatils (Negre-Zakharov <i>et al.</i> , 2009).....	12
Figure 05.	Voie de biosynthèse probable des composés volatils dérivés d'acides aminés ramifiés (Granell et Rambla, 2013).....	13
Figure 06.	Différentes classes des terpènes (Bialecki et Smadja, 2014).....	15
Figure 07.	Structures chimique de quelques sesquiterpènes (Bialecki et Smadja, 2014).....	16
Figure 08.	Structures chimiques de quelques diterpènes (Bialecki et Smadja, 2014).....	17
Figure 09.	Structures génériques des principaux Flavonoïdes (Crozier <i>et al.</i> , 2006 ; Del Rio <i>et al.</i> , 2013).....	24
Figure 10.	Exemples des structure des principales flavones : la lutéoline et l'apigénine (Crozier <i>et al.</i> , 2006).....	25
Figure 11.	Structures des principales flavan-3-ols (Crozier <i>et al.</i> , 2006).....	25
Figure 12.	Exemple de composé de flavanone glycosidique (hespéridine) (Crozier <i>et al.</i> , 2006 ; Goldberg, 2008).....	26
Figure 13.	Structures des principales Anthocyanidines (Del Rio <i>et al.</i> , 2013 ; Martin <i>et al.</i> , 2013).....	27
Figure 14.	Structures des anthocyanidines : différents types de conjugués malvidine 3-O-glucoside (Crozier <i>et al.</i> , 2006).....	27
Figure 15.	Squelette de base : (A) Acide phénolique et (B) Aldéhyde phénolique (Tsimogiannis et Oreopoulou, 2019).....	28
Figure 16.	Diagramme schématique de la voie de biosynthèse des acides hydroxycinnamiques accompagnée des enzymes clés impliquées (Macheix <i>et al.</i> , 2005).....	30
Figure 17.	Diagramme schématique des grandes lignes des principaux groupes des composés phénolique accompagnée des enzymes clés impliquées (Macheix <i>et al.</i> , 2005).....	32
Figure 18.	Diagramme schématique des grandes lignes de la biosynthèse de quelques classes de flavonoides accompagnée des enzymes clés impliquées (Macheix <i>et al.</i> , 2005).....	33
Figure 19.	Localisation de la région d'étude (Région de Nord de Biskra).....	46
Figure 20.	Répartition des sujets interrogés en fonction de la tranche d'âge.....	49
Figure 21.	Répartition des sujets interrogés en fonction de la résidence (communes et régions).....	50
Figure 22.	Répartition des sujets interrogés en fonction du niveau d'instruction.....	50
Figure 23.	Répartition des sujets interrogés en fonction de la profession.....	51
Figure 24.	Répartition des sujets interrogés en fonction des critères cités de la viande de bonne qualité.....	52
Figure 25.	Répartition des sujets interrogés en fonction des critères cités pour l'identification de l'origine de la viande.....	52
Figure 26.	Répartition des sujets interrogés en fonction des principales	

	caractéristiques de la viande caprine.....	53
Figure 27.	Répartition des sujets interrogés en fonction des facteurs influençant la production de la viande caprine.....	54
Figure 28.	Répartition des sujets interrogés en fonction des facteurs influençant la qualité de la viande caprine.....	54
Figure 29.	Répartition des sujets en fonction de la durée de pâturage en heures, par jour et par saison.....	58
Figure 30.	Répartition des sujets interrogés en fonction de la nature du complément au pâturage.....	59
Figure 31	. Diagrammes ombrothermiques de Gaussen et Bagnouls de la wilaya de Biskra des trois années : -A- 2015, -B- 2016 et C- 2017 (O.N.M, 2018).....	60
Figure 32.	Répartition des sujets interrogés en fonction du mode de consommation de la viande caprine.....	61
Figure 33.	Répartition des sujets interrogés en fonction des raisons évoquées pour la consommation de la viande caprine issue d'un pâturage à base de PAM.	62
Figure 34.	Répartition des sujets interrogés en fonction du nombre de têtes caprines élevées.....	62
Figure 35.	Répartition des sujets interrogés en fonction de leurs réponses concernant la race de chèvres la plus abondante.....	63
Figure 36.	Répartition des sujets interrogés en fonction du nombre de races de chèvres élevées.....	63
Figure 37.	Photos des races des chèvres élevées dans la région de Nord de Biskra : A : <i>Arbia</i> , B : <i>Baldia</i> et C : <i>Charnoun</i>	65
Figure 38.	Diagrammes ombrothermiques de Gaussen et de Bagnouls appliqués pour les données météorologiques de l'année 2016 (Biskra).....	70
Figure 39.	Valeurs des teneurs en humidité (%) des PAM.....	70
Figure 43.	Réaction de piégeage et décoloration de radical DPPH (Shanmugam, 2010).....	76
Figure 44.	Réaction d'oxydation de l'ABTS (Laura <i>et al.</i> , 2009 ; Shanmugam, 2010).....	77
Figure 45.	Distribution quantitative des familles chimiques de COVs par PAM (les nombres dans les cercles sont des pourcentages).....	82
Figure 46.	Diagramme de Venn à six-ensembles montrant la répartition des COVs entre les PAM.....	83
Figure 47.	Matrice de corrélations entre les six espèces de PAM étudiées.....	84
Figure 48.	Biplot d'analyse factorielle des correspondances (AFC) montrant la distribution des composés volatils par plante médicinale aromatique.....	86
Figure 49.	Teneurs moyennes en PT des espèces de PAM étudiées.....	87
Figure 50.	Teneurs moyennes en FT des espèces de PAM étudiées.....	87
Figure 51.	Evaluation de l'AA du radical libre DPPH par les extraits des espèces de PAM étudiées et le standard BHA en fonction des différentes concentrations.....	88
Figure 52.	Concentrations de piégeage de 50% (IC ₅₀) des radicaux libres DPPH par les extraits des espèces de PAM étudiées et le standard BHA.....	89
Figure 53.	Evaluation de l'AA du radical libre ABTS * ⁺ par les extraits des espèces de PAM étudiées et le standard BHA.....	90

Figure 54.	Concentration de piégeage de 50% (IC ₅₀) de radicaux libres ABTS • ⁺ par les extraits des espèces de PAM étudiées et le standard BHA.....	91
Figure 55.	Evaluation de l'AA par réduction du cuivre (CUPRAC) des extraits des espèces de PAM étudiées et du standard BHA.....	92
Figure 56.	Concentration d'inhibition à l'absorbance 0,5 (A _{0,5}) par réduction du cuivre (CUPRAC) des extraits des PAM étudiées et du standard BHA...	92
Figure 57.	Récapitulation des étapes de l'élevage des chèvres soumises à l'expérimentation.....	104
Figure 58.	Répartition quantitative (%) des familles chimiques des COVs par groupe de viande.....	109
Figure 59.	Diagramme de Venn montrant la distribution des COVs dans les viandes selon le type d'alimentation.....	109
Figure 60.	Analyse factorielle des correspondances (AFC) des teneurs en composés organiques volatils des COVs dans les viandes selon le type du régime...	112
Figure 61.	Diagramme de Venn montrant la distribution des COVs entre les PAM, les viandes de chèvres issues du pâturage et celles des témoins.....	113

Annexes

Figure 40.	(A) : Diapositive de déroulement de la micro-extraction en phase solide des composés organiques volatils ; (B) : GC-MS «SHIMADZU GC17A/ GC MS – QP 5050 » et (C): l'aiguille du support manuel de HS-SPME menu d'une fibre de type «CAB/PDMS,75 µm ».
Figure 41.	Courbe d'étalonnage d'acide gallique
Figure 42.	Courbe d'étalonnage de Quercétine
Figure 62.	Dendogramme des teneurs en composés organiques volatils des COV dans les viandes selon le type du régime

Liste des Tableaux

Tableau 01.	Classification des composés phénoliques (Goldberg, 2008).....	23
Tableau 02.	Squelette de base et modèle de substitution hydroxy et/ou méthoxy des composés phénoliques C6-C1 (Tsimogiannis et Oreopoulou, 2019).....	28
Tableau 03.	Comparaison de la viande de chèvre cuite avec d'autres viandes (Mazhangara <i>et al.</i> , 2019).....	39
Tableau 04.	Comparaison de la composition chimique de la viande de chèvre avec d'autres espèces (Kadim et Mahgoub, 2012).....	40
Tableau 05.	Classement des plantes aromatiques et médicinales par rapport à leur abondance.	55
Tableau 06.	Classement des plantes aromatiques et médicinales par rapport à leur consommation par les chèvres.....	56
Tableau 07.	Classement des plantes aromatiques et médicinales par rapport à leur abondance et leur consommation par les chèvres.....	57
Tableau 08.	Principales caractéristiques des races caprines élevées.....	64
Tableau 09.	Quantité relative (en %) d'aire et temps de rétention (TR, en minute) de composés organiques volatils (COVs) des PAM.....	80
Tableau 11.	Analyse de similarités qualitative et quantitative entre des COV déterminées dans les espèces de PAM étudiées.....	84
Tableau 22.	Matrice de corrélations entre les teneurs moyennes en PT, FT et l'AA....	93
Tableau 23.	Pourcentage (%) d'aire et indice de rétention (IR) des COVs des viandes de chèvres du groupe A et du groupe B.....	107
Tableau 28.	Analyse de similarités pour les COVs entre les PAM et les viandes analysées.....	113

Annexes

Tableau 10.	Analyse de la variance entre les teneurs des composés organiques volatils de chaque famille chimique des plantes étudiées.
Tableau 12.	Analyse de la variance de polyphénols totaux (PT).
Tableau 13.	Analyse de Tukey (HSD) entre les PAM en teneur moyenne en polyphénols Totaux (intervalle de confiance à 95%)
Tableau 14.	Analyse de la variance de flavonoïdes totaux (FT).
Tableau 15.	Analyse de Tukey (HSD) entre les PAM en teneur moyenne en Flavonoïdes Totaux (intervalle de confiance à 95%).
Tableau 16.	Analyse de la variance de DPPH (IC50 µg/ml).
Tableau 17.	Analyse de Tukey (HSD) entre les PAM en teneur moyenne en DPPH (IC50 µg/ml) (intervalle de confiance à 95%).
Tableau 18.	Analyse de la variance de ABTS (IC50 µg/ml).
Tableau 19.	Analyse de Tukey (HSD) entre les PAM en teneur moyenne en ABTS (IC50 µg/ml) (intervalle de confiance à 95%).
Tableau 20.	Analyse de la variance de CUPRAC (A0.50 µg/ml).
Tableau 21.	Analyse de Tukey (HSD) entre les PAM en teneur moyenne en CUPRAC (A0.50 µg/ml) (intervalle de confiance à 95%).
Tableau 24.	Analyses de la variance à un seul critère de classification (One-way ANOVA) testant la variation des pourcentages des composés organique volatiles par famille chimique dans les viandes selon le type du régime alimentaire des chèvres dans la région de Biskra.
Tableau 25.	Analyses de la variance à un seul critère de classification (One-way

ANOVA) testant la variation des pourcentages des composés organique volatiles dans les viandes selon le type du régime alimentaire des chèvres dans la région de Biskra.

Tableau 26. Analyses de la variance des modèles linéaires généralisés (GLM binomial) testant la variation des occurrences des COV par famille chimique dans les viandes selon le type du régime alimentaire des chèvres dans la région de Biskra.

Tableau 27. Analyses de la variance des modèles linéaires généralisés (GLM binomial) testant la variation des occurrences des COV dans les viandes selon le type du régime alimentaire des chèvres dans la région de Biskra.

Introduction

générale

Les caprins sont parmi les animaux d'élevage les plus répandus sur le globe. En effet, les chèvres se trouvent depuis l'équateur jusqu'aux zones climatiques les plus froides et elles sont représentées au niveau de la plupart des systèmes de production animale (Gaddour et Najari, 2010). Elles ont une grande importance socio-économique pour les petits éleveurs des zones marginales, comme les zones arides et montagneuses où les conditions naturelles exigent un minimum de potentialités d'adaptations et que d'autres animaux domestiques ne s'élèvent pas aisément (Guintard *et al.*, 2018).

La consommation de viande de chèvre a augmenté en grande partie dans le monde en raison de ses attributs nutritionnels distincts par rapport aux autres viandes rouges. Étant appréciée comme une viande rouge maigre, en plus d'être une bonne source de protéines alimentaires pour les êtres humains, la viande de chèvre a relativement moins de matières grasses totales et de faible teneur en acides gras saturés et en cholestérol mais une teneur en acides gras polyinsaturés plus élevée, ce qui en fait un produit sain. Elle est très recherchée par les personnes atteintes de dyslipidémie ou à titre préventif contre l'obésité, le diabète de type 2 et les troubles cardiovasculaires. En effet, elle répond aux attentes des consommateurs pour des aliments sains et ce qui explique ainsi sa popularité et sa demande accrue (Mazhangara *et al.*, 2019 ; Saidani *et al.*, 2019).

En Algérie, l'élevage des chèvres représente une activité agricole très importante et une alternative importante aux productions animales avec une répartition inégale dans les différentes régions et dans diverses conditions climatiques et environnementales. L'adaptation de l'espèce caprine à son environnement ainsi que son ancrage traditionnel sont des bases solides contribuant au développement de la production de viande et d'autre part au développement des zones et des populations rurales (Dubeuf, 2004 ; Bourabah *et al.*, 2013 ; Khelifi, 2015). Le cheptel caprin a été estimé à environ de 4,9 millions de têtes (Allaoua et Mahdi, 2018). Les populations caprines existantes en Algérie sont très hétérogènes (Moula *et al.*, 2017) et elles sont classées en trois populations : la population des races locales (*Arbia*, *M'zabit*, *Mekatia* et *naine de Kabylie*), la population des races importées (*Saanen*, *l'Alpine Maltaise*, *Damasquine*, *Murciana* et *Toggenburg*) et la population des races croisées ou « races métissées ». La plus importante de la population locale Algérienne est la race « *Arbia* » dite encore population « *Arabo-maghrébine* » ou « *arabe* » (Khemici *et al.*, 1995 ; Feliachi, 2003 ; Guintard *et al.*, 2018 ; Ouchene-Khelifi *et al.*, 2018). Elle se localise en zones steppiques, semi-steppiques et dans les hauts plateaux. Elle est particulièrement appréciée pour la production de viande (Aissaoui *et al.*, 2019a).

L'alimentation des chèvres est basée essentiellement sur le pâturage. Cette activité est une caractéristique d'une conduite en mode d'élevage généralement extensive et elle est pratiquée durant toute l'année. L'élevage des chèvres se localise généralement dans des régions difficiles ou marginales comme les montagnes, sahariennes et surtout dans les zones semi-arides et arides (Kadi *et al.*, 2013 ; Kadi *et al.*, 2015). Ces régions se sont avérées riches en plantes aromatiques et médicinales spontanées, contenant de nombreuses molécules bioactives naturelles comme les composés volatils (terpènes,...) et les composés phénoliques (flavonoïdes), ... (Zervas et Tsiplakou, 2011). L'alimentation des animaux avec ces herbes riches en composés antioxydants pourrait servir de voie pour faire passer ces composés dans le système circulatoire, distribués et retenus dans les tissus (Qwele *et al.*, 2013).

Plus, il y a un intérêt croissant pour les métabolites secondaires présents dans les plantes comme des outils pour améliorer certains aspects de la qualité de viande. Certaines études ont montré l'impact des plantes riches en composés volatils comme les terpénoïdes sur les attributs sensoriels des viandes des ruminants (Vasta et Luciano, 2011).

La viande de ruminants nourris avec des plantes riches en métabolites secondaires semble avoir une meilleure stabilité à l'oxydation par rapport à la viande des ruminants nourris au concentré, en raison de la teneur relativement élevée en antioxydants naturels présents dans les plantes par rapport aux grains (Zervas et Tsiplakou, 2011; Luo *et al.*, 2019).

Selon la bibliographie, l'apparition des composés volatils dans les produits de ruminants (viande et lait) a plusieurs origines : ils peuvent provenir d'un transfert direct des aliments ou être formés par le métabolisme animal (synthèse endogène) ou bien par les microorganismes. Les composés volatils sont considérés comme des traceurs moléculaires de système d'alimentation des animaux et comme marqueurs de la zone géographique dans laquelle les animaux y ont brouté. Par ailleurs, plusieurs variables interviennent dans l'accumulation de composés volatils dans les tissus des animaux : l'emplacement géographique du pâturage, la composition botanique et/ou le temps passé au pâturage par les animaux (Vasta et Priolo, 2006 ; Vasta *et al.*, 2013).

Beaucoup de plantes aromatiques et médicinales sont très connues pour leurs grandes potentialités de production de métabolites secondaires surtout les composés organiques volatils (COVs). En effet, la consommation de plantes aromatiques des zones arides par les chèvres pourrait avoir un impact sur la composition de leurs viandes en ces composés. De ce fait, l'analyse quantitative et qualitative des COVs de la viande issue de chèvres de pâturage

dans des zones arides riches en plantes aromatiques et médicinales nous paraît donc intéressante, d'autant plus que le passage des aliments dans le rumen entraîne un profond remaniement moléculaire qui pourrait concerner également les composés organiques volatils.

Au regard de ce qui précède, nous avons tracé des objectifs dont les principaux sont les suivants :

- La collecte des informations indispensables sur la viande des chèvres dans l'une des régions arides (Nord de Biskra) d'une part, et sur les plantes aromatiques et médicinales les plus abondantes et les plus consommées au cours du pâturage par les principales races des chèvres locales et même leur système d'élevage dans la même région d'autre part.
- L'identification et la quantification des COVs des espèces de plantes sélectionnées, croissant sous le même bioclimat (aride) et la même région (Nord de Biskra). De même, l'évaluation des teneurs en polyphénols totaux et en flavonoïdes totaux, et la détermination de l'activité antiradicalaire de ces plantes par trois méthodes complémentaires (DPPH, ABTS et CUPRAC). L'étude cherche aussi à mettre en évidence l'existence ou non d'une corrélation entre les teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes totaux et l'activité antiradicalaire.
- L'identification et la quantification des COVs des échantillons de viandes de deux groupes de chèvres de la même race et du même âge: le groupe (A) regroupe des chèvres ayant été soumises au pâturage pendant le jour et un régime de concentrés durant la nuit ; le groupe (B) constitue de chèvres témoins, ayant été soumises à un régime de concentré (jour et nuit). Le concentré utilisé est de la même composition (qualitative et quantitative) pour les deux groupes. Il s'agit d'un mélange de céréales (orge, paille et son de blé) et de dattes de faible valeur marchande.
- La recherche des similarités qualitatives et quantitatives des COVs entre les échantillons de deux groupes de viandes des chèvres étudiées et les plantes aromatiques et médicinales les plus abondantes et les plus consommées dans la zone d'étude afin de voir l'impact du régime sur la variation quantitative et qualitative en COVs des viandes de chèvre.

Pour atteindre ces principaux objectifs, nous avons jugé utile de structurer la présente thèse en quatre chapitres, en plus de l'introduction et de la conclusion générale.

Le premier chapitre propose une mise au point bibliographique des différents aspects abordés dans cette étude, un concept de plantes aromatiques et médicinales (PAM), un aperçu sur les

COVs et les composés phénoliques des PAM (généralités, biosynthèse, classification, fonctions des composés organiques volatils des plantes et propriétés biologiques) et en fin un aperçu sur la viande caprine (principales caractéristiques, apport nutritionnel, profil volatil et facteurs influençant la composition en COVs de la viande et une synthèse des travaux sur l'amélioration de la qualité de la viande par le biais de l'alimentation).

Le deuxième chapitre s'est axé sur une enquête ethno-vétérinaire autour des plantes aromatiques et médicinales pâturées par les chèvres d'une part et sur le comportement alimentaire de chèvres et l'appréciation de la qualité de la viande des chèvres auprès des éleveurs dans le nord de Biskra d'autre part.

Le troisième chapitre a été consacré à une étude sur des COVs, des composés polyphénoliques et à l'activité antiradicalaire des extraits des PAM sélectionnées. Il comporte une introduction, une méthodologie, des résultats obtenus, une discussion et une conclusion.

Et enfin le quatrième chapitre a concerné l'étude des composés organiques volatils (COVs) de la viande de chèvres et la recherche d'éventuels passages des COVs des plantes pâturées à la viande.

Chapitre 1.

Revue bibliographique

1. Concept de plantes aromatiques et médicinales (PAM)

Plusieurs définitions ont été données aux plantes aromatiques et médicinales (PAM) et la gamme de ces plantes s'avère très longue et élastique et peut concerner la plupart des plantes spontanées et de nombreuses espèces arboricoles et herbacées cultivées. En effet en l'absence de définitions précises des notions des plantes aromatiques et de plantes médicinales, il apparaît difficile de délimiter leur secteur, ou de dresser une liste exhaustive des produits concernés (Neffati et Sghaier, 2014).

Avant, les plantes aromatiques et médicinales (PAM) et surtout celles des zones désertiques ont été négligées, elles ont été souvent considérées comme des espèces sous-utilisées. Aujourd'hui, la gestion durable des plantes aromatiques et médicinales est devenue une priorité impérieuse, non seulement en raison de leur valeur en tant que source potentielle de nouveaux médicaments et de produits de bien-être suscitant un intérêt croissant des industries pharmaceutiques, cosmétiques et agro-alimentaires, mais aussi en raison du recours, de plus en plus important, des populations à ces plantes d'une part et la fragilisation des écosystèmes abritant ces plantes sous les effets des changements climatiques d'autre part.

Les plantes occupant ces écosystèmes ont, à cet effet, une signification économique et écologique particulière en raison de leur grande capacité adaptative à la sécheresse et aux conditions difficiles du milieu. En effet, ces plantes ont la capacité de tolérer les fortes températures et la sécheresse sévère grâce aux teneurs très élevées des substances bioactives qu'elles synthétisent en réponse aux différents stress et perturbations. Elles constituent par conséquent une source précieuse de nouveaux composés fonctionnels très utiles dans les aliments diététiques, comme en industries pharmaceutiques et parapharmaceutiques.

Selon l'OMS, "une plante médicinale est une plante qui contient, dans un ou plusieurs de ses organes, des substances qui peuvent être utilisées à des fins thérapeutiques, ou qui sont des précurseurs de la chimio-pharmaceutique héli-synthèse". Les plantes aromatiques sont des végétaux qui contiennent suffisamment de molécules aromatiques dans un ou plusieurs organes producteurs : feuilles, fleurs, tiges, fruits, écorces, racines, *etc.*

Les plantes aromatiques et médicinales sont celles qui sont recherchées pour leurs qualités aromatiques (aromatization alimentaire, aromatisation de produits pharmaceutiques) et en même temps thérapeutiques.

L'utilisation des plantes aromatiques et de leurs extraits dans les industries agricoles et alimentaires a connu une forte croissance depuis une vingtaine d'années. Plusieurs raisons expliquent cette situation: la demande du consommateur des arômes naturels appuyée par une

législation qui oblige le fabricant à déclarer sur son emballage le caractère naturel ou non des arômes utilisés; le développement de préparations industrielles pour lesquelles la technologie induit une perte de goût que l'industriel cherche à compenser par une aromatisation appropriée; l'importance de l'aromatisation dans la conception et la réalisation de produits agroalimentaires nouveaux (boisson, desserts,...); *etc.* (Neffati et Sghaier, 2014).

2. Composés organiques volatils des plantes

2. 1. Généralités

Les composés organiques volatils, reconnus comme métabolites secondaires, sont largement distribués dans les fruits, légumes, herbes et autres plantes comestibles. Ces composants sont associés à un large éventail de propriétés bénéfiques pour la santé humaine, y compris les activités antitumorales, antimicrobiennes et antioxydantes (Ha *et al.*, 2015). Chimiquement, ce sont des composés relativement simples et à faible poids moléculaire. A haute pression de vapeur, ils se présentent donc en concentration relativement élevée en phase gazeuse (Charalambous, 2013). Les propriétés physiques de ces composés leur permettent de traverser librement les membranes cellulaires et d'être libérés dans l'environnement (Dudareva *et al.*, 2013). Un total de 1700 composés volatils a été décrit dans plus de 90 familles de plantes. Ils constituent environ 1% des métabolites secondaires connus (Bhowon *et al.*, 2016).

Les composés organiques volatils des plantes jouent un rôle important dans l'adaptation des plantes à l'environnement. Ils interviennent dans diverses fonctions écologiques, notamment la défense indirecte des plantes contre les insectes, l'attraction des pollinisateurs, la communication plante-plante, les interactions plante-pathogène, l'élimination des espèces oxygénées réactives, la thermotolérance et autre adaptation au stress environnemental (Yuan *et al.*, 2009 ; Maffei *et al.*, 2011).

2. 2. Biosynthèse

Les plantes synthétisent une grande diversité de composés organiques volatils (COV) (Dudareva *et al.*, 2013). Leur biosynthèse se produit dans tous les organes de la plante : racine, tige, feuilles, fruits, graines, et fleurs. Ces organes libèrent des composés organiques volatils variables quantitativement et chimiquement (Muhlemann *et al.*, 2014). Ces derniers sont issus de diverses voies biochimiques (Dudareva *et al.*, 2006 ; Negre-Zakharov *et al.*, 2009) (Figure 01).

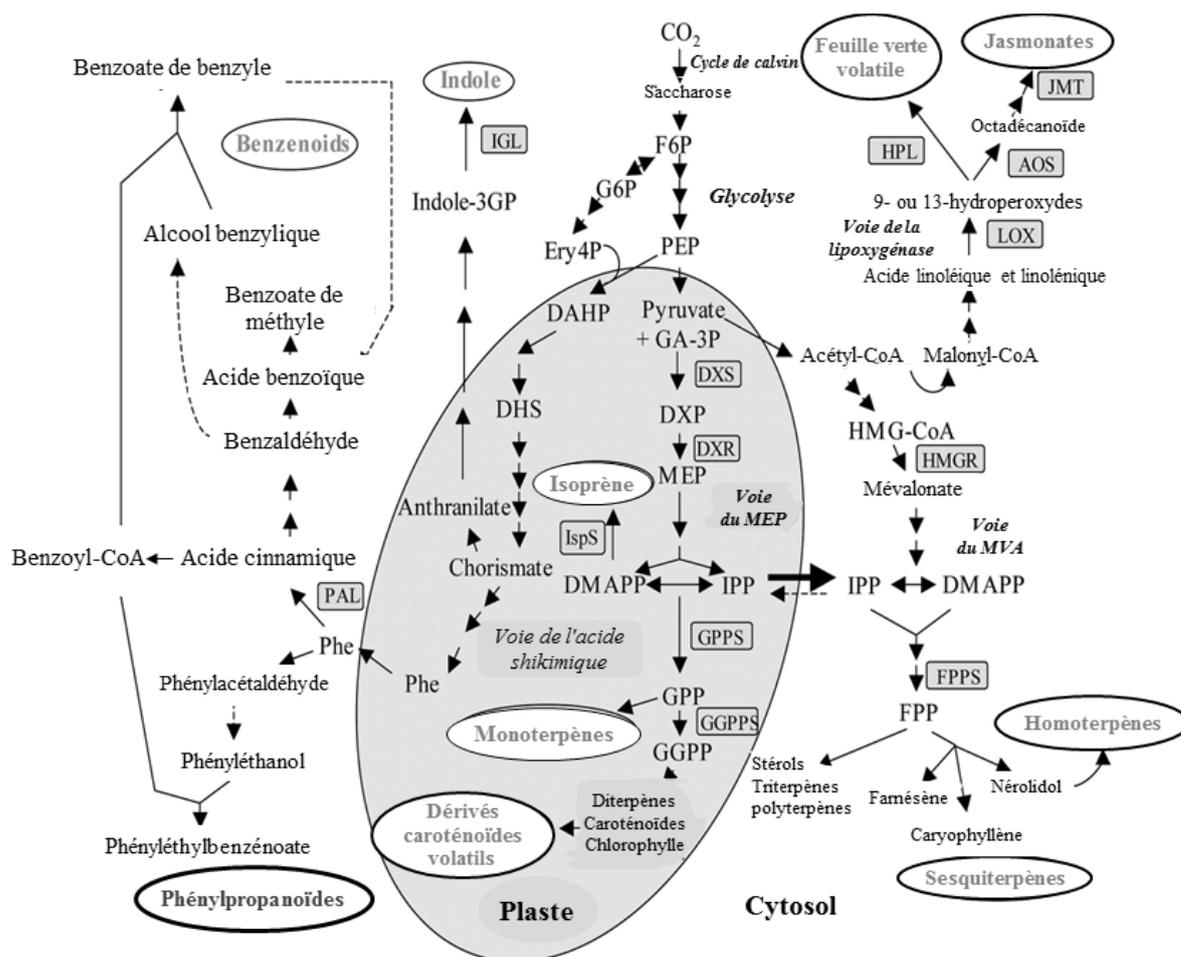


Figure 01. Voies métaboliques conduisant à la biosynthèse de divers composés organiques volatils chez les plantes (Dudareva *et al.*, 2006).

PAL : Phénylalanine Ammonia-Lyase. Phe : Phénylalanine. DMAPP : DiMéthylAllyl-PyroPhosphate. DAHP : 3-déoxy-D-arabinoheptulosonate-7-phosphate. IspS : Isoprène synthase. IPP : Isopentényl-PyroPhosphate. MEP : voie du 2-C-méthyl-D-érythritol-4-phosphate. Ery4p : érythritol-4-phosphate. HMG-CoA : 3-hydroxy-3-méthylglutaryl-CoA. HMGR : hydroxyméthylglutaryl-CoA réductase. GA-3P : 3-phosphate de D-glucéraldéhyde. GPP : géranyle diphosphate. GPPS : géranyle diphosphate synthase. FPP : Farnésyl diphosphate. FPPS : Farnésyl diphosphate synthase. GGPP : Diphosphate de GéranylGéranyl. GGPPS : Diphosphate de GéranylGéranyl synthase. HPL : HydroPéroxyde Lyase.

2. 2. 1. Terpénoïdes et terpènes

Tous les isoprénoïdes sont produits à partir du précurseur diméthylallyl-pyrophosphate (DMAPP) et de son isomère isopentényl-pyrophosphate (IPP), qui sont synthétisés par la voie du 1-désoxy-D-xylulose-5-phosphate (DXP) (également connue sous le nom voie du 2-C-méthyl-D-érythritol-4-phosphate « MEP ») dans les chloroplastes et par la voie de mévalonate (MVA) dans le cytoplasme (Maffei, 2010) (figure 01). Cependant de nouvelles preuves suggèrent que la voie MVA est répartie entre le cytosol, le réticulum endoplasmique et les peroxysomes (Dudareva *et al.*, 2013). Bien qu'il soit de plus en plus évident qu'il existe un échange d'intermédiaires entre ces compartiments, la voie du mévalonate cytoplasmique est généralement considérée comme fournissant des précurseurs de la production des

sesquiterpènes et triterpènes (y compris les stérols) et des précurseurs pour la prénylation des protéines et pour la production d'ubiquinone et d'hème-A dans les mitochondries. Dans les plastes, la voie du MEP fournit les précurseurs pour la production d'isoprènes, de monoterpènes, de diterpènes et de tétraterpène (Aharoni *et al.*, 2005).

La voie MVA est constituée de six réactions enzymatiques (Tholl, 2015) et est initiée par une condensation progressive de trois molécules d'acétyl-CoA en 3-hydroxy-3-méthylglutaryl-CoA (HMG-CoA), qui subissent une réduction en acide mévalonique (MVA) suivie de deux phosphorylations et d'une étape de décarboxylation/élimination avec formation de l'isopentényl-Pyrophosphate (IPP) en tant que produit final (Figure 02) (Dudareva *et al.*, 2013).

La voie du MEP comporte sept étapes enzymatiques et commence par la condensation du 3-phosphate de D-glucéraldéhyde (GAP) et du pyruvate (PYr) pour produire du 1-désoxy-D-xylulose 5-phosphate (DOXP), qui est ensuite soumis à une isomérisation/réduction avec formation de l'intermédiaire caractéristique de la voie, le MEP. Cinq étapes consécutives sont nécessaires pour convertir MEP en IPP et DMAPP. La voie du MEP repose sur le métabolisme primaire à la fois de la glycolyse et de la voie du pentose phosphate (PPP). (Figure 02) (Aharoni *et al.*, 2005, Dudareva *et al.*, 2013 ; Tholl, 2015).

Les deux composés (IPP et DMPP) sont des substrats pour les prényltransférases à chaîne courte, qui produisent des précurseurs de diphosphate de prényle, géranyle diphosphate (GPP), farnésyl diphosphate (FPP) et de diphosphate de géranylgeranyl (GGPP), pour une grande famille de terpène synthases/cyclases (TPSs). Bien que la voie MVA ne produise que des IPP, la voie MEP aboutit à la synthèse à la fois de l'IPP et du DMAPP à un rapport de 6:1. Ainsi, les deux voies reposant sur l'isopentényl diphosphate isomérase (IDI), convertissent de manière réversible l'IPP en DMAPP. La contribution de ces voies à la biosynthèse des terpénoïdes est spécifique à une espèce et/ ou à un organe. Il existe un certain échange et/ou une certaine coopération entre ces deux voies, qui fonctionnent probablement dans différentes conditions physiologiques au sein de la cellule et dépendent de la cellule et de l'état de développement de plaste (Negre-Zakharov *et al.*, 2009 ; Maffei, 2010 ; Dudareva *et al.*, 2013).

biosynthèse de la lignine/lignane jusqu'au stade phénylpropénol (monoligol), divers acides hydroxycinnamiques, aldéhydes et alcools sont formés à partir de l'acide *trans*-cinnamique *via* une série de réaction d'hydroxylation et de méthylation, qui se produisent au niveau des esters de l'acide hydroxycinnamique et de leurs aldéhydes et alcools correspondants (Dudareva *et al.*, 2006). Certains de ces intermédiaires pourraient être convertis en composés volatils tels que : l'eugénol et l'isoeugénol, qui sont formés à partir d'acétate de coniféryle dans une réaction catalysée par l'eugénol synthase et l'isoeugénol synthase respectivement. La méthylation de ces composés génère respectivement du méthyleugénol et de l'isométhyleugénol. L'œstragole ou le chavicol est un autre composé aromatique dérivé de la voie phénylpropanoïdes *via* l'alcool *p*-coumarylique (Negre-Zakharov *et al.*, 2009 ; Faleiro et Miguel, 2013).

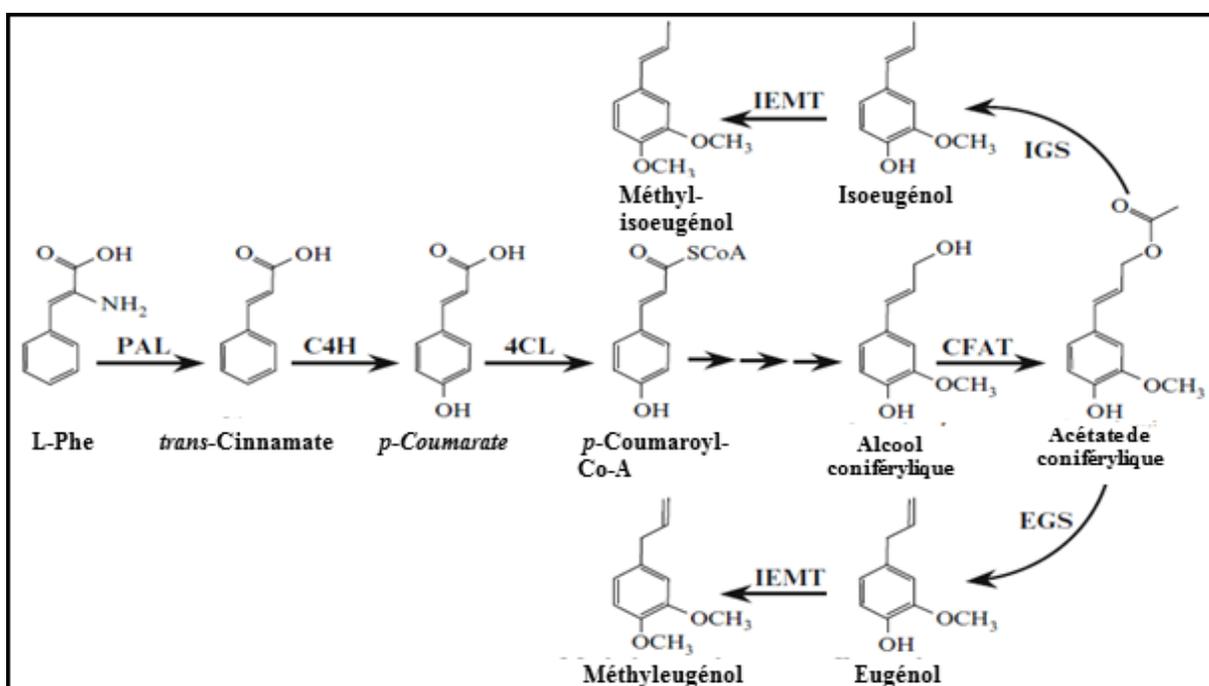


Figure 03. Branchement de la voie phénylpropénoïdes conduisant à l'isoeugénol/eugénol et leurs dérivées (Negre-Zakharov *et al.*, 2009).

PAL : Phénylalanine Ammonia-Lyase. C4H : *trans*-cinnamate 4-hydroxylase. 4CL : 4-coumarate CoA ligase. EGS : Eugénol synthase. CFAT: alcool coniférylique acétyltransférase. IEMT: isoeugénol O-méthyltransférase.

Les benzénoïdes en C6-C1 sont dérivés des phénylpropanoïdes en C6-C3 par élimination de deux atomes de carbone de la chaîne à trois atomes de carbone liée au noyau phényl des phénylpropanoïdes. De même, ces benzénoïdes proviennent également de l'acide *trans*-cinnamique. Plusieurs voies ont été proposées pour raccourcir la chaîne latérale *trans*-cinnamique : *via* une voie β -oxydative dépendante de Co-A (cette voie β -oxydative dépendante est analogue à celle de β -oxydative des acides gras); une voie non β -oxydante

(indépendante) du Co-A (impliquant l'hydratation de l'acide *trans*-cinnamique libre en acide 3-hydroxy-3-phénylpropionique, la dégradation de la chaîne latérale *via* une réaction aldol inverse avec formation de benzaldéhyde et son oxydation en acide benzoïque) *via* une combinaison de ces deux mécanismes (Schwab *et al.*, 2008 ; Faleiro et Miguel, 2013).

2. 2. 3. Acides gras et leurs dérivés

Les acides gras sont synthétisés dans les plastes. L'unité de départ est l'acétyl-CoA, qui est l'accepteur d'unité C2 de malonyl-CoA. Un complexe multi-enzymatique élimine, par deux réactions de réduction et des réactions d'élimination, de l'oxygène et des doubles liaisons de la nouvelle molécule produite. Plusieurs séries d'addition d'unités C2 et de réactions de réduction entraînent la formation d'acides gras à chaîne moyenne et longue (Piechulla et Effmert, 2010). Les dérivés d'acides gras volatils, notamment les alcools (*cis*-3-hexénol), les aldéhydes (*trans*-2-hexénal) et les esters (jasmonate de méthyle), cétone, *etc.* sont abondants dans le règne végétal et constituent la troisième classe des COVs. Ils sont dérivés d'acide gras insaturés en C18, notamment l'acide linoléique ou l'acide linoléique, qui subissent une dioxygénation dans une réaction catalysée par des lipoxygénases (LOX) (Figure 01) (Dudareva *et al.*, 2006 ; Schnepf et Dudareva, 2006 ; Dudareva *et al.*, 2013 ; Muhlemann *et al.*, 2014).

La biosynthèse de ces acides gras repose sur un pool plastidique d'acétyl-CoA généré à partir de pyruvate, le produit final de la glycolyse. Après être entrés dans la « voie lipoxygénases (LOX) » (Figure 04), les acides gras insaturés sont soumis à une oxygénation stéréospécifique pour former des intermédiaires 9-hydroperoxy et 13-hydroperoxy. Les enzymes lipoxygénases (LOX) appartiennent à une grande famille de dioxygénase d'acide gras contenant du fer non hémique. Elles catalysent l'oxygénation des acides gras polyénoïques en C9 ou la position C13 (l'enzyme est alors désignée respectivement par 9-LOX ou 13-LOX), donnant deux groupes de composés, les dérivés 9-hydroperoxy et 13-hydroperoxy d'acide gras polyénoïques. Ces dérivés peuvent être métabolisés davantage par différentes voies, en fonction de leur devenir métabolique ultime. Ces deux branches de la voie, dont la première étape est catalysée par l'allène oxyde synthase (AOS) ou l'hydroperoxyde lyase (HPL), donnent naissance à des composés volatils. Dans la branche AOS, l'acide 13-hydroxypéroxy-linolénique est converti en acide 12,13-époxyoctadécatriénoïque par AOS. Une série de réactions enzymatiques ultérieures conduit à la formation d'acide jasmonique, qui peut à son tour être estérifié en jasmonate de méthyle volatil par la carboxyméthyltransférase d'acide jasmonique (Negre-Zakharov *et al.*, 2009).

Dans la branche HPL de la voie LOX, le clivage oxydant des acides gras hydroperoxy par l'action du HPL conduit à la formation d'aldéhydes volatils en C6 ou C9 à chaîne courte (par exemple : 3-hexénal ou 3,6-nonadiène), alcools en C6 saturés et insaturés (3-hexénol), des acide gras C12 ou C9- ω correspondant (par exemple : l'acide 12-oxo-dodécénoïque ou de l'acide 9-oxo-nonanoïque), et esters (acétate de 3-hexényle), ainsi que des composés C5 (2-acétate de pentényle et 2-penténol). L'HPL appartient à la famille des enzymes du cytochrome P450 du CYP74 avec une spécificité de substrat différente : certains HPL agissent spécifiquement sur les 13-hydroperoxydes (13-HPL) ou sur les 9-hydroperoxydes (9-HPL), d'autre HPL acceptent à la fois les 9 ou 13 hydroperoxydes comme substrat (9/13-HPLs). Les produits HPL aldéhyde C6 peuvent être convertis en leurs isomères par réarrangement spontané ou par des isomérases alcénales, ou ils peuvent être réduits en alcools par l'action d'alcool déshydrogénases (ADH) (Dudareva *et al.*, 2006 ; Matsui *et al.*, 2006 ; Faleiro et Miguel, 2013).

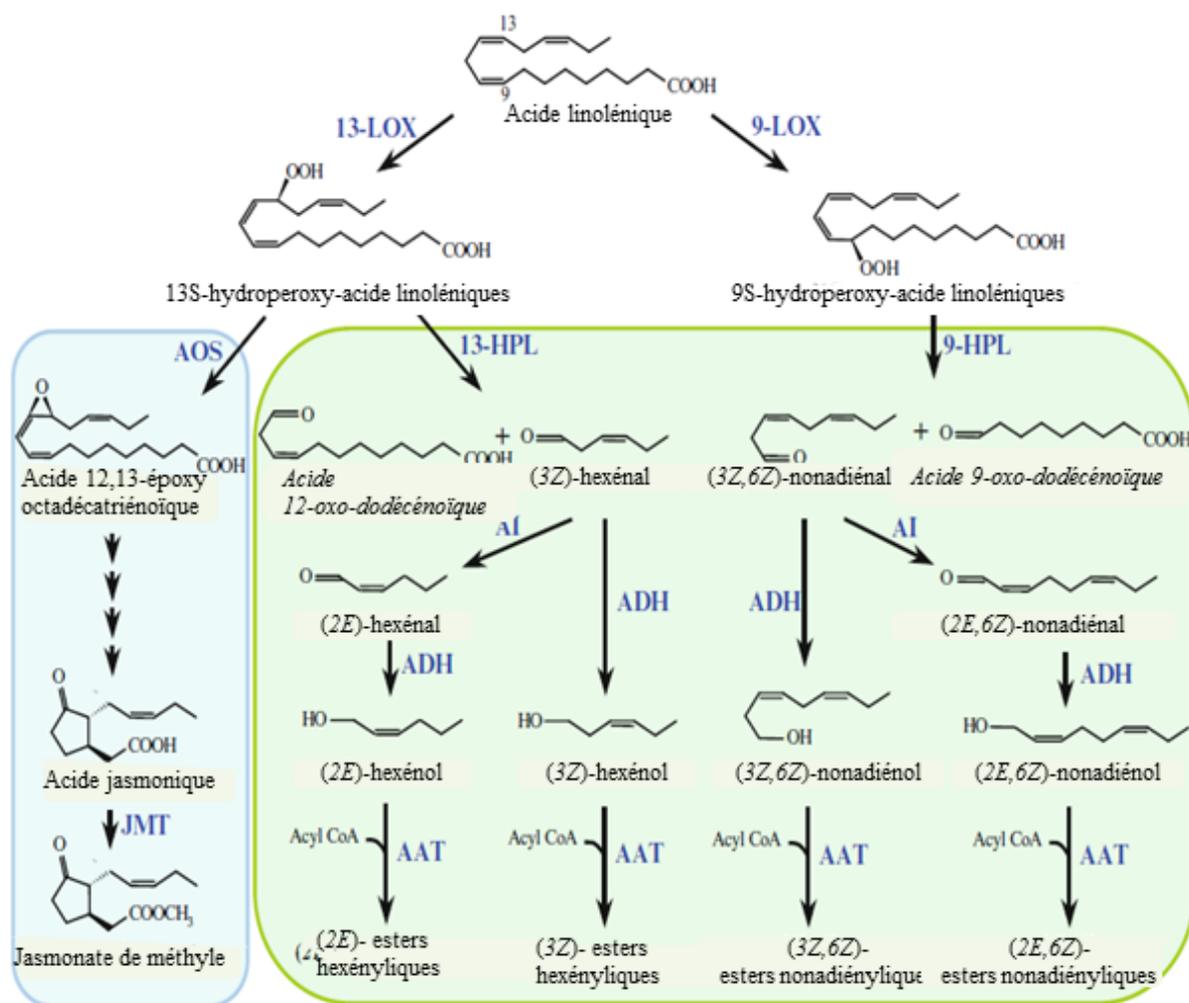


Figure 04. Branches de la voie de la lipoxygénase (LOX) conduisant à la biosynthèse de composés volatils (Negre-Zakharov *et al.*, 2009).

LOX : voie de la lipoxygénase. AOS : allène oxyde synthase. HPL : hydroperoxyde lyase. ADH : alcool déshydrogénases. AAT : Alcools AcylTransférases.

2. 2. 4. Dérivés d'acides aminés

Les acides aminés tels que l'alanine, la valine, la leucine, l'isoleucine et la méthionine, ou certains intermédiaires, servent de précurseurs à une multitude de composés volatils de plantes, notamment des aldéhydes, des alcools, des esters, des acides et des composés volatils contenant de l'azote et du soufre (Dudareva *et al.*, 2006). La biosynthèse des ces composés volatils dérivés d'acides aminés dans les plantes se déroule de la même manière que celle trouvée chez les bactéries ou les levures, où ces voies ont été étudiées plus profondément (Negre-Zakharov *et al.*, 2009).

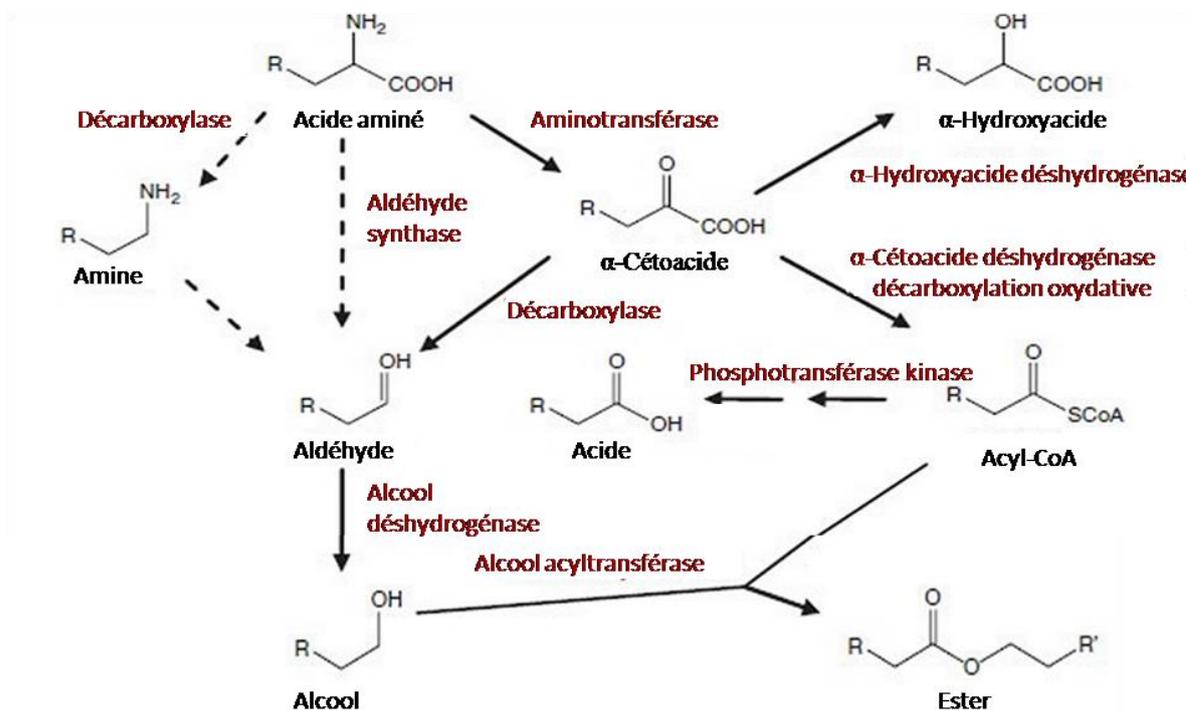


Figure 05. Voie de biosynthèse probable des composés volatils dérivés d'acides aminés ramifiés (Granell et Rambla, 2013).

Les flèches en trait plein indiquent la voie décrite chez les bactéries. Les flèches en pointillés indiquent d'autres réactions possibles chez les plantes. Les enzymes impliquées dans chaque réaction sont en rouge.

A partir des substrats de l'α-cétoacide et selon ce qui a été décrit chez les microorganismes, trois réactions biochimiques différentes pourraient se produire (Figure 05): (1) la décarboxylation pour former les aldéhydes correspondants, (2) la réduction pour former des α-hydroxyacides, ou (3) la décarboxylation oxydative produisant des acyl-CoA qui pourraient à leur tour produire des acides carboxyliques. Les aldéhydes peuvent être réduits en alcools par l'alcool déshydrogénase (ADH). Ces alcools peuvent en outre réagir avec les molécules d'acyl-CoA par des alcools acyltransférases (AAT) pour former des esters, qui sont les composés qui ont le plus d'impact sur les odeurs dans ce groupe. Les acides aminés méthionine et cystéine sont également des substrats pour les composés volatils contenant du

soufre, qui sont des composés odorants essentiels dans plusieurs légumes, mais qu'ont peu d'importance dans les fruits mûrs (Dudareva *et al.*, 2013 ; Granell et Rambla, 2013).

2. 3. Classification

Les plantes synthétisent et émettent une grande variété de composés organiques volatils. Alors que certains composés organiques volatils sont probablement communs à presque toutes les plantes, d'autres sont spécifiques à un ou plusieurs taxons apparentés (Pichersky et Gershenzon, 2002). D'un point de vue chimique, les composés volatils appartiennent aux quatre grandes catégories à savoir : les terpénoïdes et les terpènes, les phénylpropanoïdes/benzénoïdes, les acides gras et leurs dérivés et les dérivés d'acides aminés (Bialecki et Smadja, 2014 ; Bhowon *et al.*, 2014).

2. 3. 1. Terpénoïdes et terpènes

Les terpènes et les terpénoïdes (également appelés, isoprénoïdes ou bien les dérivés oxygénés de terpènes) constituent le groupe le plus vaste et le plus diversifié des composés volatils (Wang *et al.*, 2005 ; Yahia, 2017). Ils sont définis comme des composés dérivés de la liaison tête-à-queue de la fraction isoprène (2-méthylbutane). La partie isopropyle du 2-méthylbutane est définie comme la tête et le résidu éthyle comme la queue (Alamgir, 2017). Les hydrocarbures terpéniques ont donc une formule moléculaires $(C_5H_8)_n$. En fonction du nombre des sous unités d'isoprène dans la structure, les terpènes sont classés en: hémiterpènes (C_5), monoterpènes (C_{10}), sesquiterpènes (C_{15}), diterpènes (C_{20}), sesterterpènes (C_{25}), triterpènes (C_{30}), tétraterpènes (C_{40}) et polyterpènes (où n est supérieur à huit) (Figure 06). Dans les mono-, sesqui-, di- et sesterterpènes, les unités isoprènes sont liées les unes aux autres de la tête- à- queue ; les tri- et tétraterpènes contiennent une liaison queue-à-queue au centre (Seigler, 2012; Bialecki et Smadja, 2014 ; Choudhary *et al.*, 2017 ; Mahato *et al.*, 2017). Parfois, les réarrangements du squelette se produisent et les réactions de fragmentation ou de dégradation peuvent réduire le nombre d'atomes de carbone de telle sorte que la formule brute ne contient pas un simple multiple de cinq atomes de carbone, fournissant ainsi des terpènes irréguliers. Néanmoins, le chimiste spécialiste des produits naturels reconnaît rapidement le cadre terpénique caractéristique de la structure. Les terpènes rencontrés, parmi les composés volatils d'origine végétale, sont exclusivement des monoterpènes, des sesquiterpènes et des diterpènes, ainsi que des terpènes irréguliers (Edeoga *et al.*, 2005 ; Bialecki et Smadja, 2014 ; Alamgir, 2018).

Les monoterpènes peuvent être encore divisés en trois groupes selon qu'ils sont acycliques (par exemple : le myrcène), monocycliques (par exemple : le limonène) ou bicycliques (par exemples : α -pinène). Dans chaque groupe, les monoterpènes peuvent être simples hydrocarbures insaturés (par exemple : le limonène) ou peuvent avoir des groupes fonctionnels et sont des alcools (par exemple : α -terpénol), des aldéhydes (par exemple : citronellal), des cétones (par exemple : la carvone) et des esters (par exemple : le linalyl acétate).

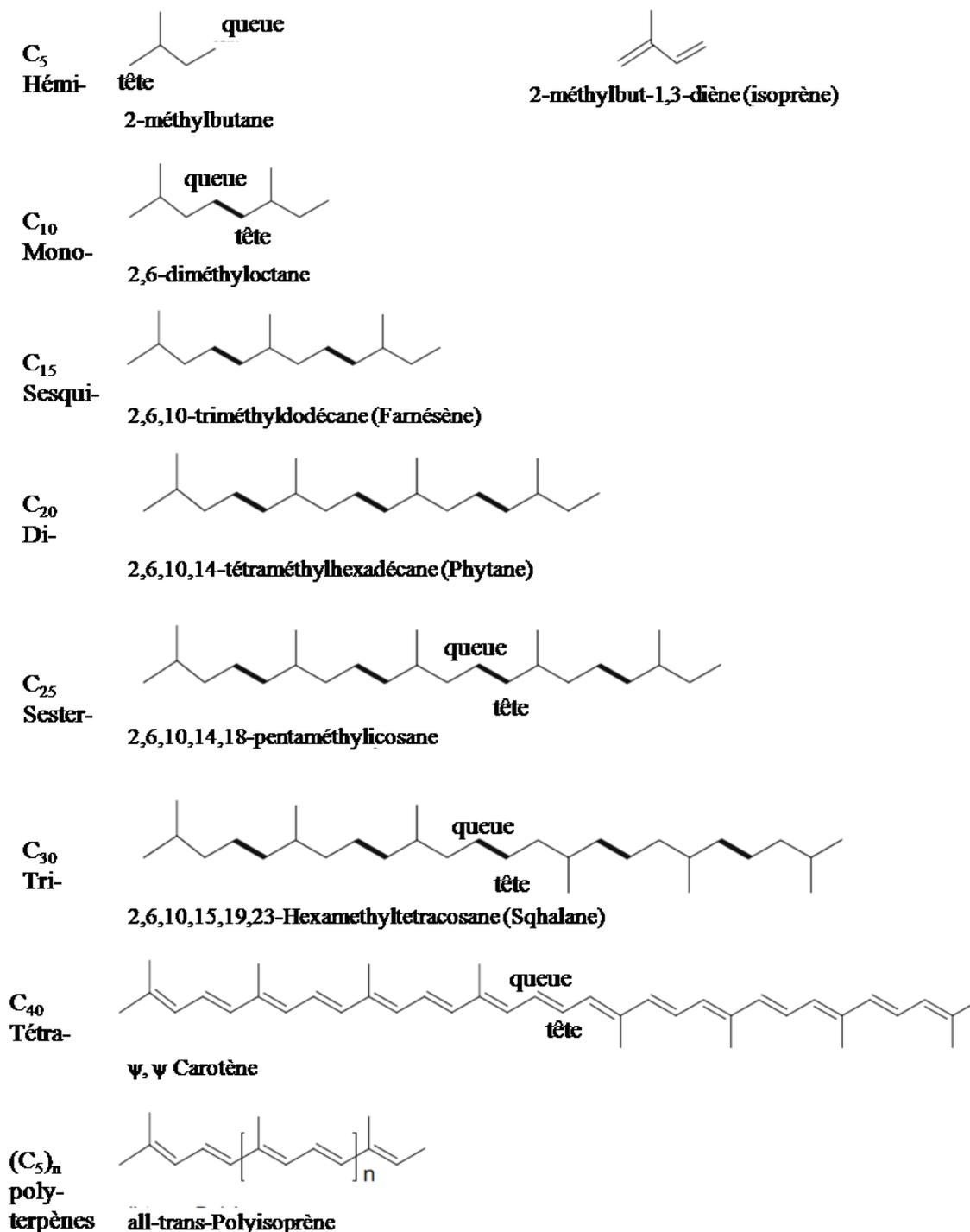


Figure 06. Différentes classes des terpènes (Bialecki et Smadja, 2014).

Les sesquiterpènes sont comme les monoterpènes, se répartissent chimiquement en groupes selon le squelette carboné basique (figure 07). Les plus courants sont soit acycliques (par exemple : α -farnésène), monocycliques (par exemple : γ -bisabolène) ou bicycliques (par exemple : α -guaiène). Cependant, dans chaque groupe, il existe de nombreux composés différents connus. Aujourd'hui, plusieurs milliers de sesquiterpénoïdes aux structures bien définies, appartenant à quelque 200 types de squelettes, sont répertoriés.

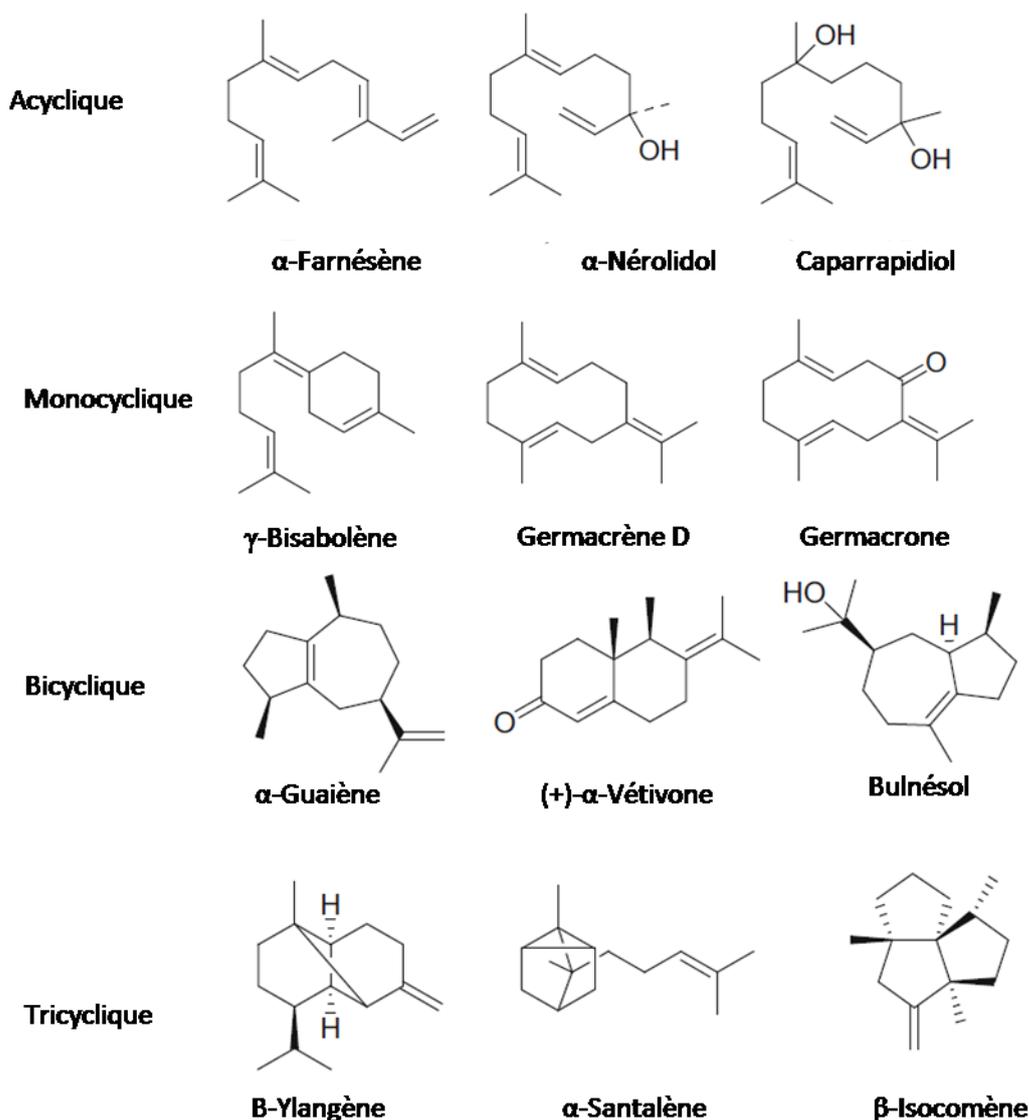
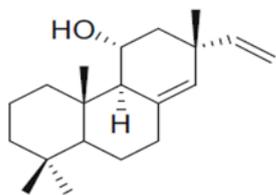


Figure 07. Structures chimique de quelques sesquiterpènes (Bialecki et Smadja, 2014).

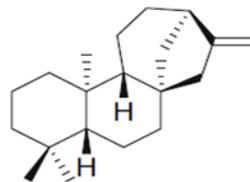
Les Diterpènes sont très peu rapportés dans les senteurs florales ; cela peut être en raison de leur volatilité générale faible. Certains exemples de diterpènes sont illustrés dans la figure 08.

Les terpènes irréguliers comprennent des composés dont le nombre d'atomes de carbone varie de 8 à 18. Parmi ceux-ci figurent les apocaroténoïdes, qui sont des produits de biodégradation

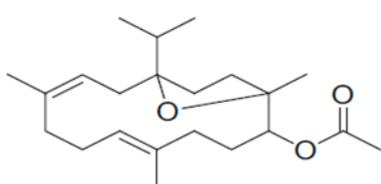
de composés caroténoïdes (C40) comme le β -carotène. Les ionones telles que la dihydro- β -ionone, la 6-méthyl-5-héptén-2one et le géranyl acétone sont les composés les plus souvent cités.



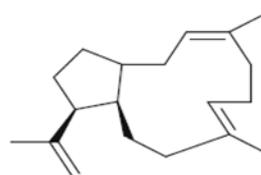
(-)-8(14),15-isopimaradiène-11 α -ol



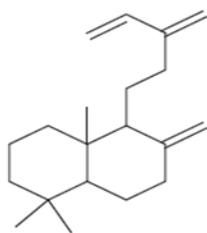
Kaur-16-ène



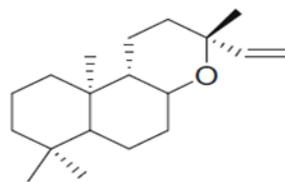
Acétate d'incensol



Dolabella-3,7,18-triène



Sclarène



13-épi manoyl oxyde

Figure 08. Structures chimiques de quelques diterpènes (Bialecki et Smadja, 2014).

2.3. 2. Dérivés aromatiques : phénylpropanoïdes et benzénoïdes

Les phénylpropanoïdes et les benzénoïdes constituent une grande classe de métabolites secondaires chez les plantes. Ils proviennent de l'acide aminé aromatique phénylalanine par l'intermédiaire d'une série complexe de voies ramifiées. Sept réactions enzymatiques de la voie shikimate et trois de la voie arogénate relient le métabolisme central du carbone à la phénylalanine. Ces voies constituent les étapes clés dans la formation des composés aromatiques. Les composés intermédiaires de ces voies sont produits sous forme de composés volatils. Bien que la plupart de ces composés aromatiques soient généralement non volatils, ceux qui sont réduits en position C9 (en aldéhyde, alcool ou alcane/alcène) ou qui contiennent des additifs alkyle aux groupes hydroxyle du noyau phényle ou au groupe carboxyle (par exemple : éthers et esters) sont volatils. En outre, de nombreux composés benzénoïdes,

dépourvus de la chaîne à trois carbones: provenant de l'acide *trans*-cinnamique en tant que branche latérale de la voie générale de la phénylpropanoïde, sont également volatils. Ces phénylpropanoïdes / benzénoïdes volatils sont parmi des constituants communs de l'odeur florale (Dudareva et Pichersky, 2006 ; Dudareva *et al.*, 2013 ; Bialecki et Smadja, 2014 ; Choudhary *et al.*, 2017).

2.3.3. Acides gras et leurs dérivés

Les dérivés des acides gras sont souvent associés à l'odeur de feuille verte émise immédiatement après la dégradation et la lipoxygénation des membranes lipidiques suite à un dommage mécanique. Cependant, ces composés volatils de feuille verte sont parfois aussi produits par les fleurs. Parmi les dérivés d'acides gras, les hydrocarbures saturés et insaturés communs, la majorité ayant entre 2 et 17 atomes de carbone. Les aldéhydes, les alcools et les cétones sont également fréquents. Les acides libres sont moins fréquents, alors que les esters englobent un plus grand nombre de structures chimiques différentes. Il convient de mentionner en particulier les six composés de carbone appelés « composés volatils à feuille verte », tels que l'acétate de (*Z*)-3-hexényle, que l'on trouve dans les odeurs végétatives et florales de nombreuses plantes (Dudareva et Pichersky, 2006 ; Bialecki et Smadja, 2014).

2.3.4. Dérivés d'acides aminés

De nombreuses composés volatils des plantes, y compris des aldéhydes, des alcools, des esters des acides et des composés contenant de l'azote et du soufre sont dérivés des acides aminés tels que : l'alanine, la valine, la leucine, l'isoleucine et la méthionine. Lors de la désamination, ces acides aminés, forment l'acide α -cétonique qui à son tour forme du formaldéhyde, des acides, des alcools et des esters lors de la décarboxylation, de la réduction, de l'oxydation et de l'estérification. La méthionine et la cystéine se sont révélées être les précurseurs de composés volatils contenant du soufre tels que les thio-esters volatils et le disulfure de diméthyle (Bialecki et Smadja, 2014 ; Choudhary *et al.*, 2017).

2.4. Fonctions des composés organiques volatils des plantes

2.4.1. Dans la reproduction des plantes

Dans la nature, tous les organismes subissent une pression sélective pour maximiser leur succès de reproduction dans le règne végétal. Plus d'un quart de million d'espèces appartiennent à des plantes à fleurs, dont la plupart ont une pollinisation assurée par les

animaux. Un grand nombre de ces espèces à fleurs libèrent divers mélanges de composés volatils de leurs fleurs et de leurs fruits, en plus de signaux visuels. Bien que les fleurs puissent être identiques en couleurs ou en forme, il n'existe pas deux odeurs florales identiques, en raison de la grande diversité de composés volatils et de leurs abondances et interactions relatives au sein du bouquet olfactif. Ainsi, le parfum floral est un signal que les pollinisateurs peuvent utiliser pour distinguer une fleur particulière dont le nectar et/ou le pollen est la récompense. En plus d'attirer les insectes vers les fleurs et de les guider vers les ressources alimentaires au sein de la fleur, les composés volatils floraux sont essentiels pour permettre aux insectes de distinguer les espèces de plantes et même les fleurs individuelles d'une seule espèce (Dudareva *et al.*, 2006).

Les COVs agissent à la fois comme attractifs à longue distance et à courte distance et fournissent aux pollinisateurs des informations à échelle précise sur la possibilité d'atterrissage et de la nourriture. Ces informations, à échelle précise, reposent sur la production et l'émission de senteurs spécifiques aux tissus des fleurs. Les profils volatils floraux sont spécifiques à une espèce et tendent à refléter le type de pollinisateur. Par exemple, les espèces végétales pollinisées par les papillons nocturnes émettent de grandes quantités de benzénoïdes et, dans une moindre mesure, de terpénoïdes et des composés azotés, tandis que les fleurs pollinisées par des chauves-souris dégagent principalement des composés volatils contenant des soufres (Maffei, 2010 ; Dudareva *et al.*, 2013).

De plus, les émissions de COVs sont en corrélation avec les activités de recherche de nourriture des pollinisateurs associés et présentent des modèles diurnes ou nocturnes. Les pollinisateurs, quant à eux, sont capables de discriminer des profils volatils complexes multicomposants, présentent des rapports et des intensités uniques de composés et développent donc des préférences pour des profils spécifiques. Ces préférences modulent le comportement de recherche de nourriture et favorisent la constance des fleurs (c.-à-d. la tendance à viser plusieurs fois des fleurs présentant un profil volatil spécifique), augmentant ainsi le transfert de pollen vers des plantes con-spécifiques et empêchant l'encrassement de la stigmatisation avec du pollen hétérospécifique. Les composés organiques volatils émis par les fleurs ont des rôles qui vont au-delà de l'attraction des pollinisateurs. De nombreux COVs de fleurs ont des activités antimicrobiennes ou antifongiques. De plus, les COVs émis par les fleurs pollinisées peuvent également repousser les pollinisateurs et les orienter vers leurs homologues non encore pollués. Fait intéressant, les mêmes COVs qui attirent les pollinisateurs servent parfois de signaux aux antagonistes floraux. Les composés organiques

volatils libérées par les fruits et les semences/spores attirent divers disperseurs d'animaux et sont essentiels à la dynamique spatiale des populations de plantes au sein des écosystèmes. Contrairement aux COVs floraux, une implication directe des signaux chimiques dans l'interaction semences-disperseur n'a pas été démontrée que dans quelques cas (Dudareva *et al.*, 2013).

2.4. 2. Dans la défense des plantes

Les plantes, qui sont des sources de nourriture pour les bactéries, les champignons, les virus, les insectes, les nématodes, les animaux et l'homme, ont développé des mécanismes de défense contre les différents facteurs de stress, et ils les contrôlent en libérant des composés organiques volatils (Altindal et Altindal, 2017).

Les dommages causés par le stress biotique aux feuilles et aux autres tissus végétatifs stimulent souvent l'émission de composés volatils par ces organes, ce qui suggère que ces composés jouent un rôle dans la défense des plantes. De même, les herbivores souterrains de la plante entraînent la libération de substances volatiles qui attirent les autres ennemis des herbivores (Unsicker *et al.*, 2009).

Certains composés organiques volatils peuvent attirer des insectes utiles tels que les pollinisateurs, tandis que d'autres sont impliqués dans différents modes de défense : défense directe, défense indirecte et amorçage entre plantes (Bialecki et Smadja, 2014) :

- La défense directe implique la production de composés qui inhibent la croissance microbienne, tuent ou repoussent les herbivores ;
- La défense indirecte implique la production de composés qui minimisent les infestations d'herbivores en attirant les ennemis naturels attaquant ou parasitant ces herbivores ;
- Enfin, les signaux chimiques volatils émis par les plantes blessées affectent non seulement les herbivores et les agents pathogènes, mais peuvent également alerter les plantes voisines en déclenchant des réactions de défense : c'est ce qu'on appelle l'amorçage inter-plantes.

2.5. Méthodes d'extraction, d'analyse et de caractérisation

2.5.1. Méthodes d'extraction

Parmi les méthodes les plus utilisées pour l'extraction de composés volatils, figurent la technique *headspace* (espace de tête). Cette technique est basée sur la volatilité de l'analyte

recherché dans une matrice complexe non chromatographiable. Elle peut prendre deux aspects, soit statique, où le prélèvement se fait directement dans l'espace de tête, soit dynamique, après piégeage de l'analyte sur un support que l'on désorbe par un choc thermique. L'espace de tête correspond à la partie supérieure du flacon qui est comprise entre la matrice et le bouchon assurant l'étanchéité du flacon. Les molécules volatiles se retrouvent dans cet espace et sont celles qui sont à identifier et à quantifier (Papet *et al.*, 2010). Parmi ces méthodes, on cite l'headspace statique et l'headspace dynamique. La première a l'avantage de concentrer ces volatils dans un tube ou une chambre fermée. Alors que l'headspace dynamique élimine certains problèmes qui surviennent lors de l'échantillonnage par l'headspace statique (Dudareva et Pichersky, 2006).

2.5.2. Méthodes d'analyse et de caractérisation

Le couplage chromatographie en phase gazeuse-spectrométrie de masse (CG-SM) est aujourd'hui l'une des techniques les plus utilisées de la chimie analytique. La CG permet de séparer les substances d'un mélange éventuellement très complexe de nature et de volatilité très diverse ; la SM quant à elle, permet de détecter et d'identifier chacun de ces composants. La CG peut être couplée à différents types de détecteurs, mais le spectromètre de masse tend à devancer tous les autres car il est le seul à fournir des informations structurales. Ainsi, l'association de ces deux techniques fournit un instrument d'analyse particulièrement performant.

3. Composés phénoliques

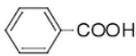
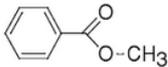
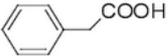
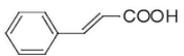
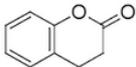
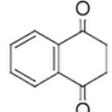
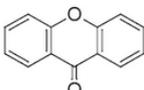
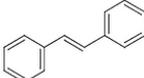
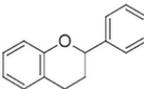
3. 1. Généralités

Les composés phénoliques sont des molécules synthétisées par des végétaux. Ils appartiennent à leur métabolisme secondaire. Ils regroupent un vaste ensemble de substances chimiques comprenant au moins un noyau aromatique, et un ou plusieurs groupes hydroxyles, en plus d'autres constituants. Ils peuvent aller de molécules simples, comme les acides phénols, à des composés hautement polymérisés, de plus de 30000 Dalton, comme les tanins. Ce sont des microconstituants et généralement des pigments responsables des teintes automnales des feuilles et des couleurs des fleurs et fruits (jaune, orange, rouge). Ils sont présents partout dans les racines, les tiges, les fleurs et les feuilles de tous les végétaux (Chira *et al.*, 2008; Edeas, 2007). Ils sont omniprésents chez les plantes et sont des dérivés des voies du pentose-phosphate, du shikimate et des phénylpropanoïdes. Ces composés, constituant l'un des groupes de composés phytochimiques les plus nombreux et les réponsus, revêtent une importance physiologique et morphologique considérable chez les plantes. Ils jouent un rôle important dans l'implication et la reproduction, offrant une protection contre les agent pathogènes et les prédateurs (Soobrattee *et al.*, 2005; Balasundram *et al.*, 2006). Les composés phénoliques prennent une importance croissante, notamment grâce à leurs effets bénéfiques sur la santé, « la phytothérapie ». L'explication de l'efficacité supposée de nombreuses plantes médicinales repose en tout ou partie sur la présence de composés phénoliques dans ces plantes. En effet, leur rôle d'antioxydants naturels suscite de plus en plus d'intérêt pour la prévention et le traitement de certaines maladies (cancer, maladies inflammatoires, cardiovasculaires et neuro-dégénératives). Ils sont utilisés comme additifs pour l'industrie agroalimentaire (par leur rôle antioxydant pour assurer une meilleure conservation des aliments), pharmaceutique et cosmétique (pour lutter plus efficacement contre la production de radicaux libres néfastes à la santé) (Hennebelle *et al.*, 2004 ; Edeas, 2007 ; Chira *et al.*, 2008).

3. 2. Classification

Les composés phénoliques vont des composés simples, à noyau aromatique simple et de faible poids moléculaire, aux tanins complexes et de haut poids moléculaire (Martin *et al.*, 2013). Ils peuvent être classés en fonction du nombre et de la disposition de leurs atomes de carbone (Goldberg, 2008 ; Vermerris et Nicholson, 2007) (tableau 01).

Tableau 01. Classification des composés phénoliques (Goldberg, 2008).

Nombre de carbone	Squelette	Classification	Exemple	Structure de base
7	C ₆ -C ₁	Acides phénoliques	Acide gallique	
8	C ₆ -C ₂	Acétophénonés	Xanthoxylène	
8	C ₆ -C ₂	Acides phénylacétiques	Acide <i>p</i> -hydroxyphénylacétique	
9	C ₆ -C ₃	Acides hydroxycinnamiques	Acide caféique	
9	C ₆ -C ₃	Coumarines	Esculétine	
10	C ₆ -C ₄	Naphthoquinones	Juglon	
13	C ₆ -C ₁ -C ₆	Xanthones	Gentisine	
14	C ₆ -C ₂ -C ₆	Stilbènes	Resvératrol	
15	C ₆ -C ₃ -C ₆	Flavonoïdes	Quercétine	

Les composés phénoliques peuvent être classés en deux groupes : les flavonoïdes et les non flavonoïdes (Cartea *et al.*, 2011).

3. 2. 1. Flavonoïdes

Les Flavonoïdes sont des composés polyphénoliques comprenant quinze atomes de carbone formant une structure C₆-C₃-C₆, avec deux cycles aromatiques reliés par un pont à trois carbones (Crozier *et al.*, 2006 ; Del Rio *et al.*, 2013 ; Garrido et Borges, 2013) (figure 09). Parmi tous les composés phénoliques, ils sont les plus nombreux et se retrouvent dans tous le règne végétal. Ils sont présents à des concentrations élevées dans l'épiderme des feuilles et la peau des fruits et jouent un rôle important et varié en tant que métabolites secondaires (Cartea *et al.*, 2011). Il existe plusieurs groupes de flavonoïdes, dont les principaux sont : les flavones,

les flavonols, les flavan-3-ols, les isoflavones, les flavanones et les anthocyanidines (Chira *et al.*, 2008).

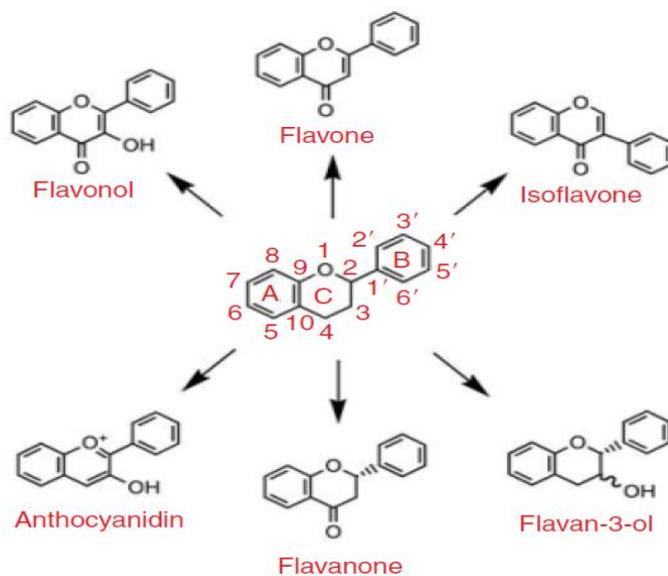


Figure 09. Structures génériques des principaux Flavonoïdes
(Crozier *et al.*, 2006 ; Del Rio *et al.*, 2013).

○ Flavonols

Les flavonols sont considérés comme les flavonoïdes les plus répons dans tout le règne végétal et, avec les flavones, comme la principale sous-classe des flavonoïdes. Les composés les plus abondants dans les flavonols sont la myricétine, la quercétine et le kaempférol qui ont tendance à se présenter sous forme d'O-glycosides. La conjugaison se produit généralement au troisième carbone du cycle C, bien que des conjugaisons aient également été trouvées aux positions 5, 7, 4', 3' et 5' (Carocho et Ferreira, 2013a). Le nombre d'aglycones est assez faible, mais il existe un très grand nombre de conjugués, le kaempférol ayant à lui seul 200 conjugués avec des motifs osidiques différents. Il existe une forte variabilité en concentration selon la saison et la variété prise en compte (Chira *et al.*, 2008).

○ Flavones

Les flavones ont une relation structurelle très étroite avec les flavonols, la différence est l'absence de l'hydroxyle en C3 (figure 09). Bien que les flavones, telles que la lutéoline et l'apigénine présentent des substitutions de cycles A et C, elles ne sont pas oxygénées en C3 (figure 10). Une large gamme de substitutions est également possible avec les flavones, y compris l'hydroxylation, la méthylation, les alkylations O et C et la glycosylation. La plupart des flavones se présentent sous forme de 7-O-glycosides. Contrairement aux flavonols, les

flavones ne sont pas largement distribuées, des occurrences significatives étant signalées uniquement dans le céleri, le persil et certaines herbes (Crozier *et al.*, 2006 ; Chira *et al.*, 2008).



Lutéoline

Apigénine

Figure 10. Exemples des structure des principales flavones : la lutéoline et l'apigénine

(Crozier *et al.*, 2006).

○ Flavan-3-ols

Les Flavan-3-ols sont la catégorie de flavonoïdes la plus complexe. Ces composés vont des simples monomères (+)-catéchine et son isomère (-)-épicatéchine, jusqu'aux oligomères et polymères de proanthocyanidines. Les proanthocyanidines sont formées de la catéchine et l'épicatéchine avec couplages oxydatifs entre les positions C4 de l'hétérocycle et C6 ou C8 du monomère adjacent. Les oligomères de proanthocyanidines sont formés de 2 à 5 unités de catéchine ou d'épicatéchine, les polymères étant formés de 6 unités ou plus. De plus, les flavan-3-ols peuvent être estérifiés avec l'acide gallique ou bien hydroxylés pour former des gallocatéchines (épicatéchine gallate, épigalocatéchine, épigalocatéchine gallate) et des gallotanins (Crozier *et al.*, 2006 ; Chira *et al.*, 2008) (figure 11).

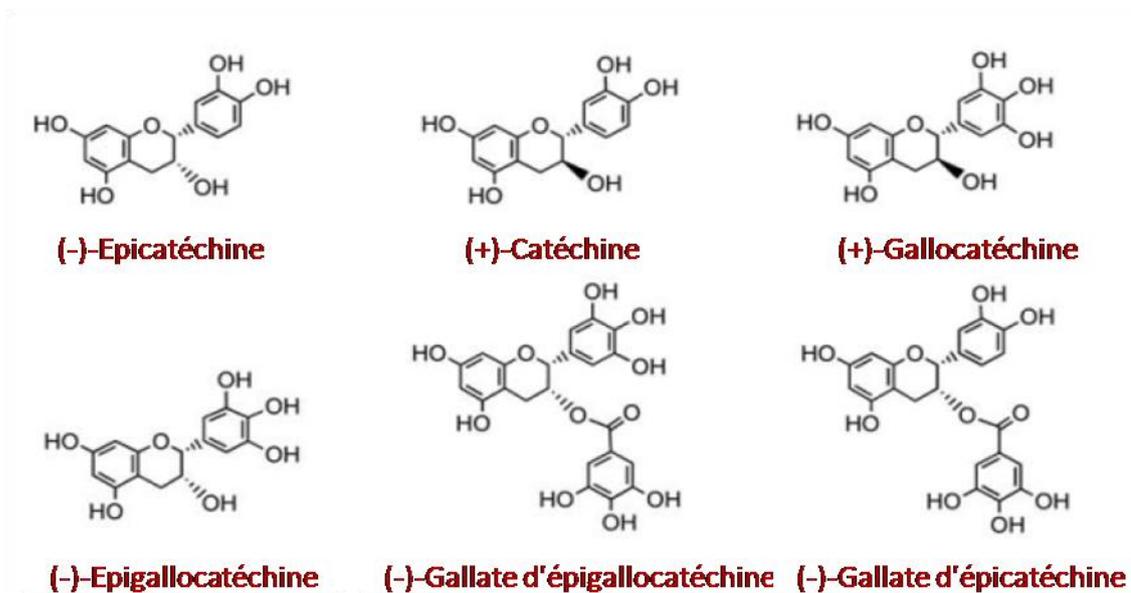


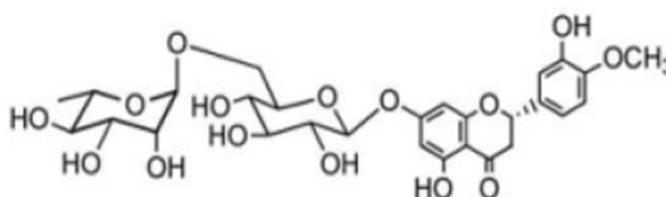
Figure 11. Structures des principales flavan-3-ols (Crozier *et al.*, 2006).

○ Isoflavones

Les isoflavones, appelés aussi isoflavonoïdes, ont également une structure diphenylpropane dans laquelle le noyau B est situé en position C3. Ils ont des analogies structurales avec les estrogènes, tel que l'estradiol, avec des groupes hydroxyles aux positions C7 et C4. Ils sont également appelés phytoestrogènes en raison de leur activité oestrogénique (Andrés-Lacueva *et al.*, 2010 ; Cassidy et Kay, 2010). Ce sont des composés phytochimiques que l'on trouve dans de nombreux végétaux à la fois sous la forme « aglycon » (native) et comme l'acétyl- ou le malonyl-, *etc.* et β -glucoside (Ignat *et al.*, 2011).

○ Flavanones

Les flavanones sont les premiers produits de la voie de biosynthèse des flavonoïdes. Elles se caractérisent par l'absence de double liaison C2-C3 et la présence d'un centre chiral en C2 (figure 09). Dans la majorité des flavanones naturelles, le cycle C est lié au cycle B en C2 dans la α -configuration. La structure de la flavanone est très réactive et ainsi que des flavanones ont été rapportés à subir une hydroxylation, une glycosylation et des réactions de O-méthylation. Le composé de flavanone glycosidique le plus commun est l'hespéridine « hespéridine-7-O-rutinoside », présente dans les agrumes (figure 12). Les flavanones sont présentes en concentrations particulièrement élevées dans les agrumes et certaines plantes aromatiques telles que la menthe (Goldberg, 2008 ; El Gharras, 2009)



**Hespéridine 7-O-rutinoside
(Hespéridine)**

Figure 12. Exemple de composé de flavanone glycosidique (hespéridine)

(Crozier *et al.*, 2006 ; Goldberg, 2008).

○ Anthocyanidines

Les anthocyanidines, principalement leurs dérivés conjugués, les anthocyanes, sont largement dispersées dans le règne végétal et sont particulièrement présentes dans les tissus des fruits et des fleurs où elles sont responsables des couleurs rouge, bleue et violette. En outre, elles se trouvent également dans les feuilles, les tiges, les grains et les tissus racinaires. Ils participent à la protection des plantes contre la lumière excessive en ombrageant les cellules

mésophylliennes des feuilles. En outre, elles ont un rôle important à jouer pour attirer les insectes pollinisateurs. Les anthocyanidines les plus courantes sont la pélargonidine, la cyanidine, la delphinidine, la peonidine, la pétunidine et la malvidine (figure 13) (Del Rio *et al.*, 2013 ; Martin *et al.*, 2013). Dans les tissus végétaux, ces composés se retrouvent invariablement sous forme de sucres appelés anthocyanines. Elles forment également des conjugués avec des hydrocinnamates et des acides organiques tels que l'acide malique et l'acide acétique. Bien que la conjugaison puisse avoir lieu sur les carbones 3, 5, 7, 3' et 5', elle se produit le plus souvent sur C3 (Figure 14) (Crozier *et al.*, 2006).



Anthocyanidines	R ₁	R ₂	Couleur
Pélargonidine	H	H	Orange-rouge
Cyanidine	OH	H	Rouge
Delphinidine	OH	OH	Rose
Peonidine	OCH ₃	H	Violet bleuâtre
Pétunidine	OCH ₃	OH	Violet
Malvidine	OCH ₃	OCH ₃	Violet rougeâtre

Figure 13. Structures des principales Anthocyanidines (Del Rio *et al.*, 2013 ; Martin *et al.*, 2013).

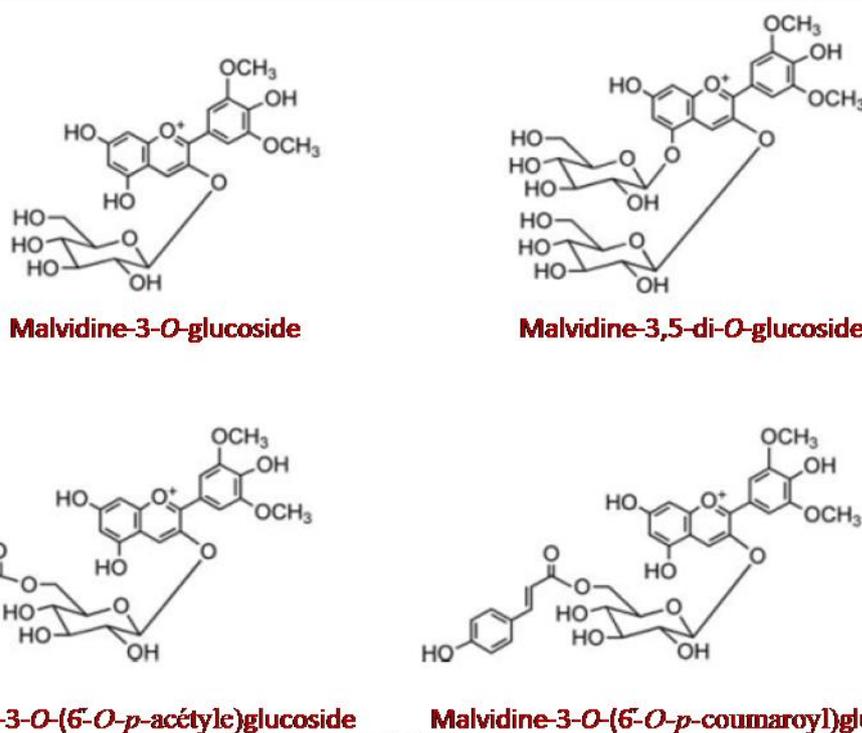


Figure 14. Structures des anthocyanidines : différents types de conjugués malvidine 3-O-glucoside (Crozier *et al.*, 2006).

3.2. 2. Non-Flavonoïdes

L'acide benzoïque et l'acide cinnamique sont deux composés les plus représentatifs de ce type et sont communément appelés acide phénolique. Certains autres acides phénoliques courants sont les stilbènes, les tanins et les lignines (Ambriz-Pérez *et al.*, 2016).

3. 2. 2. 1. Acide benzoïque

Les acides benzoïques présentent une structure C6-C1, composés d'un noyau benzénique (Castellano *et al.*, 2012). Le C6-C1 apparaît comme une catégorie limitée comprenant des dérivés d'acide benzoïque et benzaldéhyde. Leur squelette de base est présenté dans la figure 15, tandis que le schéma de substitution hydroxy et/ou méthoxy est présenté dans le tableau 02 (Tsimogiannis et Oreopoulou, 2019).

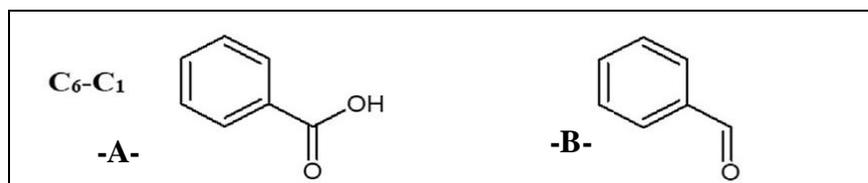


Figure 15. Squelette de base : (A) Acide phénolique et (B) Aldéhyde phénolique (Tsimogiannis et Oreopoulou, 2019).

Tableau 02. Squelette de base et modèle de substitution hydroxy et/ou méthoxy des composés phénoliques C6-C1 (Tsimogiannis et Oreopoulou, 2019).

	R1	R2	R3	R4	Acide phénolique	Aldéhyde phénolique
	H	OH	H	H	Acide <i>p</i> -OH-benzoïque	<i>p</i> -OH-benzaldéhyde
	H	H	H	OH	Acide salicylique	Salicyaldéhyde
	H	OMe	H	H	Acide <i>p</i> -anisique	<i>p</i> -anisaldéhyde
	OH	OH	H	H	Acide protocatéchique	<i>p</i> -protocatéchualdéhyde
	OH	H	OH	H	Acide gentisique	Gentisaldéhyde
	OMe	OH	H	H	Acide vanillique	Vanilline
	OH	OH	OH	H	Acide gallique	Aldéhyde gallique
	OMe	OH	OMe	H	Acide syringique	Syringaldéhyde

3. 2. 2. 2. Acide cinnamique

L'acide cinnamique est un composé C6-C3 produit par une désamination de la phénylalanine catalysée par la phénylalanine ammonia-lyase, l'acide paracoumarique (*p*-coumarique) est alors produit par hydroxylation de l'acide cinnamique (figure 16). L'acide cinnamique et les acides hydrocinnamiques sont aussi désignés sous terme de phénylpropanoïdes. Leur squelette de base est un noyau benzénique avec une chaîne aliphatique à 3 carbones, avec un ou plusieurs groupement hydroxyles souvent estérifiés en ester d'alcool aliphatique. Les acides hydrocinnamiques communs sont les acides : caféique, *p*-coumarique, férulique et sinapique. Ils sont produits par des séries d'hydroxylation et de méthylation et ils s'accumulent souvent sous forme d'esters d'acide tartrique : acide coumarique, cafatarique et fertarique, esters respectifs des acides *p*-coumarique, férulique et sinapique (Macheix *et al.*, 2005 ; Chira *et al.*, 2008).

3. 2. 2. 3. Stilbènes

Les membres de la famille des stilbènes qui ont la structure C6-C2-C6, comme les flavonoïdes, sont des composés polyphénoliques (Crozier *et al.*, 2006). Les stilbènes sont structurellement caractérisés par la présence d'un noyau 1,2-diphényléthylène avec des groupes hydroxyles substitués sur les cycles aromatiques, et existent sous la forme de monomères ou d'oligomères (Han *et al.*, 2007). Les stilbènes existent sous forme stéréoisomères de formes E (*cis*) et Z (*trans*), selon l'endroit où les groupes fonctionnels sont inscrits par rapport à l'autre des deux côtés de la double liaison. Les stilbènes, d'origine naturelle, existent dans la grande majorité sous forme Z (Roupe *et al.*, 2006).

3. 2. 2. 4. Tanins

Les tanins constituent un groupe complexe des polymères d'origine naturelle (Bennick, 2002), ce sont des composés relativement de haut poids moléculaire, peuvent être subdivisés en tanins hydrolysables et condensés (Ignat *et al.*, 2011). Les premiers sont des esters d'acide gallique (gallo- et ellagi- tanins), tandis que les derniers polymères (également connus sous le nom de proanthocyanidines) sont des monomères polyhydroxy-flavan-3-ol. Une troisième subdivision, les phloro-tannins, entièrement composés de phloro-glucinol, ont été isolés chez plusieurs genres d'algues brunes, mais ce ne sont pas significatifs dans l'alimentation humaine (Balasundram *et al.*, 2006 ; Ozcan *et al.*, 2014).

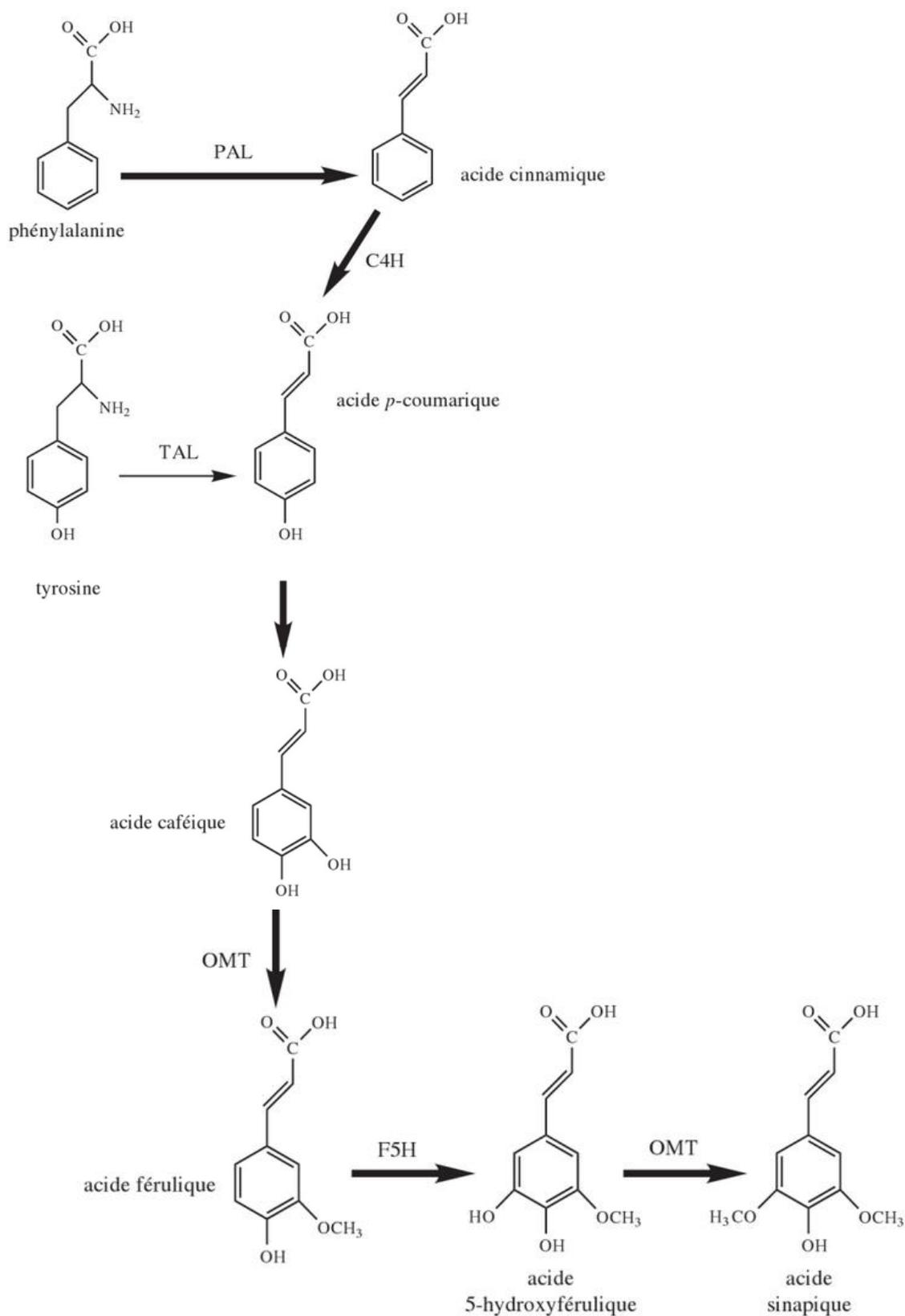


Figure 16. Diagramme schématisé de la voie de biosynthèse des acides

hydroxycinnamiques accompagnée des enzymes clés impliquées (Macheix *et al.*, 2005).

Abréviations enzymatiques : PAL : phénylalanine ammonialyase ; TAL : tyrosine ammonialyase ; C4H : cinnamate 4-hydroxylase ; OMT : O-méthyltransférase ; F5H : férulate 5-hydroxylase.

3. 2. 2. 5. Lignines

Lignine est le terme générique désignant un grand groupe de polymères aromatiques (Vanholme *et al.*, 2010). Les lignines sont des polymères aromatiques méthoxylés des phénylpropanoïdes reliés par, à la fois, des liaisons éther et carbone-carbone (Ralph *et al.*, 2004). La lignine est polymérisée principalement à partir d'alcools hydroxycinnamyliques, généralement de l'alcool *p*-coumarylique, de l'alcool coniférylique et l'alcool sinapylique, par couplage radical. Les dérivées de lignines de ces alcools hydrocinnamyliques sont communément appelées hydroxyphényl (H), guaiacyle (G) et syringyle (S) lignine, respectivement (Weng et Chapple, 2010).

3.3. Biosynthèse

Les grandes lignes des voies de biosynthèse des principaux composés phénoliques sont bien connues. Les deux acides aminés aromatiques, phénylalanine et tyrosine, sont à l'origine de la formation de la plupart des molécules phénoliques chez les végétaux. Ils sont eux-mêmes formés à partir de sucres simple issus du métabolisme primaire, par la voie bien connue de l'acide shikimique (figure 16, 17 et 18). Ces voies de biosynthèse constituent un réseau de régulation biologique complexe qui a évolué dans les plantes vasculaires au cours de leur transition réussie sur terre et qui est finalement essentiel pour leur croissance, leur développement et leur survie (Macheix *et al.*, 2005 ; Crozier *et al.*, 2006 ; Jaganath et Crozier, 2010).

3.4. Biodisponibilité

Le terme « biodisponibilité » a été utilisé à l'origine en pharmacologie pour définir le concept de « vitesse et degré d'attente du site d'action d'un médicament ». Bien que plusieurs définitions de la biodisponibilité aient été suggérées, la plus appropriée semble être la fraction d'un nutriment ou d'un composé ingéré qui atteint la circulation systémique et les sites spécifiques où il peut exercer son action biologique. En d'autres termes, cela signifie simplement combien la quantité de composés phénoliques ingérée est capable d'exercer ses effets bénéfiques sur les tissus cibles (D'Archivio *et al.*, 2010).

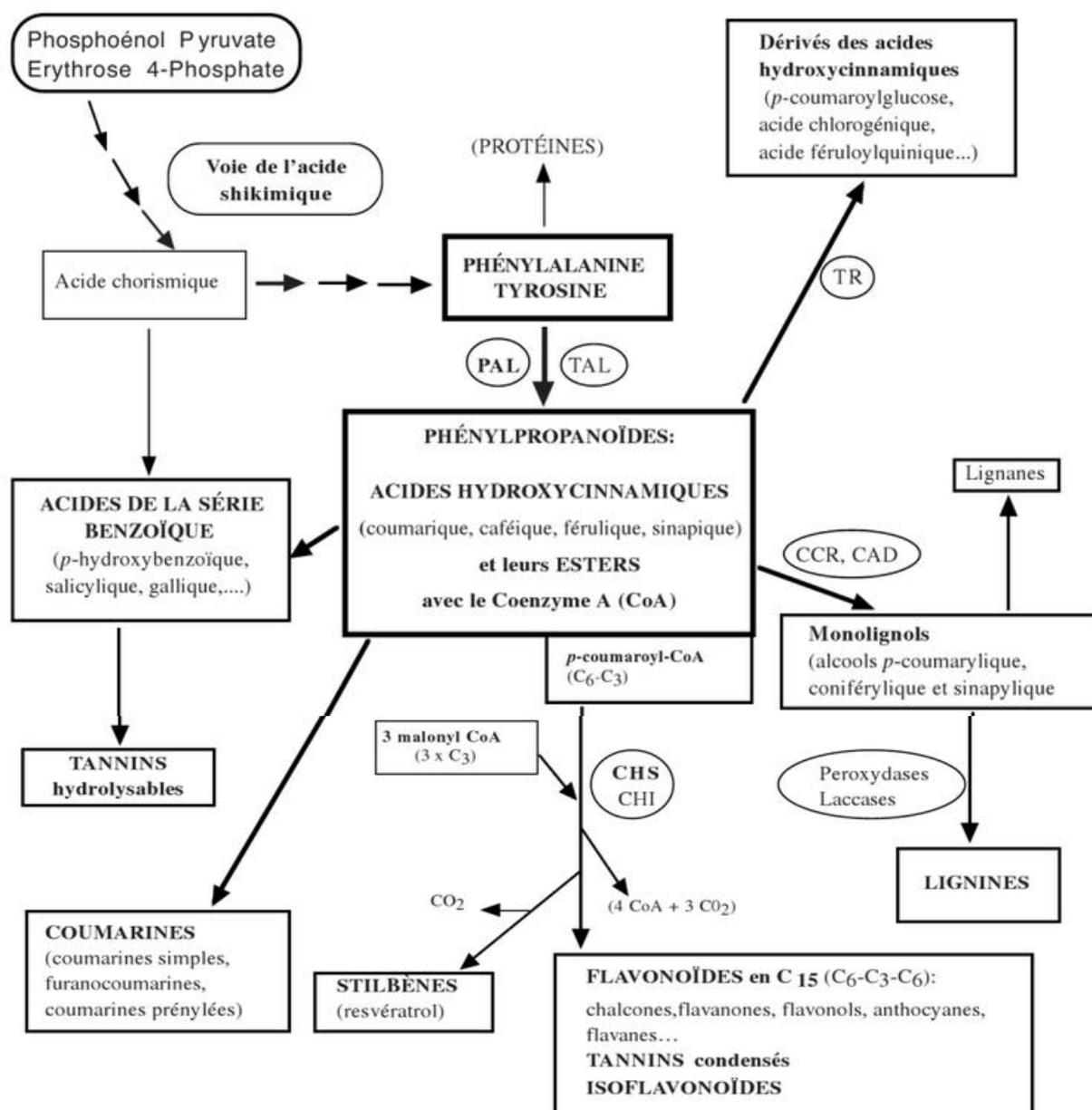


Figure 17. Diagramme schématisé des grandes lignes des principaux groupes des composés phénolique accompagnée des enzymes clés impliquées (Macheix *et al.*, 2005).

Abréviations enzymatiques: PAL, phénylalanine ammoniac-lyase; TAL: tyrosine ammonialyase; CCR cinnamate CoA réductase; TR: transférase.

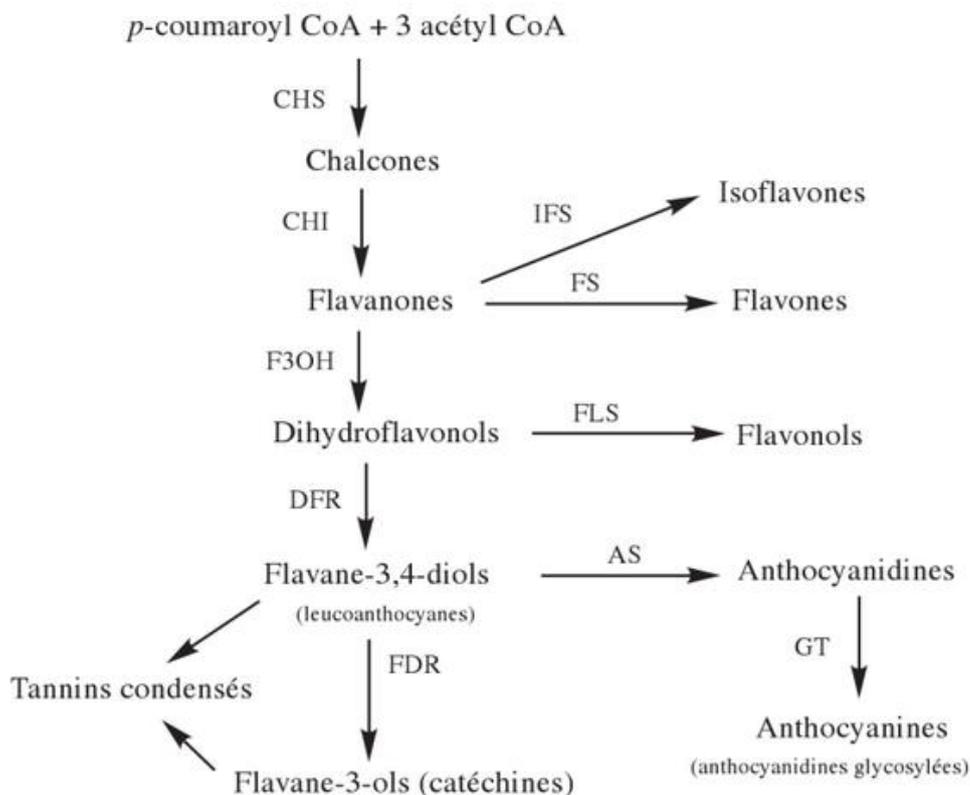


Figure 18. Diagramme schématisé des grandes lignes de la biosynthèse de quelques classes de flavonoïdes accompagnée des enzymes clés impliquées (Macheix *et al.*, 2005).

Abréviations enzymatiques : CHS : chalcone synthase ; CHI : chalcone flavanone isomérase ; FS : flavone syntase ; IFS : isoflavone synthase ; F3OH : flavanone-3 hydroxylase ; FLS : flavonol synthase ; DFR : dihydroflavonol réductase ; AS : anthocyanidine synthase ; FDR : flavane-3,4-diol réductase ; GT : glucosyltransférases.

La biodisponibilité de ces composés après l'apport alimentaire a été de plus en plus un sujet de recherche au cours des dernières années. Après l'ingestion de flavonoïdes alimentaires qui, à l'exception notable des flavan-3-ols et des proanthocyanidines, existent déjà sous forme de conjugués glycosidiques, l'absorption de certains composés dans le système circulatoire a lieu dans le petit intestin. En règle générale, l'adsorption à ce site est associée à l'hydrolyse, à la libération de l'aglycone par suite de l'action de la lactase phloridzine hydrolase (LPH) dans la bordure en brosse des cellules épithéliales de l'intestin grêle. La LPH présente une large spécificité de substrat pour les flavonoïdes-O- β -D-glucosides et l'aglycone libérée peut ensuite pénétrer dans les cellules épithéliales par diffusion passive en raison de sa lipophilie accrue et de sa proximité de la membrane cellulaire. Une étape hydrolytique alternative est réalisée par l'intermédiaire de la β -glucosidase cytosolique (CBG) dans les cellules épithéliales. Pour que l'hydrolyse catalysée par la CBG se produise, les glucosides polaires

doivent être transportés dans les cellules épithéliales, éventuellement avec l'intervention du transporteur de glucose dépendant du sodium actif SGLT1 (Crozier *et al.*, 2010).

Les composés phénoliques non absorbés dans l'intestin grêle, ainsi que les composés absorbés et métabolisés dans le foie et excrétés dans la bile pénètrent dans le colon. Les enzymes sécrétées par la microflore colique hydrolysent les glycosides non absorbés, détachent les conjugués de leurs fractions attachées, divisent les plus gros composés phénoliques en molécules plus simples telles que les acides phénoliques, ou fendent le cycle hétérocyclique contenant de l'oxygène. Les composés phénoliques peuvent subir une méthylation (catalysée par la catécho-O-méthyletransférase, COMT), une sulfatation (catalysée par des sulfotransférases, SULT) ou une glucuronidation (catalysée par l'UDP glucuronosyl transférases, UGT) ou une combinaison de ces processus dans l'intestin grêle, le foie ou le rein. Le site principal du métabolisme dépend de la dose, les plus petites doses étant métabolisées dans la muqueuse intestinale, le foie jouant un rôle secondaire, tandis que les plus grandes doses étant métabolisées dans le foie. Ces biotransformations enzymatiques, qui aboutissent à la conjugaison de groupe hydroxyle, produisent généralement des métabolites ayant une activité antioxydante réduite (Balasundram *et al.*, 2006).

3. 5. Propriétés biologiques

3. 5. 1. Activité antioxydante

Les plantes aromatiques et médicinales sont connues pour posséder divers effets antioxydants et autres activités biologiques. Les composés phénoliques dans ces espèces végétales sont étroitement liées à leur activité antioxydante, principalement en leurs propriétés rédox et de leur capacité à bloquer la production d'espèces réactives de l'oxygène (Miguel, 2010 ; Rubió *et al.*, 2013). Ils peuvent jouer un rôle important dans l'adsorption et la neutralisation des espèces réactives de l'oxygène (ROS), extincteur de l'oxygène singulet et triplet ou la décomposition des peroxydes (Cartea *et al.*, 2011).

L'activité antioxydante des composés phénoliques est essentiellement déterminée par leur structure, en particulier la délocalisation d'électrons sur un noyau aromatique. Lorsque ces composés réagissent avec les radicaux libres, il se produit une délocalisation de l'électron gagné par rapport à l'antioxydant phénolique et une stabilisation par l'effet de résonance du noyau aromatique ce qui empêche la poursuite de la réaction en chaîne des radicaux libres (Juana *et al.*, 2012).

Le potentiel antioxydant des composés phénoliques dépend du nombre et de la disposition des groupes hydroxyle présents, et ainsi que de la présence de doubles liaisons dans les molécules d'intérêt (Rastakhiz *et al.*, 2015). Ils sont des piègeurs de radicaux libres qui retardent ou inhibent l'étape d'initiation ou interrompent l'étape de propagation de l'oxydation des lipides, ce qui diminue la formation de produits de décomposition volatils (par exemple, des aldéhydes et des cétones) qui provoquent le rancissement, ce qui limite l'oxydation des lipides et augmente la durée de stockage des viandes. Les antioxydants phénoliques (AH) peuvent donner des atomes d'hydrogène aux radicaux lipidiques et produire des dérivés lipidiques et des radicaux antioxydants (réaction 1), qui sont plus stables et moins facilement disponibles pour favoriser l'auto-oxydation. Le radical libre antioxydant peut également interférer avec les réactions des propagations en chaîne (réactions 2 et 3) (Lengkey et Widjastuti, 2010; Shahidi et Ambigaipab, 2015).



En plus de piéger les radicaux, les composés phénoliques sont également connus comme chélateurs de métaux. La chélation de métaux de transition tels que Fe^{2+} qui peut directement réduire le taux de réaction de Fenton, empêchant ainsi l'oxydation provoquée par des radicaux hydroxyles très réactifs. Les composés phénoliques n'agissent pas seuls ; il a été constaté qu'ils peuvent effectivement fonctionner comme un co-antioxydant, et sont impliqués dans la régénération des vitamines essentielles (Tsao, 2010).

Les propriétés antioxydantes sont conférées aux flavonoïdes par les groupes hydroxyle phénoliques liés aux structures cycliques et peuvent agir en tant qu'agents réducteurs, donneurs d'hydrogène, agent d'extinction de l'oxygène singulet, piègeurs de radicaux superoxyde et même en tant que chélateurs des métaux (Carocho et Ferreira, 2013b).

Les acides benzoïques monohydroxy agissent comme des antioxydants très faibles, en raison du potentiel électro-négatif d'un seul groupe carboxyle ; seul l'acide *m*-hydroxybenzoïque a une activité antioxydante élevée. L'activité antioxydante totale des acides hydroxycinnamiques est plus élevée que celle des acides hydroxybenzoïques. Cette activité peut être augmentée par certaines substitutions des méthoxylation, mais la glycosylation du groupe carboxylate n'a aucune influence sur cette propriété (Rice-Evans *et al.*, 1996). La plus grande activité de l'acide hydroxycinnamique pourrait être due au groupement $CH=CH-COOH$, ce qui assure

une plus grande capacité de H-donnant et la stabilisation radicale du groupe -COOH dans les acides hydroxybenzoïques (Balasundram *et al.*, 2006).

3. 5. 2. Activité microbienne

Certains mécanismes de défense des plantes sont constitutifs, alors que d'autres sont induits lorsque la plante a reconnu un micro-organisme (reconnaissance très spécifique de type «gène à gène») ou l'un de ses composants (reconnaissance moins spécifique d'un «éliciteur»). Ces phénomènes de reconnaissance vont alors enclencher la production de signaux et de messagers chimiques végétaux, qui à leur tour régulent les modifications de l'expression de gènes végétaux (Klarzynski et Fritig, 2001).

Les plantes synthétisent rapidement des substances de défense contre les attaques par les micro-organismes (Masibo et He, 2009). Elles ont plusieurs lignes de défense contre l'invasion d'agents pathogènes y compris les barrières préformées et les réponses induites. Les traductions ultérieures incluent une production rapide des dérivés d'oxygène et la synthèse de composés phénoliques (Guleria et Kumar, 2006).

Certains composés phénoliques antibiotiques sont stockés dans les cellules des plantes comme des formes liées inactives, mais sont facilement convertis dans la plante en antibiotique biologiquement actif par hydrolyse enzymatique (glycosidases) en réponse à une attaque pathogène. Ces composés peuvent également être considérés comme des composés antimicrobiens préformés depuis les enzymes de la plante qui activent entre eux. Ils sont déjà présents, mais sont séparés de leurs substrats par le compartimentage, permettant l'activation rapide sans exigence pour la transcription des nouveaux produits géniques. Dans de tels cas, les composés phénoliques libres sont susceptibles d'être beaucoup plus toxiques pour l'organisme envahisseur que les formes liées. En outre, même si les composés phénoliques préformés antifongiques sont présents dans les plantes en bonne santé à des niveaux qui devraient être antimicrobiens, leurs niveaux pourraient encore augmenter, en réponse au défi par des agents pathogènes (Lattanzio *et al.*, 2006).

3. 5. 3. Activité thérapeutique

Les plantes aromatique et médicinales revêtent actuellement une importance considérable en raison de leurs attributs particuliers en tant que source importante de composés phytochimiques thérapeutiques pouvant conduire au développement de nouveaux médicaments (Azwanida, 2015). La plupart des composés phytochimiques à base de plantes tels que les flavonoïdes et les acides phénoliques ont des effets positifs sur la santé pour traiter certaines

maladies à savoir : maladies allergiques telles que la rhinite allergique et l'asthme, anti-mutagénèse, anti-cancérogènes, anti-inflammatoires, hépato-protectrices, anti-thrombotiques, antivirales, vasodilatatrices, anti-athérosclérotiques, diabète, cardiovasculaire, *etc.* (Soobrattee *et al.*, 2005; Tapsell *et al.*, 2006 ; Asif, 2015). Selon une étude néerlandaise, la consommation d'aliments riches en flavonoïdes réduirait la mortalité par maladies coronariennes chez les hommes âgés, pour cela les composés phénoliques doivent être absorbés à travers la barrière intestinale et parvenir au niveau des tissus cibles où ils peuvent exercer des effets protecteurs (Edeas, 2007).

3. 6. Méthodes d'extraction, de caractérisation et de quantification

3. 6.1. Méthodes d'extraction

La solubilité des composés phénoliques est régie par leur nature chimique qui peut varier du simple à très hautement polymérisée. Les matières végétales peuvent contenir des quantités variables d'acide phénolique, des phénylpropanoïdes, d'anthocyanes et des tannins, *etc.* Il y a une possibilité d'interaction des composants phénoliques avec d'autres composés tels que les glucides et les protéines. Ces interactions peuvent conduire à la formation des complexes insolubles. La solubilité des composés phénoliques est également affectée par la polarité du solvant utilisé. Par conséquent, il est très difficile de mettre au point une procédure d'extraction appropriée pour l'extraction de tous les composés phénoliques végétaux. Les extraits phénoliques des matières végétales constituent toujours un mélange diversifié des composés phénoliques solubles pour les plantes dans le système de solvants utilisés. Des étapes supplémentaires peuvent être nécessaires pour éliminer les composés phénoliques indésirables et les substances non phénoliques tels que les cires, les terpènes, les graisses et les chlorophylles. Des solvants (méthanol, éthanol, propanol, acétone, acétate d'éthyle, diméthylformamide) et leurs combinaisons avec des proportions différentes de l'eau ont également été utilisés pour l'extraction des composés phénoliques (Naczki et Shahidi, 2006).

3. 6. 2. Méthodes de quantification et de caractérisation

Historiquement, la méthode colorimétrique la plus commune employée pour la quantification des acides phénoliques est la méthode utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu. Ce dernier entraîne la réduction de l'acide phosphomolybdique-phosphotungstique à un complexe de couleur bleu en milieu alcalin. Le complexe phosphomolybdique-phosphotungsticphénol généré en solution donne une absorbance facilement détectée à 760 nm. Cependant, la quantification est problématique, d'autres composants dans les extraits se comportent comme

agents réducteurs. L'identification individuelle des composés phénoliques n'est pas possible avec cette méthode. Au cours des vingt dernières années, la technique d'analyse qui a dominé la séparation et la caractérisation de composés phénoliques est l'HPLC avec phase inversée de technologie de la colonne. Beaucoup de critiques sur les composés phénoliques ont porté sur les flavonoïdes avec une section consacrée aux acides phénoliques. Seules quelques-unes ont porté exclusivement sur les techniques de séparation pour les acides phénoliques (Robbins, 2003). Par ailleurs, différentes techniques chromatographiques ont été employées pour la séparation, l'isolement, la purification et l'identification des composés phénoliques. Les procédures chromatographiques ont également été utilisées pour étudier l'interaction des composés phénoliques avec les autres composants alimentaires (Naczka et Shahidi, 2006).

4. Viande caprine

4.1. Principales caractéristiques

La viande de chèvre est considérée comme une viande rouge maigre présentant des caractéristiques nutritionnelles favorables. Elle a une couleur rouge un peu plus foncée, une texture plus grossière et une saveur et un arôme typiquement différents de ceux de l'agneau ou du mouton (Webb, 2014).

Des évaluations sensorielles ont montré que la viande de chèvre est acceptable au goût et souhaitable pour le consommateur, par comparaison à des viandes provenant des animaux d'âges similaires. Cependant, la viande de chèvre a tendance à être moins tendre et moins juteuse que celle du mouton (Webb *et al.*, 2005).

La viande de chèvre présente un potentiel de marché immense, car elle pourrait devenir un excellent choix pour les consommateurs soucieux de leur santé en raison de sa faible teneur en graisse par rapport aux autres viandes rouges et poulets (Lee *et al.*, 2008 ; Kadim et Mahgoub, 2012).

4.2. Viande caprine et apport nutritionnel

La viande de chèvre est une viande très nutritive (Madruga *et al.*, 2009). Elle est riche en protéines, vitamines et minéraux, mais contient très peu de graisses, en particulier de cholestérol (Ivanović *et al.*, 2016). De plus, elle ne contient qu'une quantité limitée de glucides (Dhanda *et al.*, 2003).

Pour les consommateurs préférant des viandes moins grasses pour des raisons de santé, les chèvres sont considérées comme source de viande rouge maigre avec une faible teneur en lipides totaux, en cholestérol et en acides gras saturés et une forte teneur en acides gras polyinsaturés que les autres petits ruminants. Le C18 : 2 (*cis*-9, *trans*-11) est quantitativement l'isomère le plus important de l'acide linoléique conjugué (ALC), et même de l'acide vaccénique. Ces acides sont plus présents dans la viande de petits ruminants nourris avec des pâturages par rapport à la viande de petits ruminants nourris avec des aliments céréaliers. Le régime à base des herbes augmentent le pourcentage d'acide linoléique et d'acide gras n-3, ce qui aboutit finalement à un rapport n-3/n-6 inférieur (Kadim *et al.*, 2004; Ribeiro *et al.*, 2011 ; Mahgoub *et al.*, 2012 ; Mazhangara *et al.*, 2019).

La qualité des protéines d'un aliment est déterminée par la composition et la proportion d'acides aminés essentiels dans l'aliment. Comparé au bœuf et à l'agneau, la chèvre est caractérisée par une concentration comparable en arginine, isoleucine, lysine, méthionine, thréonine et tryptophane. La viande de chèvre cuite est également une bonne source de protéines de haute qualité et de fer (tableau 03). Sa faible teneur en calories est comparable à celle des autres espèces, principalement en raison de sa faible teneur en graisse (Kadim et Mahgoub, 2012 ; Mazhangara *et al.*, 2019).

Tableau 03. Comparaison de la viande de chèvre cuite avec d'autres viandes (Mazhangara *et al.*, 2019).

Par 85g cuit (rôti)	Calories	gras (g)	gras saturé (g)	Cholestérol (mg)	Protéine (g)	Fer (mg)
Chèvre	122	2,8	0,79	63,80	23	3,2
Poulet	162	6,3	1,7	76,00	25	1,5
Bœuf	179	7,9	3,00	73,10	25	2,9
Agneau	175	8,1	2,90	78,20	24	1,4

La viande de chèvre constitue également une excellente source pour autres micronutriments, notamment de phosphate, de magnésium, de potassium et de zinc, ainsi que des vitamines du groupe B (B₁, B₂, PP et B₁₂) (Webb, 2014 ; Ivanović *et al.*, 2016 ; Mazhangara *et al.*, 2019).

Elle contient environ un taux d'humidité de 77%. Ce niveau est supérieur à celui de la viande d'autres animaux d'élevage. La viande de chèvre est également une bonne source de protéines, contenant environ 17,6 – 18,1%, ce qui est comparable à la viande d'autres espèces. D'une manière générale, les animaux de pâturage ont généralement moins de graisse

corporelle que ceux nourris avec des concentrés. En effet, la graisse de la carcasse joue un rôle bénéfique dans la réduction de la déshydratation et du raccourcissement par le froid pendant le processus de refroidissement.

La viande de chèvre a une teneur en matière grasse environ de 1,6% inférieure de 50 à 65% à celle du bœuf, mais une teneur en protéines similaire avec environ de 20,8%. Elle a entre 42 et 59% moins de gras que l'agneau et est à peu près identique à 25% moins que le veau. La graisse intramusculaire de chèvre se situe entre 1,19 et 2,34%. La viande de chèvre contient environ 0,87% de matière sèche (tableau 04) (Kadim et Mahgoub, 2012).

Tableau 04. Comparaison de la composition chimique de la viande de chèvre avec d'autres espèces (Kadim et Mahgoub, 2012).

Espèce	Humidité (%)	Protéine (%)	gras (%)	Matière sèche (%)	Muscle
Chameau	71,00	21,4	4,4	1,10	<i>longissimus</i>
Bœuf	71,5	21,5	5,5	0,90	<i>longissimus</i>
Mouton	68,9	21,00	8,5	1,20	<i>longissimus</i>
Chèvre	76,5	19,7	1,6	0,87	<i>longissimus</i>
Poulet	75,5	22,40	1,5	0,60	<i>Pectoralis major</i>
Canard	76,8	21,00	1,68	1,00	<i>Pectoralis major</i>

4. 3. Profil volatil et facteurs influençant la composition en composés organiques volatils de la viande

La composition de la viande en composés volatils est influencée par divers facteurs : race, sexe, alimentation et âge de l'animal, type de muscle, ainsi que les conditions de traitement thermique (cuisson,...) (Liu *et al.*, 2012 ; Kosowska *et al.*, 2017).

Selon des études faites par Vasconcelos *et al.* (2005), sur un groupe de cinq différents génotypes de chèvre, l'effet du groupe génétique des chèvres influence qualitativement et quantitativement le profil volatil des viandes.

Parmi les caractéristiques de qualité de la viande, les composés organiques volatils (COV) et le profil en acides gras jouent un rôle essentiel sur les propriétés sensorielles. Le profil de composés organiques volatils (COV) des produits d'origine animale est fortement influencé par l'alimentation des animaux. En plus de leur rôle sur la saveur, la teneur en composés organiques volatils (COV) de la viande a été étudiée. Certains composés organiques volatils

sont considérés également comme des indicateurs de stabilité oxydative de la viande. L'apparition de ces composés organiques volatils (COV), tels que les aldéhydes et les cétones, dans la viande est induite par des réactions d'auto-oxydation des lipides (Vasta *et al.*, 2013 ; Luo *et al.*, 2019). Et même le profil volatil de viande est affecté par le type de muscle pour le même animal. Généralement, les muscles ayant une activité élevée présentent une saveur plus forte que les muscles moins actifs (Kosowska *et al.*, 2017). Selon Khan *et al.* (2015), le sexe de l'animal a un impact apparent sur la variation des composés volatils et par conséquent sur l'odeur et la saveur de la viande.

D'après les travaux réalisés par Gorraiz *et al.* (2002) sur les ruminants, il s'avère que la saveur est plus forte chez les femelles que chez les males. Ces différences pourraient être associées aux différences dans le teneur de certains composés volatils tels que : les hydrocarbures, les alcools, les aldéhydes et les cétones. Ces différences entre les ruminants males et femelles peuvent être liées au control génétique du développement animal et de la production d'hormones sexuelles et à leur influence sur la composition lipidique, qui détermineraient ces différents profils volatils.

La préparation de la viande et le type d'additifs appliqués ainsi que les méthodes et les conditions de traitement thermique (cuisson, ...) ont un impact sur la composition de la viande en composés volatils (Kosowska *et al.*, 2017 ; Arshad *et al.*, 2018). En particulier, les procédures de cuisson exercent des changements chimiques importants sur le profil volatil de la viande, développant la plupart des composés qui sont, principalement responsables de la saveur de la viande (Vasta et Priolo, 2006).

Les principales réactions impliquées dans la formation des composés aromatiques dans la viande cuite sont : l'oxydation de lipides, la dégradation de thiamine, la réaction de Strecker et la réaction de Maillard. Ces réactions sont présentes dans les viandes de toutes les espèces, mais la différence réside dans les composants de base, parmi eux, la teneur en pro et anti-oxydants et le profil d'acide gras de la viande. Chez les ruminants, les précurseurs ou les composés aromatiques peuvent également provenir de microorganismes des ruminants ou par un transfert direct depuis l'aliment consommé (Resconi *et al.*, 2013).

4.4. Synthèse des travaux sur l'amélioration de la qualité de la viande par le biais de l'alimentation

La nature des fourrages ingérés par les ruminants est l'un des facteurs de variation des caractéristiques sensorielles des produits carnés (Martin *et al.*, 2005).

Une alimentation à base d'herbes pâturées améliore la composition chimique et les propriétés nutritionnelles et sensorielles de viandes (Coulon, 2008). La diversité floristique des ressources fourragères présente un intérêt en termes d'ingestion. Sur les végétations hétérogènes, les herbivores choisissent un régime alimentaire diversifié et il a été suggéré que la diversité alimentaire pouvait être un *stimulus* positif pour l'animal qui augmente sa motivation à l'ingestion (Farruggia *et al.*, 2008).

Les travaux de Priolo *et al.* (2001) indiquent que les consommateurs de viande rouge considèrent que la viande provenant d'animaux élevés au pâturage est différente de celle obtenue à partir d'animaux élevés sur des concentrés, en particulier en termes de saveurs. Dans le même contexte, Kosowska *et al.* (2017) montrent que la viande obtenue à partir des animaux pâturant des herbes a un goût et un arôme qui sont plus recherchés par les consommateurs. Les composés de saveur et d'arôme présents dans la viande comprennent une large gamme de composés, y compris les hydrocarbures, les aldéhydes, les cétones, les alcools, les furanes, les thiophènes, les pyrroles, les oxazoles, les thiazoles et les composés soufrés (Kang *et al.*, 2013).

La viande des animaux pâturant des herbes est plus sombre et moins tendre que celle des animaux ayant un régime riche en concentrés. Cet effet pourrait être lié, d'une part à un effet direct en modifiant la teneur du muscle en myoglobine, protéine responsable de la couleur de la viande et d'autre part un impact indirect sur la couleur de la viande *via* l'âge de l'animal, le poids et l'état d'engraissement de la carcasse, le taux de gras intramusculaire et le pH ultime de la viande, qui varient selon le système d'alimentation. Le pH du muscle est fortement corrélé à la couleur de la viande, en particulier à sa luminosité. L'alimentation à base d'herbes conduit généralement à un pH ultime de la viande plus élevé que lorsque les animaux sont alimentés avec des concentrés, en raison d'un potentiel glycolytique inférieur et d'une aptitude supérieure à la baisse du taux de glycogène musculaire en réponse aux manipulations lors de l'abattage. Et même le pourcentage de gras intramusculaire pourrait aussi être en partie responsable des différences de luminosité de la viande d'animaux soumis à différents

systèmes de production. Il est plus élevé avec les régimes riches en concentrés. Le gras est en effet moins coloré, ce constat est dû à la présence de muscle qui pourrait contribuer à augmenter la valeur de la luminosité (Coulon et Priolo, 2002 ; Coulon, 2008).

Le régime alimentaire, en particulier le pâturage à base d'herbes, pouvait influencer l'évaluation de la tendreté de la viande. La différence de tendreté de la viande entre le régime de pâturage à herbes et le régime concentré est souvent associée à une augmentation de la graisse de la carcasse de cette dernière, soit par un effet direct de la graisse dans la viande, soit par un effet indirect en réduisant le raccourcissement musculaire pendant le refroidissement de la carcasse (Jacques *et al.*, 2016). La tendreté de la viande est corrélée positivement avec le gras de la carcasse. Les carcasses des ruminants nourris au régime concentré étaient plus grasses que les carcasses des ruminants pâturant (Martin *et al.*, 2005).

Chapitre 2.

**Enquête ethno-vétérinaire
sur les plantes aromatiques
et médicinales pâturées par
les chèvres dans le Nord de
Biskra**

Introduction

L'élevage de la chèvre est ancien puisqu'on en trouve des traces chez les Gaulois, deux siècles av. J. C. A cette époque, ils utilisaient son lait pour faire des fromages, sa peau et ses poils pour faire des vêtements et sa viande pour s'alimenter (Fournier, 2006).

L'importance économique de l'élevage des chèvres a augmenté au cours des années dans le monde entier (Koluman *et al.*, 2017). Les chèvres présentent de nombreux avantages qui leur permettent de maintenir leur production dans des conditions climatiques et environnementales extrêmes (Darcan et Silanikove, 2018). Le caprin est capable de valoriser les zones défavorables où les autres ruminants domestiques trouvent des difficultés à s'y adapter (Lafdaili *et al.*, 2016).

En Algérie, l'élevage caprine reste une activité peu développée (Moustari, 2008) et la recherche sur les chèvres a été largement négligée, malgré l'importance économique de cette espèce domestique pour la subsistance en milieu rural (Ouchene-Khelifi *et al.*, 2015). En effet, l'élevage caprin est réparti inégalement dans différentes régions et sous diverses conditions climatiques et environnementales (Bourabah *et al.*, 2013). Au Nord, il est stationné dans les régions montagneuses, mais le gros de l'effectif est reparti dans les zones steppiques et subdésertiques (Boumadda *et al.*, 2018).

En effet, dans les régions difficiles, l'élevage des caprins, en Algérie et même dans d'autres pays en voie de développement, compte parmi les activités agricoles les plus répandues (Sahraoui *et al.*, 2016). Il constitue une activité socio-économique importante de la population (Lafdaili *et al.*, 2016) où il participe dans le revenu de la population rurale (Kadi *et al.*, 2013). De même, les chèvres ont un potentiel important pour couvrir efficacement certaines sources d'aliments en viande et en lait (Darcan et Silanikove, 2018).

Plus récemment, il y a un intérêt croissant envers les métabolites secondaires tels que : les terpènes, les composés phénoliques, les saponines,... présents dans les plantes aromatiques et médicinales comme composés pour améliorer certains aspects de la viande. C'est pour cela les politiques mondiales encouragent l'utilisation de pâturage naturel et de ressources alimentaires riches en métabolites secondaires, jouant un rôle primordial dans la digestion et les performances des animaux, ainsi que la qualité de la viande. Ces stratégies d'alimentation semblent prometteuses dans la mesure où les consommateurs demandent des aliments sains et bons pour la santé, appréciables d'un point de vue hédoniste et obtenus avec des systèmes agricoles durables et sans additifs chimiques (Vasta et Luciano, 2011).

Dans ce contexte, le deuxième chapitre de la présente thèse s'est focalisé sur la réalisation d'une enquête ethno-vétérinaire auprès des éleveurs de l'une des zones arides de l'Est Algérien (Nord de Biskra).

Ce chapitre a donc pour principal objectif la collecte, par le biais d'une enquête ethno-vétérinaire réalisée, des informations sur les plantes aromatiques et médicinales les plus abondantes et les plus consommées au cours du pâturage par les principales races de chèvres de la zone en question, le système de leur élevage ainsi que l'impact de ce pâturage sur les critères d'appréciation de qualité de la viande des chèvres selon les sujets interrogés (éleveurs, consommateurs et bouchers).

1. Méthodologie

1.1. Objectifs de l'enquête

Les principaux objectifs de l'enquête réalisée visent à :

- Identifier, par le biais des éleveurs, les plantes aromatiques et médicinales les plus abondantes et les plus consommées au cours du pâturage par les chèvres dans le Nord de Biskra ;
- Avoir une idée sur le système de pâturage des chèvres durant toute l'année et aussi la nature du complément au pâturage appliqué;
- Connaître les caractéristiques des races locales des chèvres dans la région Nord de Biskra.
- Connaître les avis des éleveurs, consommateurs et bouchers sur les critères d'appréciation de la qualité de la viande, son origine et les différents modes de sa consommation dans cette région.

1.2. Zone ciblée

Deux Daïra (Djemorah et El-Kantara) situées dans le Nord de Biskra ont été sélectionnées pour la réalisation de l'enquête. La Daïra Djemorah est représentée par deux communes: la commune de *Djemorah* (répartie sur trois régions : *Djemorah*, *Gueddila* et *Beni-souik*) et la commune de *Branis*. La Daïra d'El-Kantara est représentée par la commune de *Aïn zaâtout* (répartie en deux régions : *Aïn zaâtout* et *Beni-ferah*) (figure 19).

Ce choix est justifié par la nature aride, le climat saharien, l'abondance de pâturage des chèvres et enfin par la richesse et la diversité des plantes aromatiques et médicinales de cette zone.

Concernant la wilaya de Biskra, son Chef-lieu est située à 400 km au Sud-est de la capitale, Alger. Elle s'étend sur une superficie de 21 671 km². Elle est limitée par la wilaya de Batna au nord, la wilaya de Khenchela au nord-est, la wilaya de M'sila au nord-ouest, la wilaya de Djelfa au sud-ouest, El Oued au sud-est et par Ouargla au sud.

Elle est issue du découpage administratif de 1974 et comprend actuellement 12 Daïras et 33 Communes.

La wilaya de Biskra se caractérise par un climat saharien, sec en été et très agréable en hiver. La pluviométrie est en moyenne entre 120 et 150 mm/an.

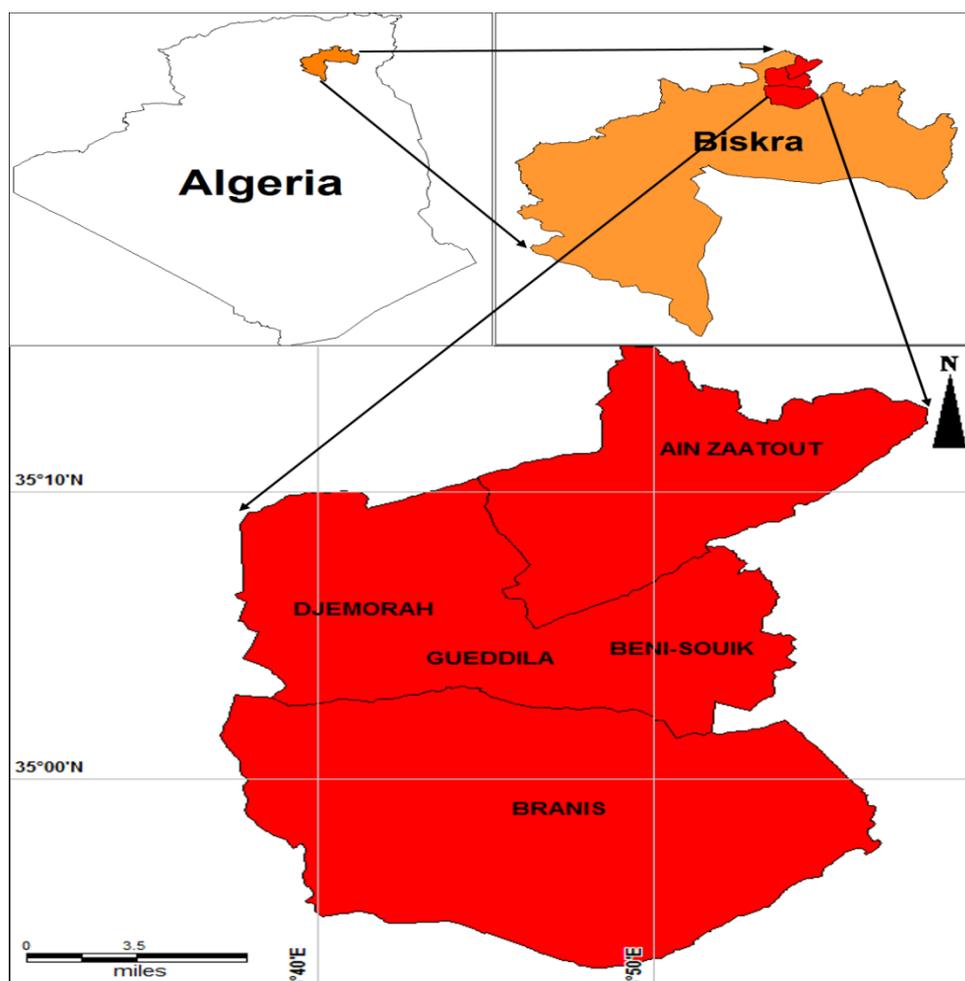


Figure 19. Localisation de la région d'étude (Région de Nord de Biskra).

1.3. Pré-enquête

Avant de réaliser l'enquête proprement dite, nous l'avons initiée par une pré-enquête auprès de 10 personnes entre éleveurs et bouchers au niveau des communes déjà citées. Cette pré-enquête a été réalisée durant la période s'étalant du 12 au 21 Mars 2015 afin de vérifier la faisabilité du questionnaire élaboré et de rassembler le maximum d'informations nécessaires en rapport avec notre problématique.

Au terme de cette pré-enquête, certaines questions ont été modifiées et d'autres ont été supprimées et remplacées par d'autres questions en fonction de nos observations et des remarques faites par les sujets interrogés. Ceci nous a permis d'élaborer un questionnaire définitif simple, clair, compréhensible et adapté aux objectifs de l'enquête.

1.4. Description du questionnaire définitif

Le questionnaire définitif (composé de 32 questions, Annexe I) est rédigé en langue française et il a été traduit en langue arabe. Par rapport à la nature des questions, nous avons utilisé :

- Des questions fermées (17 questions) où les sujets interrogés choisissent une seule réponse parmi plusieurs choix, comme le genre, l'âge, les facteurs influençant la qualité et la quantité de production de la viande caprine, *etc.* Le choix de ce type de questions permet une simplicité des réponses d'une part et une facilité de leur traitement d'autre part.
- Des questions ouvertes (10 questions) où les sujets interrogés proposent une ou plusieurs réponses, peuvent ajouter des remarques et même apporter des précisions quantitatives et qualitatives. Le choix de ce type de questions permet de donner plus de liberté aux sujets interrogés pour répondre aux questions comme les critères de connaissance de l'origine de la viande, les critères d'appréciation de la qualité de la viande, *etc.*
- Des questions semi-fermées (05 questions) qui, en plus des orientations comme pour les questions fermées, permettent aux sujets interrogés de compléter facilement les questions ayant un rapport par exemple avec le nombre de jours et d'heures moyens de pâturage pour chaque saison, la nomination locale de la race de chèvre, *etc.*

Par rapport aux volets du questionnaire, ils sont au nombre de cinq :

Volet 1 : Identification et renseignements personnels. La partie de l'identification regroupe des informations relatives au sujet interrogé à savoir : le genre, l'âge, la résidence, le niveau d'instruction et la profession.

Volet 2 : Renseignements relatifs à la viande caprine. Ce volet comporte des items portant sur la caractérisation de la viande caprine à savoir : les critères de connaissance de l'origine et la bonne qualité de la viande, les principales caractéristiques de viande caprine (tendreté, couleur, odeur et goût) et les facteurs influençant la qualité et la quantité de production de viande caprine (type d'alimentation, saison, âge, état de santé de l'animal et région d'élevage).

Volet 3 : Renseignements relatifs aux plantes aromatiques et médicinales pâturées par les chèvres. Ce volet comporte plusieurs points : en premier lieu des informations sur les plantes aromatiques et médicinales les plus abondantes dans la région ciblée, les plantes aromatiques et médicinales pâturées par les chèvres et les plantes aromatiques et médicinales les plus abondantes et les plus consommées par les chèvres; et en deuxième lieu la durée de pâturage (par heure, par jour et par saison) et enfin le complément au pâturage utilisé par les éleveurs (datte, orge, son, paille et pain sec).

Volet 4 : Renseignements sur la consommation de la viande caprine. Ce volet présente, en général, des informations sur la consommation de la viande des chèvres à savoir : les modes

de consommation de la viande (en sauce, fritee, grillée et à la vapeur) et les raisons évoquées pour la préférence de consommation de la viande caprine ayant comme pâturage des plantes aromatiques et médicinales.

Volet 5 : Renseignements sur l'élevage des chèvres. Ce volet présente, en général, des informations sur l'élevage des chèvres : nombre de têtes de chèvres élevées par chaque éleveur, caractéristiques des races dans chaque région, appellations locales, âge moyen des chèvres, couleur, taille de chèvre, adaptation au climat, adaptation au type d'alimentation, qualité et quantité de production de viande.

1.5. Déroulement de l'enquête

L'enquête a été réalisée durant deux mois, exactement du 1^{er} Avril jusqu'au 31 Mai 2015. L'échantillonnage est composé de 100 sujets dont certains sont ciblés (éleveurs de la région) et d'autres choisis au hasard (consommateurs de la viande caprine). Nous avons essayé d'inclure plusieurs villes et villages et même des fermes isolées et des lieux de pâturage des communes sélectionnées. Dans chaque lieu d'étude, nous avons expliqué aux sujets interrogés le cadre et l'intérêt de notre étude. De même, le questionnaire a été expliqué en arabe et même en langage locale de la région " *Chaouia*" dans les régions de *Aïn zaâtout* et de *Beni-ferah*.

1.6. Contraintes rencontrées

Durant la réalisation de l'enquête, nous avons été confrontés à des difficultés, comme la difficulté de déplacement dans les lieux isolés et surtout dans les lieux de pâturage; la difficulté de communication avec certains éleveurs et avec les sujets femmes interrogés. Cette difficulté a été résolue partiellement par l'intervention de deux personnes de la région qui ont accepté bénévolement de contribuer à notre enquête.

1.7. Traitement des données collectées

La saisie et le traitement statistique des données ont été effectués par le logiciel Excel version 2007. Les résultats sont exprimés en pourcentage lorsqu'il s'agit de variable qualitative (genre, profession, etc.) et en moyenne plus ou moins l'écart type lorsqu'il s'agit de variable quantitative (duré de pâturage, quantité de complément au pâturage, ...).

2. Résultats

2.1. Identification et renseignements personnels

- Genre

La majorité des sujets interrogés sont du genre masculin (91%). Cette dominance masculine peut être due à l'éloignement des zones d'élevages et la nature de cette activité qui est actuellement beaucoup plus liée aux hommes.

- Tranches d'âge

A la lecture de la figure 20, l'âge des sujets interrogés se situe entre 20 ans à plus de 60 ans. Les tranches d'âge [51- 60] ans, plus de 60 ans et [41- 50] ans sont majoritaires avec 30%, 29% et 27% respectivement alors que les autres tranches d'âge présentent des pourcentages plus bas. L'âge élevé (41 ans et plus) de la plupart des sujets interrogés (86%) semble être un avantage dans le domaine d'élevage.

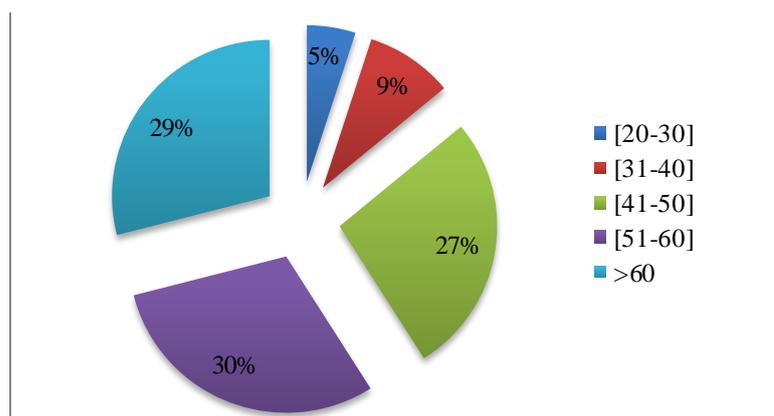


Figure 20. Répartition des sujets interrogés en fonction de la tranche d'âge.

- Lieux de résidence (communes et régions)

A l'issue de la figure 21, les sujets interrogés habitant la commune de *Djamorah* représentent le pourcentage le plus élevé (49%). Au sein de cette même commune, le pourcentage le plus important est enregistré par la région *Djamorah* (47%), suivie de la région *Gueddila* (33%) et la région *Beni-souik* (20%). De même, les sujets interrogés habitant la commune de *Aïn zaâtout* représentent un pourcentage non négligeable (39%). Au sein de cette même commune, le pourcentage le plus important est enregistré par la région *Aïn zaâtout* (62%), suivie de la région de *Beni-ferah* (38%). Alors que les sujets interrogés habitant la commune de *Branis* ne représentent que 12%.

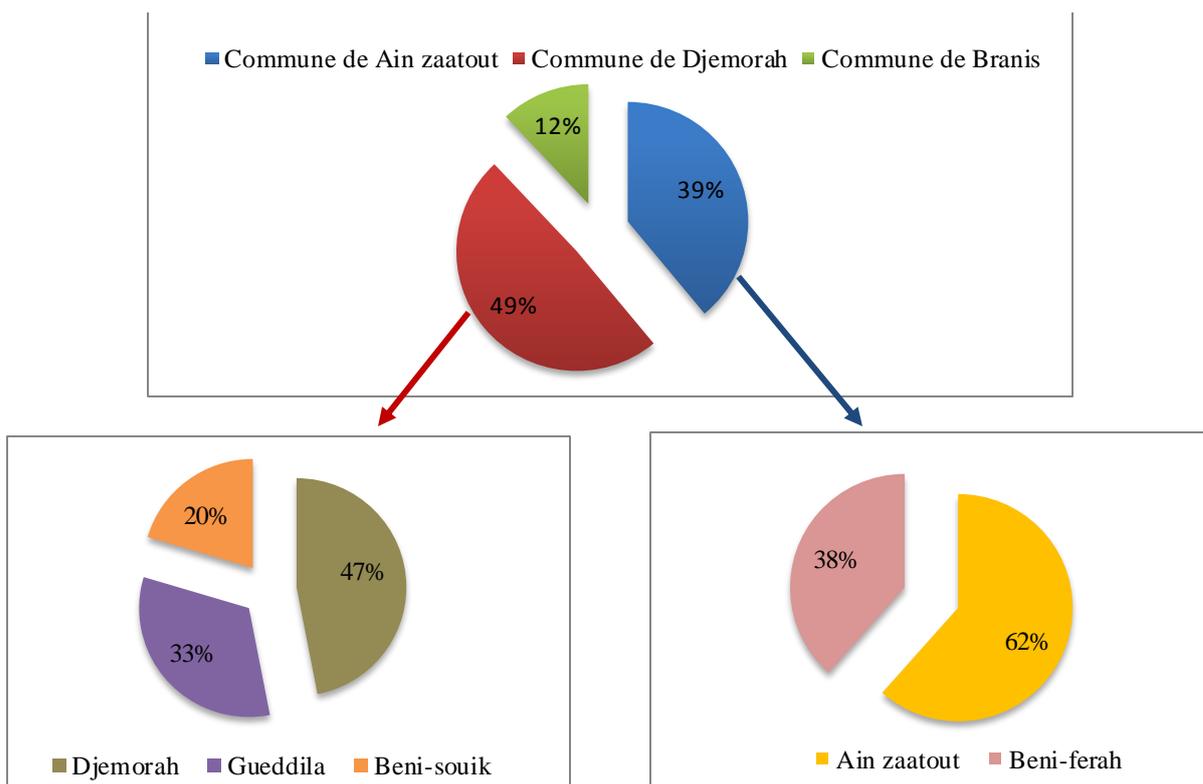


Figure 21. Répartition des sujets interrogés en fonction de la résidence (communes et régions).

- Niveau d'instruction

La répartition des sujets interrogés en fonction du niveau d'instruction est illustrée dans la figure 22.

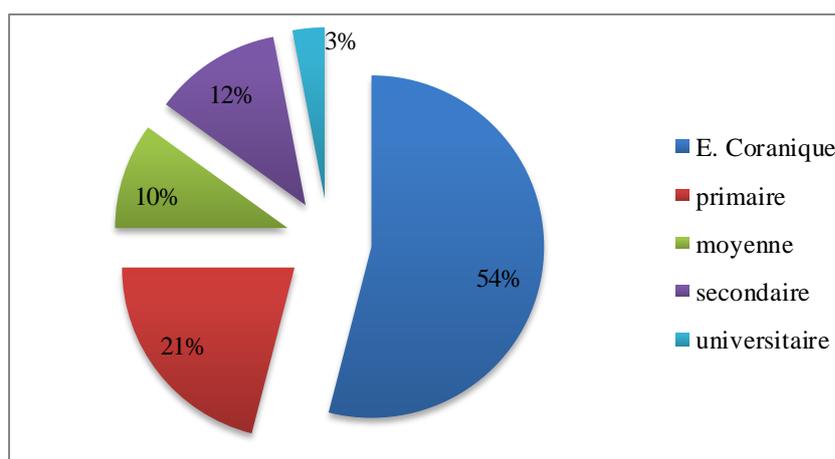


Figure 22. Répartition des sujets interrogés en fonction du niveau d'instruction.

D'après ces résultats, il s'avère que plus de la moitié (54%) de la population enquêtée ont suivi des cours au niveau des écoles coraniques tandis que les autres niveaux (primaire, moyen, secondaire et universitaire) ont des pourcentages plus bas et très variés.

- Profession

Les résultats illustrés dans la figure 23 indiquent la répartition des sujets interrogés en fonction de la profession.

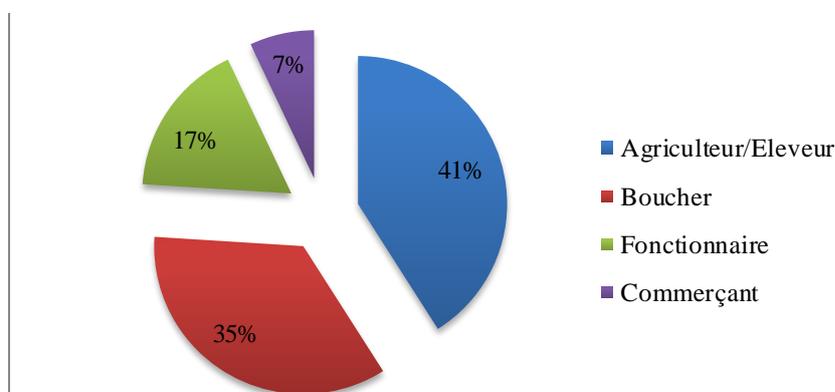


Figure 23. Répartition des sujets interrogés en fonction de la profession.

Diverses professions des sujets enquêtés ont été constatées : le pourcentage le plus élevé est celui des agriculteurs/éleveurs (41%), suivis des bouchers (35%), puis des fonctionnaires (17%) et des commerçants (seulement 7%). Ce constat se justifie par la nature de la région où l'enquête a été réalisée et qui se caractérise par la dominance des activités liées à l'agriculture.

2.2. Renseignements sur la connaissance de la viande caprine

2.2.1. Connaissance de la viande caprine de bonne qualité

Un pourcentage élevé des sujets enquêtés (86 %) ont déclaré qu'ils sont capables de connaître la viande caprine de bonne qualité. Ce constat est dû probablement à l'expérience et aux savoirs faire de ces sujets.

2.2.2. Critères cités pour la connaissance de la viande caprine de bonne qualité

La figure 24 représente les critères relatifs à la connaissance de la viande caprine de bonne qualité par les personnes enquêtées. Il ressort que la couleur et la tendreté sont les critères les plus cités en premier lieu. A ces deux critères s'ajoute la présence de la graisse en deuxième lieu.

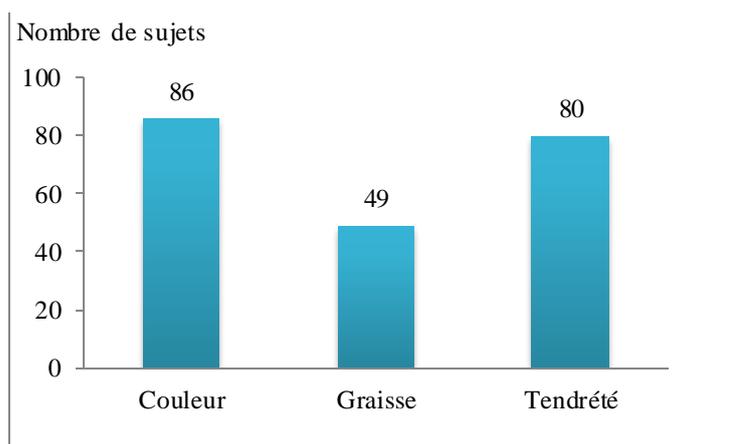


Figure 24. Répartition des sujets interrogés en fonction des critères cités de la viande de bonne qualité.

2.2.3. Facilité d'identification ou non de l'origine de la viande caprine

Presque la totalité des personnes enquêtées (98 %) connaissent facilement l'origine de la viande ainsi que la différence entre la viande de chèvre, la viande de brebis, la viande de vache, la viande du chameau et la viande du cheval, *etc.*

2.2.4. Critères cités pour l'identification de l'origine de la viande caprine

La figure 25 représente les critères d'identification de l'origine de la viande et la différence entre la viande de chèvre, la viande de brebis et la viande de vache par les personnes enquêtées.

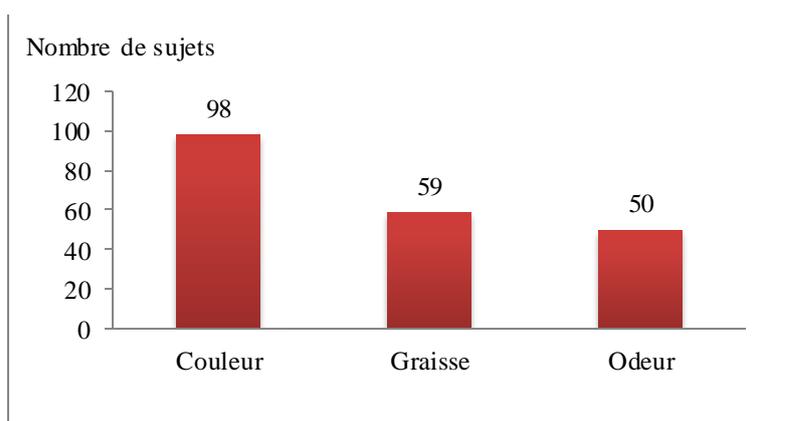


Figure 25. Répartition des sujets interrogés en fonction des critères cités pour l'identification de l'origine de la viande.

D'après les résultats obtenus, la population enquêtée identifie facilement l'origine de la viande et la différence entre la viande caprine, de brebis et celle de vache en se basant sur trois critères principaux : la couleur, la graisse et l'odeur. La couleur est le critère majoritaire pour 98% des cas suivi par la graisse et l'odeur pour 59% et 50% des sujets respectivement.

D'après ces sujets, la viande caprine est caractérisée par une couleur rouge, avec moins de graisse et une odeur spécifique par rapport à la viande de brebis et à la viande de vache.

2.2.5. Principales caractéristiques de la viande caprine

Nous avons constaté que la couleur rouge et le goût spécifique sont des critères majoritaires (98% et 91%, respectivement) pour caractériser la viande caprine (figure 26). En outre, l'odeur spécifique et la tendreté sont citées en deuxième lieu (80% et 62%, respectivement). Ces critères sont appréciés après cuisson de la viande.

Selon la déclaration des sujets interrogés, la viande des chèvres est légèrement moins tendre que la viande des brebis du même âge mais elle est plus tendre que la viande des vaches.

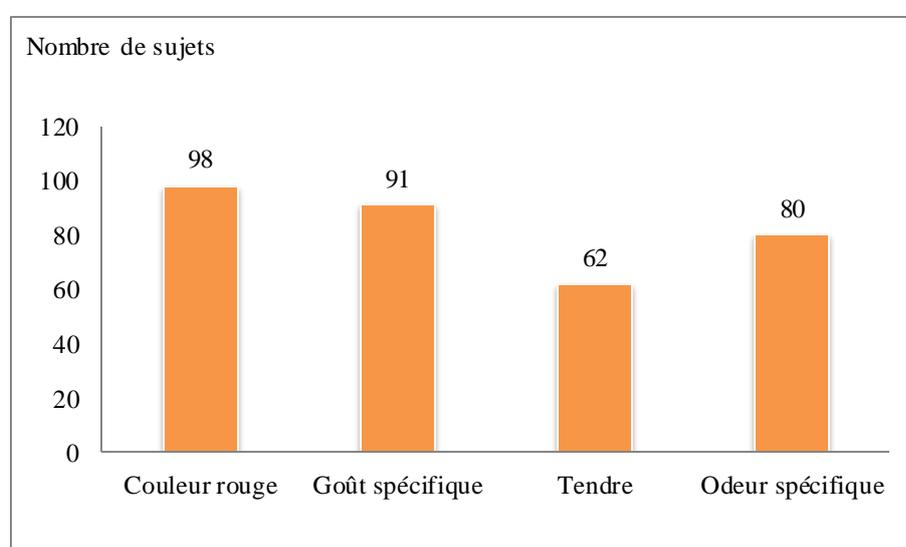


Figure 26. Répartition des sujets interrogés en fonction des principales caractéristiques de la viande caprine.

2.2.6. Facteurs influençant la production de la viande caprine

La figure 27 illustre la répartition des sujets interrogés en fonction des facteurs influençant la production de la viande à savoir : le type d'alimentation, la saison, l'âge, l'état de santé et la région d'élevage.

Nous avons noté que la région d'élevage et le type d'aliment consommé sont les facteurs majoritaires influençant la production de la viande (pour 91% et 85% des cas, respectivement). La saison, l'âge et l'état de santé de l'animal viennent en deuxième lieu (entre 62 et 65% des cas).

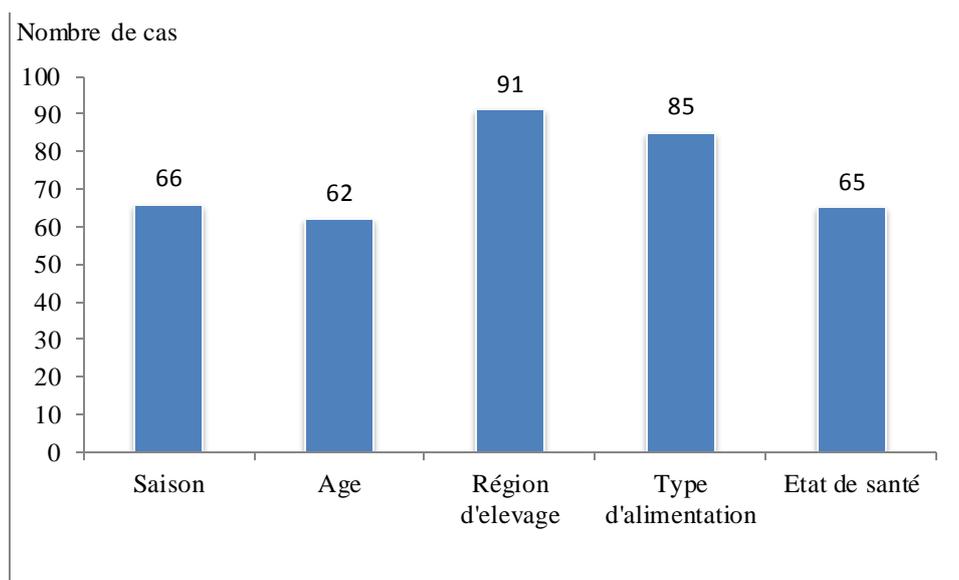


Figure 27. Répartition des sujets interrogés en fonction des facteurs influençant la production de la viande caprine.

2.2.7. Facteurs influençant la qualité de la viande caprine

Plusieurs facteurs peuvent influencer la qualité de la viande à savoir : la saison, l'âge, la région d'élevage, le sexe, le type d'alimentation et l'état sanitaire de l'animal. Le type d'alimentation, la saison, l'âge et l'état de la santé de l'animal sont des facteurs majoritaires influençant la qualité de viande alors que la région d'élevage et le sexe de l'animal sont en deuxième lieu (figure 28).

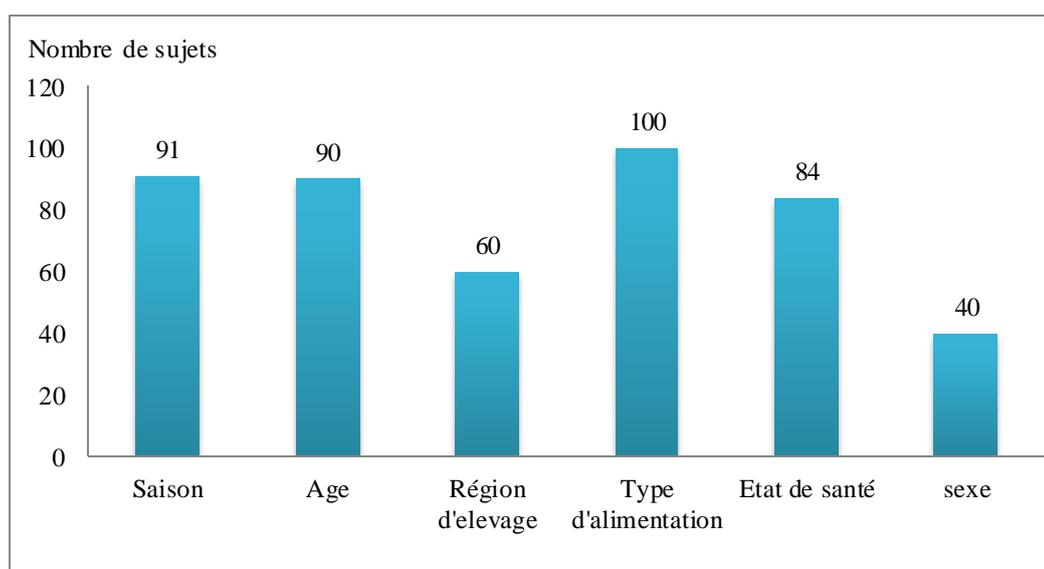


Figure 28. Répartition des sujets interrogés en fonction des facteurs influençant la qualité de la viande caprine.

2.3. Renseignements sur les plantes aromatiques et médicinales pâturées par les chèvres

L'identification botanique des plantes aromatiques et médicinales a été réalisée par Dr. Sihem DJELLAB et Amel MACHEROUM, Département Biologie des Etres Vivants, Faculté des Sciences Exactes et des Sciences de la Nature et de la Vie, Université Larbi Tébessi, Tébessa.

2.3.1. Identification des PAM pâturées par les chèvres

A l'issu des résultats de l'enquête réalisée, 79% des sujets interrogés connaissent les plantes aromatiques et médicinales les plus consommées par les chèvres pendant le pâturage, tandis que 21 % des sujets interrogés ne les connaissent pas.

2.3.2. Plantes aromatiques et médicinales les plus abondantes dans la zone ciblée

Parmi les plantes aromatiques et médicinales les plus abondantes dans la région ciblée de l'enquête par ordre décroissante sont : *Teucrium polium* L. (Djaâda), *Artemisia herb-alba* (Chih), *Thymus algeriensis* L. (M'zouchen), *Rosmarinus officinalis* L. (Eklil), *Artemisia campestris* L. (Dgouft), *Ziziphus lotus* L. (Sedra), *Astragalus armatus* L. (L'kdad) et *Juniperus phoenicea* L. (Arâar) (tableau 05).

Tableau 05. Classement des plantes aromatiques et médicinales par rapport à leur abondance.

Plantes aromatique et médicinales	Abondance			Classement par rapport à l'abondance
	Moins abondante « + »	Moyennement abondante « ++ »	plus abondante « +++ »	
<i>T. polium</i> L. (Djaâda)	1	28	45	73
<i>A. herb-alba</i> (Chih)	3	25	46	71
<i>T. algeriensis</i> L. (M'zouchen)	5	25	45	70
<i>R. officinalis</i> L. (Eklil)	0	13	54	67
<i>A. campestris</i> L. (Dgouft)	0	24	40	64
<i>Z. lotus</i> L. (Sedra)	2	32	18	50
<i>A. armatus</i> L. (L'kdad)	1	24	26	50
<i>J. phoenicea</i> L. (Arâar)	7	11	34	45
<i>P. harmala</i> L. (Harmel)	15	36	7	43
<i>G. alypum</i> L. (Zareka)	16	26	17	43
<i>L. nudicaulis</i> L. (Bouchikh)	6	24	15	39
<i>T. africana</i> L. (Tarfa)	7	27	9	36
<i>D. scoparia</i> L. (Kozah)	33	28	5	33
<i>R. acetosa</i> L. (El-Hamouïda)	15	18	11	29
<i>A. scoparium</i> L. (E'Remthe)	16	7	21	28
<i>M. vulgare</i> L. (Tameriwet)	1	14	14	28
<i>A. articulata</i> L. (Adjeram)	7	18	9	27
<i>T. hirsuta</i> L. (L'Methnane)	23	19	2	21
<i>C. spinosa</i> L. (kabar)	15	17	2	19
<i>G. decandrus</i> L. (Eldjafna)	17	13	6	19
<i>R. raetam</i> (R'tem)	44	18	0	18
<i>C. dactylon</i> L. (N'jem)	7	15	0	15

2.3.3. Plantes aromatiques et médicinales recherchées par les chèvres pendant le pâturage

Les plantes aromatiques et médicinales les plus recherchées par les chèvres pendant le pâturage par ordre décroissant sont : *Thymus algeriensis* L. (M'zouchen), *Teucrium polium* L. (Djaâda), *Artemisia herb-alba* (Chih), *Deverra scoparia* L. (Kozah), *Artemisia campestris* L. (Dgouft), *Retama raetam* (R'tem), *Rosmarinus officinalis* L. (Eklil), *Juniperus phoenicea* L. (Arâar) et *Globularia alypum* L. (Zareka) (tableau 06).

Tableau 06. Classement des plantes aromatiques et médicinales par rapport à leur consommation par les chèvres.

Plantes aromatique et médicinales	Consommation			Classement par rapport à la consommation
	Moins consommée « + »	Moyennement consommée « ++ »	plus consommée « +++ »	
<i>T. algeriensis</i> L. (M'zouchen)	0	31	44	75
<i>A. herb-alba</i> (Chih)	7	27	40	67
<i>T. polium</i> L. (Djaâda)	7	23	44	67
<i>D. scoparia</i> L. (Kozah)	0	26	40	66
<i>A. campestris</i> L. (Dgouft)	0	25	39	64
<i>R. raetam</i> (R'tem)	0	26	36	62
<i>R. officinalis</i> L. (Eklil)	7	24	36	60
<i>J. phoenicea</i> L. (Arâar)	8	23	21	44
<i>G. alypum</i> L. (Zareka)	18	20	21	41
<i>L. nudicaulis</i> L. (Bouchikh)	17	20	8	28
<i>R. acetosa</i> L. (El-Hamouïda)	27	15	12	27
<i>P. harmala</i> L. (Harmel)	35	17	6	23
<i>A. scoparium</i> L. (E'Remthe)	22	21	1	22
<i>T. africana</i> L. (Tarfa)	24	10	9	19
<i>G. decandrus</i> L. (Eldjafna)	20	9	7	16
<i>A. articulata</i> L. (Adjeram)	19	13	2	15
<i>C. spinosa</i> L. (kabar)	20	4	10	14
<i>C. dactylon</i> L. (N'jem)	10	9	3	12
<i>Z. lotus</i> L. (Sedra)	41	11	0	11
<i>T. hirsuta</i> L. (L'Methnane)	36	8	0	8
<i>A. armatus</i> L. (L'kdad)	45	6	0	6
<i>M. vulgare</i> L. (Tameriwet)	23	6	0	6

2.3.4. Plantes aromatiques et médicinales les plus abondantes et les plus pâturées par les chèvres

Nous avons noté que les plantes aromatiques et médicinales les plus abondantes et les plus consommées par les chèvres pendant le pâturage par ordre décroissante sont : *Thymus algeriensis* L. (M'zouchen), *Teucrium polium* L. (Djaâda), *Artemisia herb-alba* (Chih), *Rosmarinus officinalis* L. (Eklil), *Artemisia campestris* L. (Dgouft) et *Juniperus phoenicea* L. (Arâar) (tableau 07).

Tableau 07. Classement des plantes aromatiques et médicinales par rapport à leur abondance et leur consommation par les chèvres.

Plus abondantes Plus consommées	+			++			+++			Plus abondante et plus consommée
	+	++	+++	+	++	+++	+	++	+++	
<i>Thymus algeriensis</i> L. (M'zouchen)	0	1	4	0	11	14	0	19	26	74
<i>Teucrium polium</i> L. (Djaâda)	1	0	0	4	13	11	2	10	33	69
<i>Artemisia herb-alba</i> (Chih)	1	2	0	5	12	8	1	13	32	66
<i>Rosmarinus officinalis</i> L. (Eklil)	0	0	0	2	6	5	5	18	31	65
<i>Artemisia campestris</i> L. (Dgouft)	0	0	0	0	14	10	0	11	29	64
<i>Juniperus phoenicea</i> L. (Arâar)	1	5	2	1	6	4	3	16	15	46
<i>Deverra scoparia</i> L. (Kozah)	1	24	16	0	13	11	0	0	1	41
<i>Globularia alypum</i> L. (Zareka)	3	5	8	12	8	6	3	7	7	39
<i>Retama raetam</i> (R'tem)	0	24	20	0	7	8	0	0	3	38
<i>Astragalus armatus</i> L. (L'kdad)	1	0	0	21	3	0	23	3	0	29
<i>Launaea nudicaulis</i> L. (Bouchikh)	2	2	2	14	7	3	1	11	3	27
<i>Peganum harmala</i> L. (Harmel)	14	1	0	17	15	4	4	1	2	26
<i>Arthrophytum scoparium</i> L. (E'Remthe)	14	2	0	3	4	0	5	15	1	25
<i>Ziziphus lotus</i> L. (Sedra)	1	0	0	26	6	0	13	5	0	24
<i>Rumex acetosa</i> L. (El-Hamouïda)	15	8	2	8	6	4	4	1	6	23
<i>Tamarix africana</i> L. (Tarfa)	5	1	1	18	6	3	1	3	5	19
<i>Cynodon dactylon</i> L. (N'jem)	7	0	0	3	9	9	0	0	0	18
<i>Anabasis articulata</i> L. (Adjeram)	2	3	2	12	6	0	5	4	0	17
<i>Marrubium vulgare</i> L. (Tameriwet)	1	0	0	14	0	0	8	6	0	14
<i>Capparis spinosa</i> L. (kabar)	13	1	1	7	3	7	0	0	2	13
<i>Gymnocarpus decandrus</i> L. (Eldjafna)	10	4	3	10	3	0	0	2	4	12
<i>Thymelaea hirsuta</i> L. (L'Methnane)	20	3	0	16	3	0	0	2	0	5

* + : Moins abondante, Moins consommée

* ++ : Moyennement abondante, Moyennement consommée

* +++ : Plus abondante, plus consommée

2.3.5. Durée de pâturage (heures/jour/saison)

Les résultats obtenus, concernant la répartition de la durée de pâturage en heures, par jour et par saison, sont présentés dans la figure 29. Par rapport aux jours et saisons, les chèvres pâturent quotidiennement durant l'été et le printemps, mais irrégulièrement durant l'automne et l'hiver où les jours de pâturage diminuent, ils sont de l'ordre de $5,95 \pm 0,50$ et $4,20 \pm 0,60$ jours, respectivement.

Il a remarqué aussi que les plus longues durées de pâturage des chèvres sont durant le printemps avec $11,34 \pm 1,04$ heures/jours contre $7,10 \pm 0,92$ heures/jour en hiver.

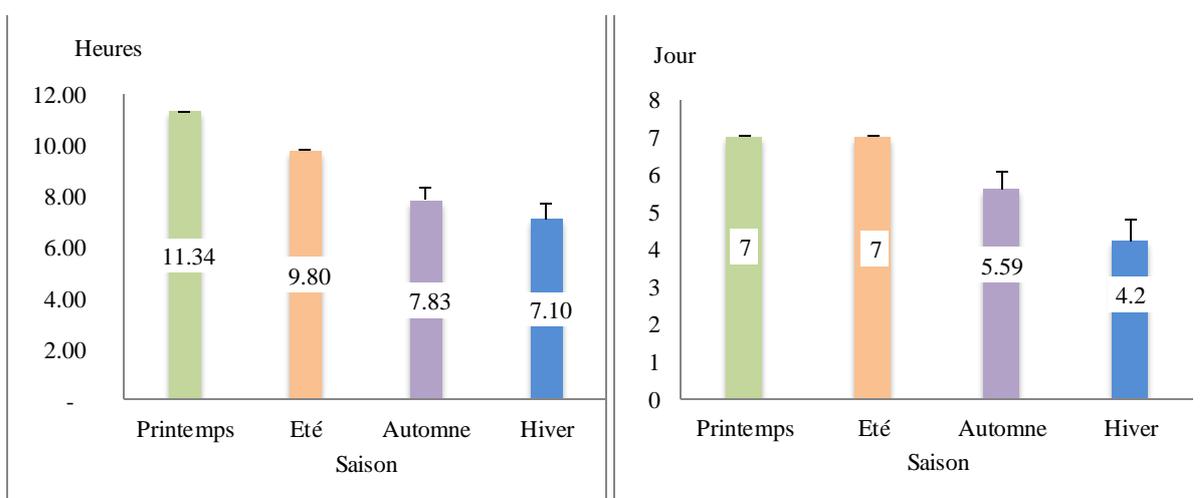


Figure 29. Répartition des sujets en fonction de la durée de pâturage en heures, par jour et par saison.

2.3.6. Complément au pâturage

Les éleveurs donnent, en plus de pâturage, des compléments aux chèvres à savoir : dattes de faible valeur marchande (32% des cas), orge (30% des cas), son (27% des cas), paille (21% des cas) et pain sec (12% des cas) (figure 30).

Selon les déclarations des éleveurs, les chèvres de pâturage naturel (seul) sont généralement maigres par rapport aux chèvres qui reçoivent un complément au pâturage. Par rapport à la région de notre étude, le système d'élevage des chèvres est basé sur le pâturage le jour et l'ajout de concentré durant la nuit. Les éleveurs conseillent et procèdent à l'ajout d'un complément aux chèvres durant la nuit afin qu'elles ne restent pas très maigres. Concernant le régime mixte, ils proposent le pourcentage de 30 à 60 % et même 90%. La quantité de supplément alimentaire est variée de 0,20 kg à 1,0 kg/animal/jour et par fois 1,2 kg/animal/jour.

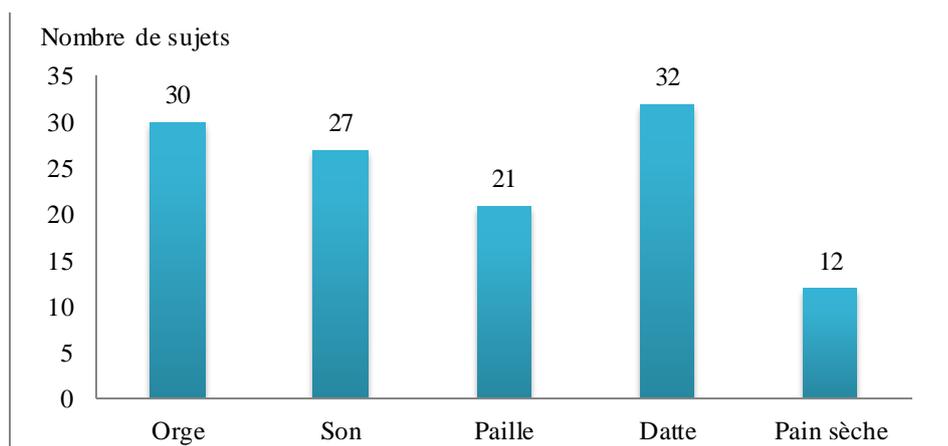


Figure 30. Répartition des sujets interrogés en fonction de la nature du complément au pâturage.

De même, d'après les déclarations des éleveurs, la quantité de complément alimentaire est variable en fonction de plusieurs paramètres :

- Le degré sécheresse de l'année ;
- La disponibilité de l'aliment que ce soit la paille, l'orge, le son de blé ou bien les dattes de faible valeur marchande ;
- Le revenu ou le niveau de vie de l'éleveur ;
- Le but de l'élevage.

En effet, l'élevage des chèvres est conditionné par la pluviométrie et la température. La répartition saisonnière des pluies montre que le niveau d'eau accumulé est constaté durant l'automne et le printemps, saisons pour les quelles il y'a plus de couverture végétale. Pour la zone de la présente étude, la courbe des pluies est passée au-dessus de la courbe des températures pour les trois années 2015, 2016, et 2017, ainsi que pour la période s'étalant de 2015 à 2017. Cette allure indique que la saison sèche a duré, de manière plus ou moins intense, pratiquement 12 mois (toute l'année), malgré la faible pluviométrie enregistrée (Figure 31). Le maximum de la pluviométrie a été observé en 2015 avec 9,14 mm/an, et le minimum a été enregistré en 2017 avec 4,10 mm/an (O.N.M, 2018).

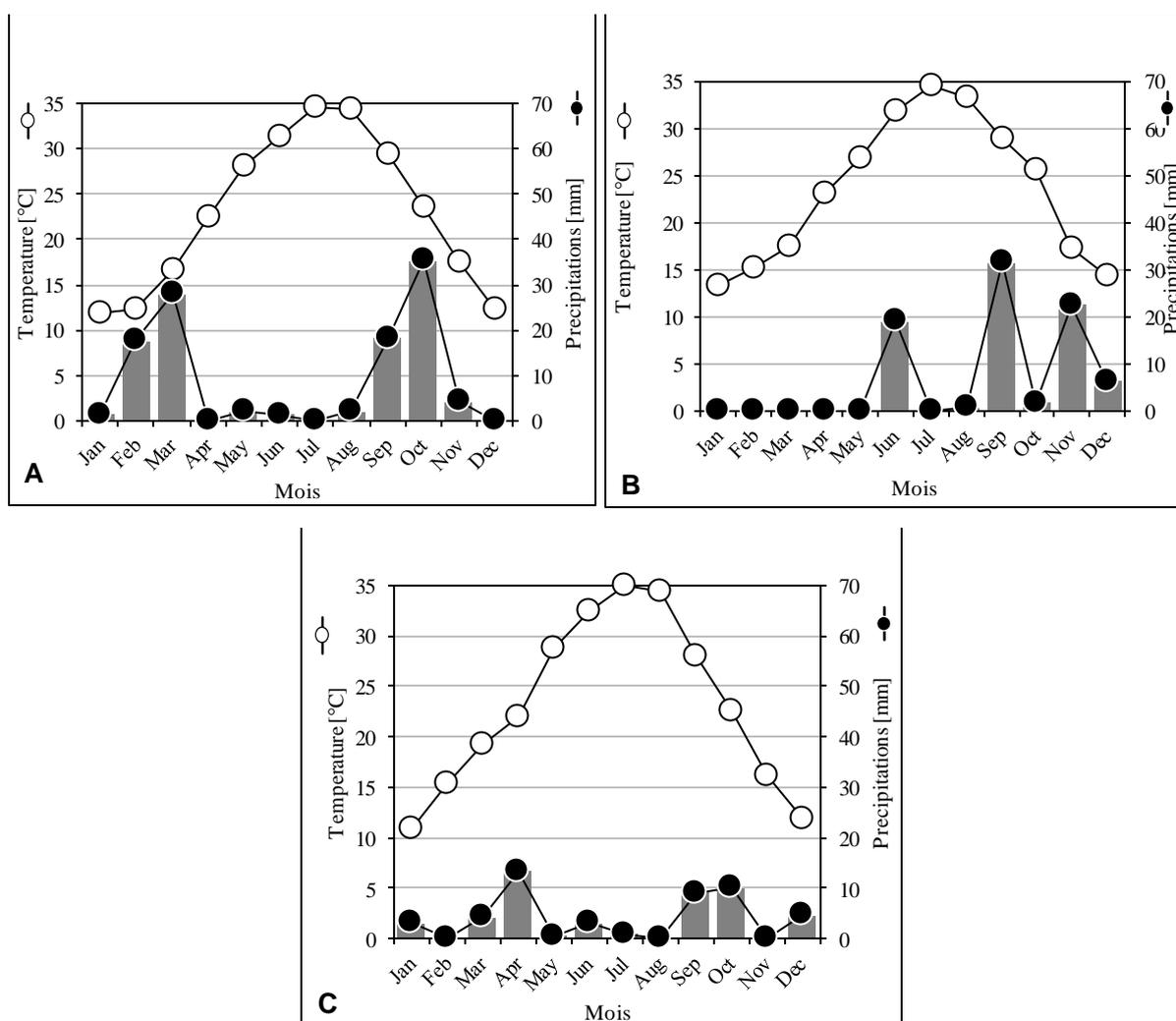


Figure 31. Diagrammes ombrothermiques de Gausson et Bagnouls de la wilaya de Biskra des trois années : -A- 2015, -B- 2016 et C- 2017 (O.N.M, 2018).

2.4. Renseignements sur la consommation de la viande caprine

2.4.1. Consommation de la viande caprine

D'après les résultats obtenus au cours de la présente enquête, tous les sujets interrogés consomment la viande caprine mais avec différents modes.

2.4.2. Modes de consommation de la viande caprine

La figure 32 représente les différents modes de consommation de la viande caprine par les sujets interrogés.

Le mode de consommation cité par tous les sujets interviewés est la consommation de la viande caprine en sauce. Cela peut être expliqué par les habitudes alimentaires de la population de la région où les familles consomment la viande avec d'autres légumes comme la pomme de terre, les courgettes, *etc.* ou avec des plats traditionnels (couscous,

chekhchoukha, etc.) d'une part, et du fait que l'âge de la plupart des sujets interrogés (59%), encore attachés aux repas traditionnels, est supérieur à 51 ans d'autre part.

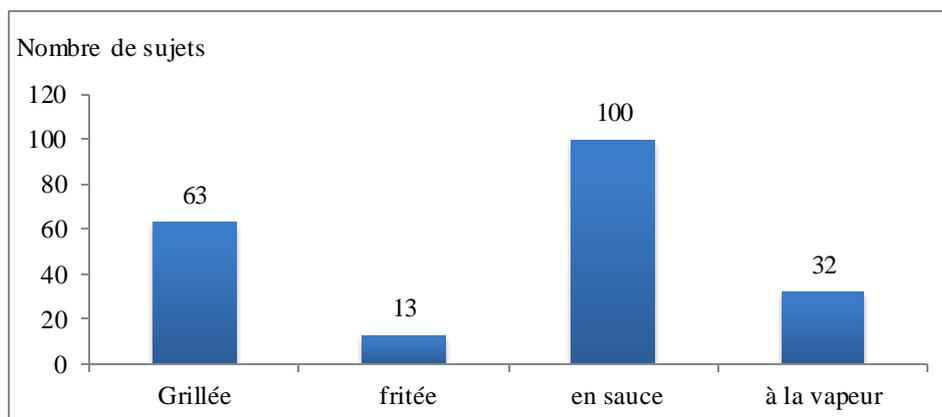


Figure 32. Répartition des sujets interrogés en fonction du mode de consommation de la viande caprine.

2.4.3. Préférence de consommation de la viande caprine issue d'un pâturage à base de PAM

Nous notons que la plupart des sujets interrogés (93%) préfère la consommation de la viande caprine provenant d'un pâturage naturel à base de plantes aromatiques et médicinales. Par contre, seulement 6% des sujets interrogés déclarent qu'ils n'y a pas de différence entre la consommation de la viande caprine quelque soit le type de l'alimentation de l'animal. Cela peut être attribué à d'autres critères d'intérêt ou d'appréciation de la qualité de la viande des chèvres.

2.4.4. Raisons évoquées pour la consommation de la viande caprine issue d'un pâturage à base de PAM

Il a été constaté que le goût délicieux est la raison la plus évoquée par les sujets (80%) pour expliquer leur préférence de consommation de la viande caprine provenant d'un pâturage à base de plantes aromatiques et médicinales. En plus, deux autres raisons ont été évoquées par les sujets : la viande est moins grasse (37% des cas) et l'odeur est particulière (agréable) (18% des cas) (figure 33).

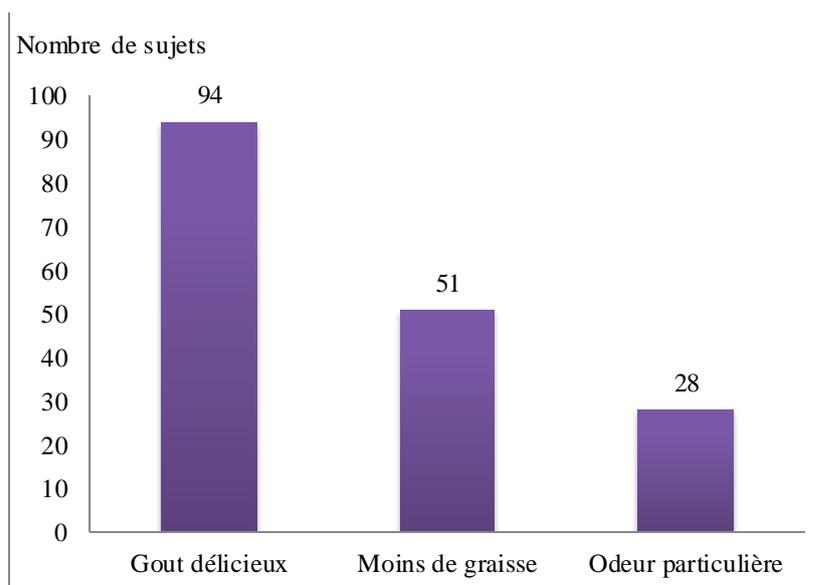


Figure 33. Répartition des sujets interrogés en fonction des raisons évoquées pour la consommation de la viande caprine issue d'un pâturage à base de PAM.

2.5. Renseignements sur l'élevage des chèvres

2.5.1. Élevage des chèvres

Parmi les sujets interrogés, 41% ont pratiqué réellement et de manière continue l'élevage des chèvres. Par contre le reste des sujets interrogés l'ont pratiqué que de temps en temps parce qu'ils ne font pas partie de familles d'éleveurs.

2.5.2. Nombre de têtes caprines élevées

La figure 34 représente la répartition des éleveurs en fonction du nombre de têtes caprines élevées.

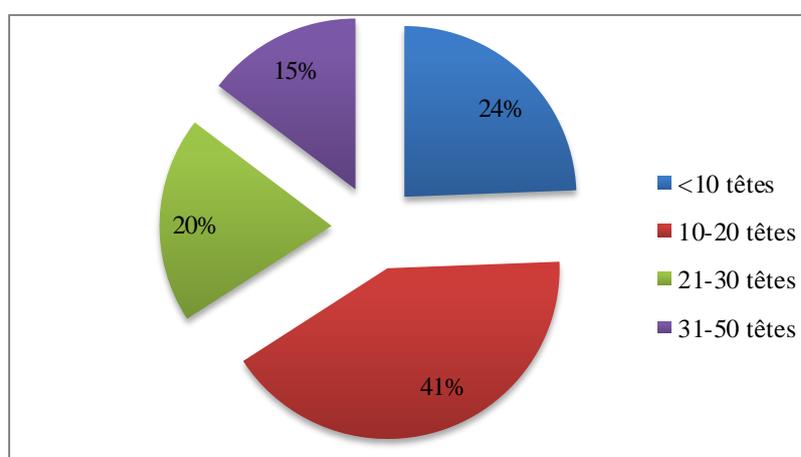


Figure 34. Répartition des sujets interrogés en fonction du nombre de têtes caprines élevées.

D'après les résultats obtenus, il s'avère que 41% des sujets ont entre 10 et 20 têtes caprines, 24% ont moins de 10 têtes, 20% ont entre 21 et 30 têtes et seulement 15 des sujets ont entre 31 et 50 têtes.

2.5.3. Nombre de races caprines élevées

D'après les résultats obtenus (figures 35 et 36), trois races des chèvres sont élevées dans la région d'étude. La race de chèvre «*Arbia*» est la race la plus abondante avec 35 cas, suivie par la race «*Baldia*» avec 27 cas. Par contre, la race «*Charnoun*» est la race la moins élevée dans la région avec 16 cas. Nous avons remarqué aussi que la plupart des éleveurs ont deux races (56%).

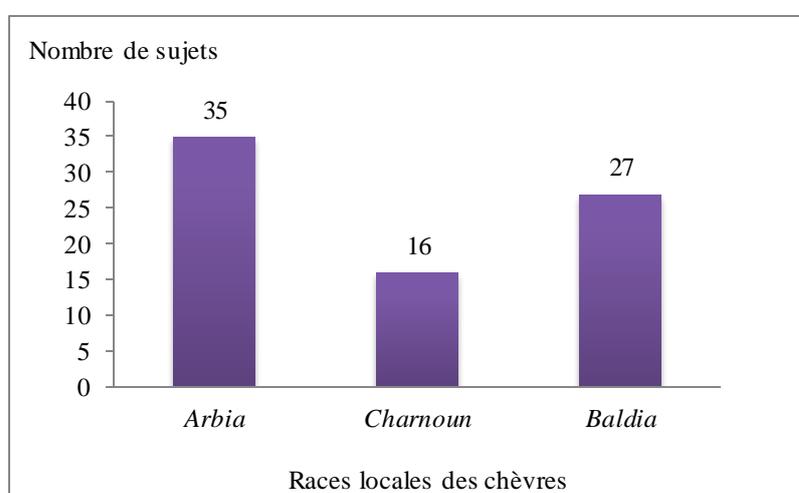


Figure 35. Répartition des sujets interrogés en fonction de leurs réponses concernant la race de chèvres la plus abondante.

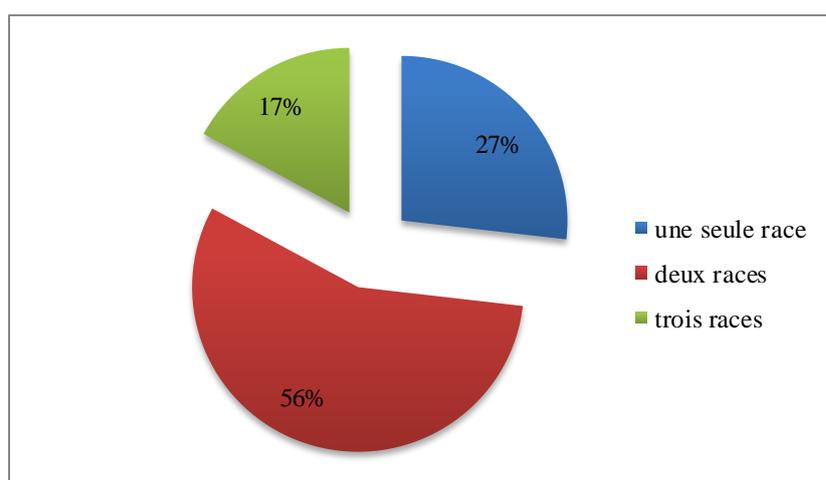


Figure 36. Répartition des sujets interrogés en fonction du nombre de races de chèvres élevées.

2.5.4. Principales caractéristiques des races caprines élevées

Selon les déclarations des éleveurs, les principales caractéristiques des races des chèvres élevées dans la région d'étude sont récapitulées dans le tableau 08 (figure 37).

Tableau 08. Principales caractéristiques des races caprines élevées.

	Race 1	Race 2	Race 3
Appellation locale	<i>Arbia</i>	<i>Baldia</i>	<i>Charnoun</i>
Adaptation au climat	Facile	Modérée	Très facile
Adaptation au type d'alimentation	Facile	Facile	Très facile
Production de la viande	Importante	Moyenne à grande	Faible
Qualité de la viande	Très satisfaisante	Satisfaisante	Satisfaisante
Couleur	Noir, blanc ou bien mélange de noir et du blanc	Blanc, marron claire et foncée ou bien mélange de plusieurs couleurs	Noir, blanc et marron ou bien mélange de plusieurs couleurs

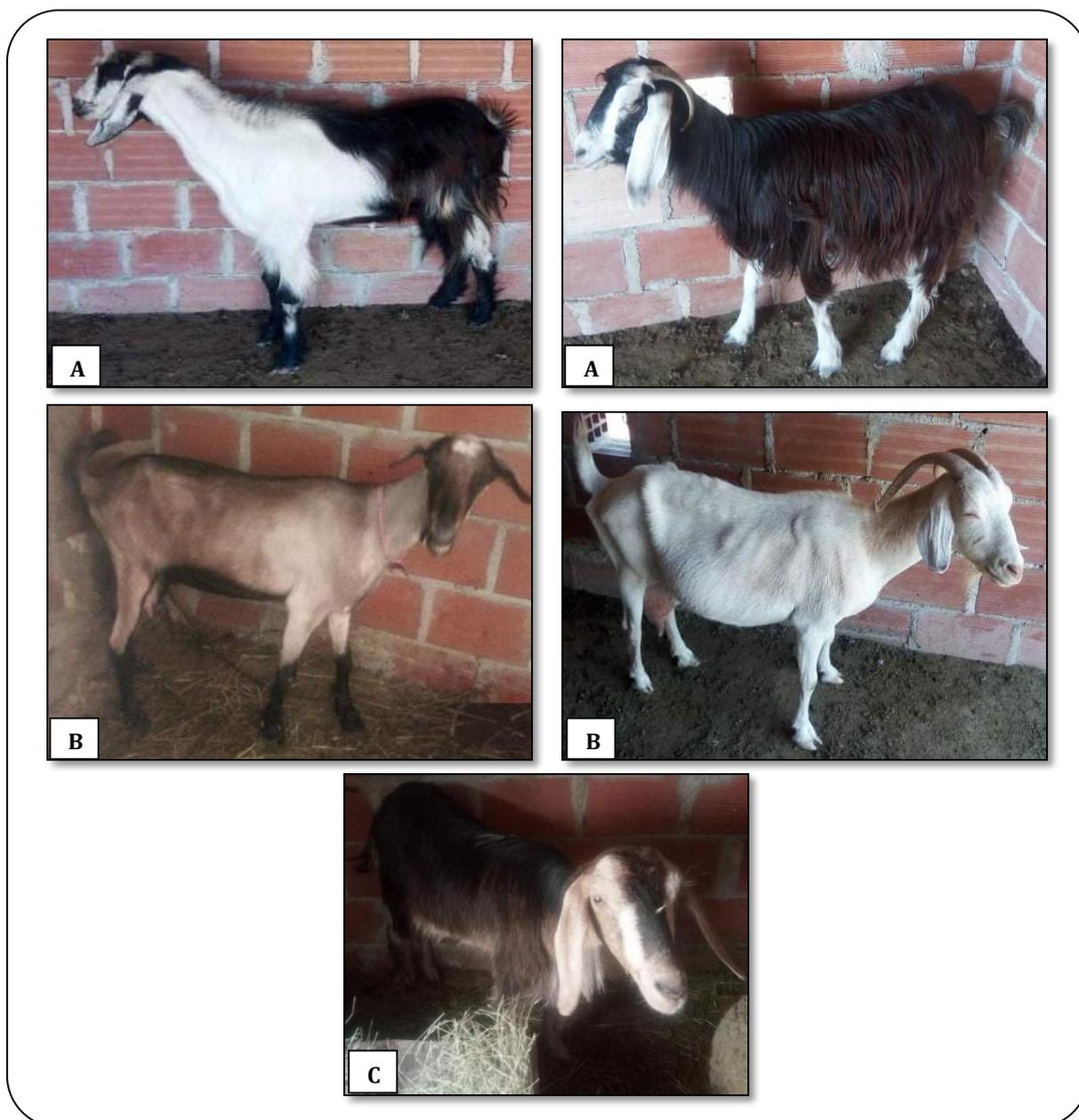


Figure 37. Photos des races des chèvres élevées dans la région de Nord de Biskra : A : *Arbia*, B : *Baldia* et C : *Charnoun*.

3. Discussion

Pendant des siècles, les humains ont utilisés les chèvres à des fins diverses comme la production de viande, de lait, de peau, *etc.* (Dubeuf *et al.*, 2004). Les caprins sont les animaux d'élevage les plus répandus sur le globe. En Algérie, la population caprine est estimée à 4,9 millions de têtes ce qui représente près de 15 % de l'effectif total du cheptel national. Elles sont réparties de manière inégale dans différentes régions et dans diverses conditions climatiques et environnementales. La majorité d'entre eux sont élevés dans des systèmes agricoles à faible intrants, principalement des les zones semi-aride et arides comme la région

de Biskra (Est Algérien). Cette dernière dispose d'un cheptel caprin important estimé à 294150 têtes, occupant la troisième place après les wilaya de Djelfa (406000 têtes), et d'EL Oued (542000 têtes) (Aissaoui *et al.*, 2019 b ; Guintard *et al.*, 2018 ; Laouadi *et al.*, 2018). Cette région est avérée riches en plantes aromatiques et médicinales spontanées (Zervas et Tsiplakou, 2011), ce qu'elle devient une excellente région de pâturage des chèvres. La nature de cette activité de pâturage est actuellement beaucoup plus liée aux hommes parce que, le pâturage des chèvres est pratiqué dans des régions un peu éloignées du lieu de résidence. Presque toute la famille participe aux travaux journaliers ruraux, dont l'activité de pâturage, quel que soit le niveau d'étude (écoles coraniques, primaire, moyen, secondaire et universitaire) et la nature de profession (agriculteurs/éleveurs, bouchers, fonctionnaires et des commerçants) qui peut être due probablement à leurs habitudes de vie qui exigent l'assemblage et la solidarité familiale pour faire face aux conditions et contraintes de la vie dans ces régions marginales. Même, l'âge des éleveurs semble être un avantage dans le domaine d'élevage. Plus les éleveurs sont âgés, plus leur expérience est importante. Le savoir-faire et les informations fournis sur le comportement alimentaire et la qualité de viande caprine sont très appréciables.

Il ressort, d'après cette enquête ethno-vétérinaire, que la couleur et la tendreté sont les critères les plus cités en premier lieu par les sujets. A ces deux critères s'ajoute la présence de la graisse en deuxième lieu. En effet, Pearson (2013) a rapporté que la couleur de la viande rouge joue un rôle important dans son acceptabilité. Ce critère détermine dans une certaine mesure l'attractivité de la viande rouge fraîche par le consommateur. Concernant la tendreté de la viande rouge, Bekhit *et al.* (2014) ont rapporté que ce paramètre est un attribut majeur de la qualité de l'alimentation qui assure la satisfaction du consommateur.

Quant à l'origine de la viande, la population enquêtée identifie facilement l'origine de la viande et la différence entre la viande caprine, de brebis et celle de vache en se basant sur trois critères principaux : la couleur, la graisse et l'odeur. D'après ces sujets, la viande caprine est caractérisée par une couleur rouge, avec moins de graisse et une odeur spécifique par rapport à la viande de brebis et à la viande de vache. Ces caractéristiques ont été aussi citées dans la bibliographie (Babiker *et al.*, 1990 ; Webb *et al.*, 2005).

Concernant la tendreté de la viande de chèvre, les sujets interrogés ont déclarés que la viande des chèvres est légèrement moins tendre que la viande des brebis du même âge mais elle est plus tendre que la viande des vaches. Ce constat soulevé est en accord avec celui cité par

Webb *et al.* (2005) qui ont constaté que la viande caprine est moins tendre que la viande de brebis du même âge et qu'elle a un arôme et une saveur spécifiques à l'espèce.

Plusieurs facteurs peuvent influencer la production et la qualité de la viande à savoir : la saison, l'âge, la région d'élevage, le sexe, le type d'alimentation et l'état sanitaire de l'animale.

La région d'élevage et le type d'aliment consommé sont les facteurs majoritaires influençant la production de la viande. La saison, l'âge et l'état de santé de l'animal viennent en deuxième lieu. Selon Alexandre et Mandonnet (2005), Chemineau *et al.* (2007) et Kadim *et al.* (2008), la production de la viande peut être influencée par l'âge, les conditions d'alimentation, l'état sanitaire de l'animale, la saison et la région d'élevage (aride, semi-aride, subhumide,...). Selon Yusuf *et al.* (2014), les chèvres nourries par les plantes médicinales produisent un rendement en viande plus élevé. A l'échelle métabolique, les polyphénols présents dans les plantes aromatiques et médicinales se lient aux enzymes, entraînant leur activation, et par conséquent leur implication dans plusieurs processus métaboliques dans le corps, en particulier la digestion et l'absorption des nutriments.

Le type d'alimentation, la saison, l'âge et l'état de la santé de l'animal sont des facteurs majoritaires influençant la qualité de viande alors que la région d'élevage et le sexe de l'animal sont en deuxième lieu. Selon Alexandre et Mandonnet (2005), Dunne *et al.* (2009) et Węglarz (2010), la région d'élevage (aride, semi-aride, subhumide,...), la saison et le type d'aliment consommé sont considérés comme des facteurs importants influençant la qualité de la viande. D'après ces mêmes auteurs, le changement des saisons et leurs variations climatiques, notamment les variations de température, de précipitation et d'humidité influencent le type d'alimentation (couverture végétale). Selon Schwartzkopf-Genswein *et al.* (2012) et Guerrero *et al.* (2013), la qualité de la viande peut être influencée aussi par l'âge, le sexe et l'état de santé de l'animal. Selon Ivanovic *et al.* (2016), le type d'alimentation des animaux influe la qualité de la viande, en particulier par la croissance musculaire, l'accumulation de lipides et la composition en acides gras.

Concernant la répartition de la durée de pâturage en heures, par jour et par saison. Par rapport aux jours et saisons, les chèvres pâturent quotidiennement durant l'été et le printemps, mais irrégulièrement durant l'automne et l'hiver où les jours de pâturage diminuent. Les plus longues durées de pâturage des chèvres sont durant le printemps par contre les plus courtes en hiver. Cela peut être attribué, selon la déclaration des éleveurs, au climat. En effet, l'automne et l'hiver, se caractérisent par un climat irrégulier, le plus souvent froid avec des pluies. En

plus, la photopériodicité de ces deux saisons est très courte (surtout pour l'hiver) ce qui gêne le pâturage des chèvres pour s'éloigner. Aussi, il y a un manque de couverture végétale dans les zones de pâturage (en particulier en hiver). Par contre durant l'été et surtout le printemps, il y a une couverture végétale suffisante et diversifiée, et la photopériodicité est longue ce qui favorise le pâturage des chèvres. En effet, l'élevage des chèvres est conditionné par la pluviométrie et la température. Le climat a une influence prépondérante sur la vie des plantes, tant par la pluviométrie que par la température et la luminosité. Les plantes commencent à développer leurs parties aériennes en fin hiver (période la plus pluviale) et continuent pendant le printemps et atteignent leur maximum au début de l'été. Du point de vue temporel, cette inégalité dans la répartition saisonnière de ces plantes est directement liée à leur mode d'adaptation à la sécheresse et à leur dépendance directe des précipitations (Ozenda, 1991 ; Chehma, 2005).

Le système d'élevage des chèvres dans la région de notre étude est extensif, basé sur le pâturage le jour et l'ajout de concentré durant la nuit. Ce constat soulevé est en accord avec celui cité par Aissaoui *et al.* (2018b) qui ont constaté que les systèmes d'élevage dans ces régions sont strictement pastoraux et extensifs quel que soit la région et la taille des troupeaux.

Concernant la consommation de la viande des chèvres, la population enquêtée préfère la consommation de la viande provenant d'un pâturage à base de plantes aromatiques et médicinales en plusieurs raisons à savoir : goût délicieux, moins grasse et avec une odeur particulière (agréable). Selon Qwele *et al.* (2013), la consommation habituelle d'herbes riches en substances antioxydantes par les chèvres pourrait être une source utile pour les protéger contre les maladies induites par le stress oxydatif et améliore la qualité de leur viande. Par ailleurs, Yusuf *et al.* (2014) rapportent que les chèvres nourries avec des plantes médicinales produisent un rendement en viande plus élevé et des teneurs en graisse plus faibles. Selon Vasta et Luciano (2011), Falowo *et al.* (2014) et Moyo *et al.* (2014), l'utilisation des plantes riches en métabolites secondaires (antioxydants) dans l'alimentation des ruminants semble être une stratégie prometteuse pour améliorer la qualité sensorielle de la viande. Ces métabolites améliorent la saveur, la stabilité à l'oxydation de la viande (minimisent également sa rancidité et retardent la peroxydation de ses lipides) et prolongent ainsi la durée de sa conservation.

Conclusion

La wilaya de Biskra est une zone aride riche en PAM, ce qu'il l'a favorisée à être une excellente région de pâturage des chèvres et pourrait avoir donc un impact sur la qualité de leur viande. Par conséquent, cet aliment très intéressant peut être préconisé pour les personnes soucieuses de leurs régimes alimentaires.

Plusieurs critères sont utilisés pour pouvoir apprécier la qualité de la viande à savoir : la couleur, la tendreté, le goût, la graisse et l'odeur spécifique. Parmi les viandes rouges les plus consommées par la population de la région de Biskra, figure la viande caprine. Cette dernière est caractérisée par la couleur rouge, le goût et l'odeur spécifique. Plusieurs facteurs peuvent influencer la production et la qualité de cette viande à savoir : le type d'alimentation, la saison, l'âge, la région d'élevage, l'état de santé et le sexe de l'animal.

Quant à l'effet de type d'alimentation et la région d'élevage sur la qualité de la viande caprine, les sujets préfèrent consommer la viande caprine provenant de pâturage à base de PAM par rapport aux viandes provenant d'alimentation basée sur des concentrés. Ce type de viande est caractérisé par un goût délicieux, moins de graisse et une odeur particulière. Elle est consommée sous différents modes (grillée, frite, à la vapeur et surtout en sauce).

Les éleveurs dans la région de Biskra procèdent à l'alimentation mixte, entre le pâturage basé sur les PAM pendant le jour et un complément (dattes, orge, paille, son et pain sec) durant la nuit. Les PAM les plus abondantes et les plus consommées par les chèvres pendant le pâturage sont : *T. algeriensis* L., *T. polium* L., *A. herb-alba*, *R. officinalis* L., *A. campestris* L. et *J. phoenicea* L. Les zones arides riches en PAM, peuvent être considérées comme un potentiel socio-économique important pour la population.

**Chapitre 3. Composés
organiques volatils, composés
polyphénoliques et activité
antiradicalaire des extraits
des espèces de plantes
aromatiques et médicinales
sélectionnées**

Introduction

L'Afrique constitue une véritable base de ressources naturelles et génétiques (Iwu, 2014) et une grande diversité de plantes aromatiques et médicinales (Van Wyk, 2015). L'Afrique du Nord, l'Algérie incluse, est reconnue par sa grande diversité variétale en plantes aromatiques et médicinales (PAM) surtout au niveau des zones semi-arides, arides et sahariennes (Sahi, 2016).

Pendant des millénaires, les PAM ont constitué la base de la médecine traditionnelle dans le monde entier (Gurib-Fakim, 2006; Krishnaiah *et al.*, 2011; Folashade *et al.*, 2012; Abe et Ohtani, 2013). En raison de leurs richesses en molécules naturelles bioactives, les PAM sont actuellement utilisées abondamment en phytothérapie (Yakhlef *et al.*, 2011; Azmir *et al.*, 2013). Elles sont prouvées de jouer un rôle essentiel dans la prévention et le traitement de plusieurs maladies tels que le cancer (Sakarkar et Deshmukh, 2011; Ochwang'i *et al.*, 2014), les maladies inflammatoires (Shayganni *et al.*, 2016), le diabète (Bahmani *et al.*, 2014), l'athérosclérose (Asadbeigi *et al.*, 2014) et les maladies cardiovasculaires (Krishnaiah *et al.*, 2011; Vasanthi *et al.*, 2012). Elles sont également utilisées comme des épices et des condiments pour améliorer les propriétés organoleptiques de plusieurs types d'aliments. Elles sont considérées aussi comme des agents stabilisants en raison de leurs effets conservateurs relatifs à leurs activités antiradicalaire et antimicrobienne multiple (Szumny *et al.*, 2010; Viuda-Martos *et al.*, 2011; Christaki *et al.*, 2012; Škrovánková *et al.*, 2012).

Les composés bioactifs des plantes sont produits comme des métabolites secondaires (Azmir *et al.*, 2013). Ces derniers jouent un rôle majeur dans l'adaptation des plantes au changement de l'environnement. Les plantes ont une capacité presque illimitée de synthétiser ces métabolites. A la suite de stress biotique et abiotique, les plantes adoptent ces mécanismes de défense en créant une variation dans l'accumulation ou la biogenèse des métabolites secondaires (Pavarini, 2012). Ces derniers sont caractérisés par une énorme diversité chimique où chaque plante possède son propre ensemble caractéristique de métabolites secondaires (Orhan, 2012).

Les métabolites secondaires sont divisés en trois catégories principales: terpènes et terpénoïdes (environ 25000 types), alcaloïdes (environ 12000 types) et composés phénoliques (environ 8 000 types) (Azmir *et al.*, 2013).

Dans ce deuxième chapitre de la présente thèse, les principaux objectifs à cibler sont regroupés en deux principaux axes.

Le premier axe vise l'identification et la quantification des composés organiques volatils des espèces de PAM sélectionnées, croissant sous un bioclimat aride (région Nord de Biskra). L'approche optée pour cet axe cherche à comparer la composition quantitative et qualitative en composés organiques volatils et ou en familles chimiques entre les espèces sélectionnées, puis à déterminer les composés organiques volatils et ou les familles caractéristiques de chaque espèce. Notre étude s'est focalisée aussi sur l'analyse des similarités qualitatives et quantitatives entre les espèces étudiées afin de les regrouper selon l'homogénéité de leurs composés communs.

Le second axe a été consacré à l'évaluation des teneurs en polyphénols totaux et flavonoïdes totaux, et à la détermination de l'activité antiradicalaire par trois méthodes : la méthode au 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle ou DPPH, la méthode au 2,2'-Azino-Bis (3-éthylbenzoThiazoline-6-Sulphonique) ou ABTS et la méthode au CUPric (*ion Reducing Antioxidant Capacity*) ou CUPRAC.

L'étude cherche aussi à mettre en évidence l'existence ou non d'une corrélation entre les teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes totaux et l'activité antiradicalaire.

1. Matériel et méthodes

1.1. Espèces de PAM sélectionnées

Nous rappelons que d'après les résultats de l'enquête réalisée (résultats du chapitre 2), six (06) PAM, appartenant à six espèces, ont été sélectionnées. Il s'agit de plantes les plus abondantes et les plus consommées par les chèvres. Ces PAM sont : *Thymus algeriensis* L. (M'zouchen), *Teucrium polium* L. (Djaâda), *Artemisia herb-alba* (Chih), *Rosmarinus officinalis* L. (Eklil), *Artemisia campestris* L. (Dgouft) et *Juniperus phoenicea* L. (Arâar). Les échantillons ont été collectés pendant le mois d'avril 2016 de la région de Biskra (Nord-est de l'Algérie, longitude: 5°43'40" Est, latitude: 34°51'01" Nord, altitude: 600–900 m). La région est caractérisée par un climat chaud et aride (indice d'aridité De Martonne = 9), où la saison sèche dure huit mois par an (figure 38) et les précipitations annuelles sont inférieures à 250 mm, ce qui est bien inférieur à l'évapotranspiration potentielle qui dépasse 1200 mm / an (Mihi *et al.*, 2019).

Les plantes collectées ont été séchées à température ambiante à l'abri de la lumière pour éviter la photo-oxydation. Le séchage a duré jusqu'à ce que le taux d'humidité soit stable dans tous les échantillons. La quantité d'eau perdue après séchage (exprimée en %) varie légèrement d'une espèce à l'autre, avec un minimum enregistré chez *J. phoenicea* (91,2 ± 0,8%) et un

maximum chez *A. herba-alba* ($93,9 \pm 0,7\%$) (figure 39). Les échantillons de plantes préparés pour l'analyse de COV étaient un mélange broyé de toutes les parties aériennes (tiges, feuilles, fleurs et fruits) pour chaque espèce.

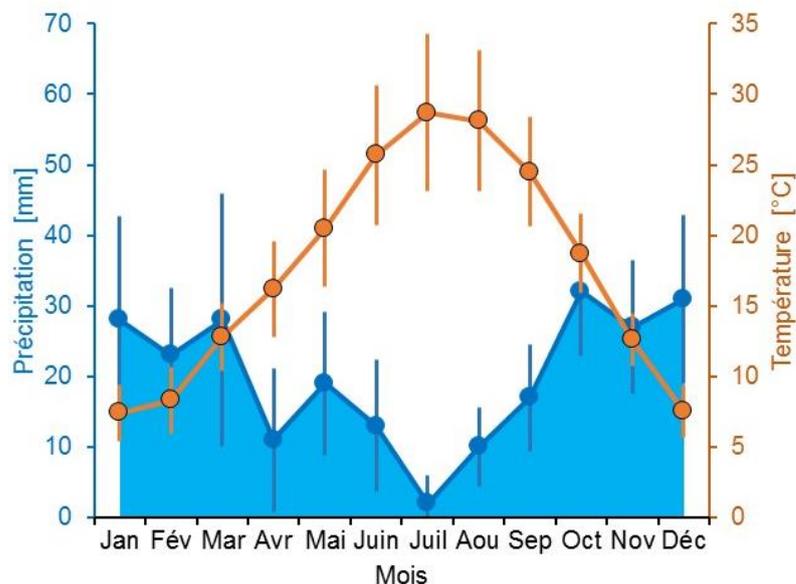


Figure 38. Diagrammes ombrothermiques de Gaussen et de Bagnouls appliqués pour les données météorologiques de l'année 2016 (Biskra).

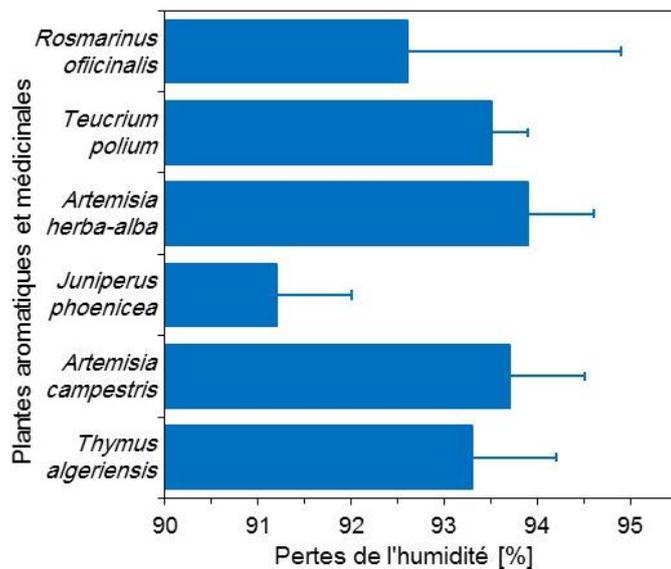


Figure 39. Valeurs des teneurs en humidité (%) des PAM.

Après séchage à l'ombre à température ambiante. L'ANOVA unidirectionnelle n'a montré aucune différence significative entre les espèces ($F = 1,529$, $P = 0,308$)

1.2. Composés organiques volatils (COV) des espèces de plantes aromatiques et médicinales (PAM) sélectionnées

L'extraction et l'identification des COV ont été réalisées par analyse HS-SPME et GC-MS au niveau du laboratoire des Sciences et Technologies Laitières, Département des Sciences de l'Aliment et de la Nutrition humaine, Université d'Agriculture d'Athènes, Grèce.

1.2.1. Extraction des composés organiques volatils

La méthode d'analyse HS-SPME (*HeadSpace-Solid Phase MicroExtraction*) couplée à la GC-MS (*Gas Chromatography-Mass Spectrometry*) employée est celle décrite par Benyelles *et al.* (2014) avec quelques modifications. Les plantes ont été broyées en poudre fine à l'aide d'un broyeur électrique «FOSS» avant d'être soumises à la micro-extraction en phase solide (HS-SPME). Pour l'extraction des COV des plantes, le dispositif HS-SPME est menu d'une fibre de type carboxen/polydiméthylsiloxane (CAB/PDMS, 75 μ m). Un échantillon de 1 g de chaque plante a été placé dans un tube de 22 ml équipé d'un septum en silicone. Ce dernier a été ensuite immergé dans un bain-marie à 70 °C menu d'une agitation. Après 30 minutes de conditionnement de l'échantillon et d'équilibrage avec l'espace en tête HS-SPME, la fibre a été exposée à l'espace libre de l'échantillon pendant un temps d'extraction de 30 minutes. Après l'extraction, l'aiguille du support manuel de HS-SPME a été insérée directement dans un orifice d'injection de chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie en masse GC-MS pour la désorption des composés volatils et la fibre a été exposée directement à l'injecteur à chaud à 250 °C pendant 3 minutes. La désorption a été effectuée en mode sans division (Annexe II, figure 40).

1.2.2. Identification des composés organiques volatils

L'identification des COV a été effectuée en utilisant une chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse «SHIMADZU GC17A/GC MS – QP 5050». La colonne utilisée est une colonne capillaire HP-INNOWAX (60 m \times 0,25 mm \times 0,25 μ m) traversée par un flux d'hélium fixé à une vitesse linéaire 0,9 ml/min. Les conditions du travail sont : la température d'injecteur est de 250 °C et la température d'interface est de 230°C. La température de la colonne a été maintenue à 40 °C pendant 5 minutes puis augmentée à 250 °C à raison de 3 °C/min. Le spectromètre de masse a été mis en œuvre à une énergie d'ionisation de 70 eV et les spectres ont été enregistrés dans l'intervalle de m/z est de 33 à 350 en mode de balayage.

Les COV ont été identifiés en comparant leurs spectres de masse avec les données de la bibliothèque intégrée WILEY 7 et NIST 08 (NIST, 2008).

1.3. Polyphénols totaux (PT), flavonoïdes totaux (FT) et activité antiradicalaire (AA)

Le dosage des polyphénols totaux, des flavonoïdes totaux et la détermination de l'activité antiradicalaire ont été réalisés au niveau du laboratoire de biochimie du Centre de Recherche de Biotechnologie (Crbt) de Constantine, Algérie.

1.3.1. Extraction et dosage des polyphénols totaux (PT) et des flavonoïdes totaux (FT)

-Préparation des extraits bruts méthanoliques

La méthode de préparation des extraits bruts méthanoliques utilisée est celle décrite par Kanoun *et al.* (2014). Un gramme (1g) de la partie aérienne de chaque plante, séchée et broyée, a été extrait dans 20 ml de méthanol 96,6° pendant 24 h à température ambiante et à l'obscurité. Après macération, le contenu total a été filtré sur papier Whatman N° 0,45 µm. Par la suite, les solutions résultantes ont été évaporées par rotavapor sous vide à 60 °C.

- Dosage des polyphénols totaux (PT)

Le dosage des PT dans les extraits des plantes a été effectué spectrophotométriquement selon la méthode au réactif de Folin-Ciocalteu. Ce dosage est fondé sur la quantification de la concentration totale des groupements hydroxyles présents dans l'extrait. Le réactif de Folin-Ciocalteu est une solution jaune acide contenant un complexe polymérique d'ions (hétéropolyacides). En milieu alcalin, le réactif de Folin-Ciocalteu oxyde les phénols en ions phénolates et réduit partiellement ses hétéropolyacides d'où la formation d'un complexe bleu (Singleton *et al.*, 1999 ; Yakhlef *et al.*, 2011).

Le dosage des PT a été réalisé selon la méthode colorimétrique décrite par Singleton et Rossi (1965) et Müller *et al.* (2010). Une prise d'essai de 20 µl de la solution d'extrait méthanolique de chaque plante, de concentration équivalente à 1mg/ml, a été mise dans les puits de la microplaque. Par la suite, 100 µl de réactif de Folin-Ciocalteu dilué (1 :10) et 75 µl de carbonate de sodium (7,5%) ont été ajoutés respectivement. Après 2 heures à température ambiante et à l'obscurité, l'absorbance est lue par spectrophotomètre à microplaque (Perkin Elmer, Enspire) à 765nm.

L'acide gallique a été utilisé comme étalon pour la courbe d'étalonnage (Annexe II, figure 41). La teneur totale en PT a été exprimée en milligramme d'équivalents d'acide gallique par gramme d'extrait sec (mg EAG / g ES).

- Dosage des flavonoïdes totaux (FT)

La méthode repose sur le principe du dosage direct par le chlorure d'aluminium (AlCl_3). En effet, les FT possèdent un groupement hydroxyle libre en position 5 susceptible de donner, en présence de chlorure d'aluminium, un complexe jaunâtre par chélation de l'ion Al^{3+} . La coloration jaune produite est proportionnelle à la quantité de FT présente dans l'extrait (Basli *et al.*, 2012). Le dosage des FT a été réalisé selon la méthode colorimétrique décrite par Topçu *et al.* (2007). Une prise d'essai de $50\mu\text{l}$ de la solution d'extrait méthanolique, de chaque plante, de concentration de 1 mg/ml , a été mis dans chaque puits de la microplaque. Par la suite, $130\mu\text{l}$ de méthanol, $10\mu\text{l}$ d'acétate de potassium 1M (CH_3COOK) et $10\mu\text{l}$ de nitrate d'aluminium 10% ($\text{Al}(\text{NO}_3)_3, 9\text{H}_2\text{O}$) ont été ajoutés, respectivement. Après 40 min à température ambiante, l'absorbance est lue par spectrophotomètre à microplaque (Perkin Elmer, Enspire) à 415nm .

Une courbe d'étalonnage est réalisée en parallèle dans les mêmes conditions opératoires en utilisant la quercétine comme standard (Annexe II, figure 42). Les résultats sont exprimés en milligramme équivalent quercétine par gramme d'extrait sec (mg EQ/g ES).

1.3.2. Evaluation de l'activité antiradicalaire (AA) des extraits des espèces de PAM sélectionnées

La diversité de la nature et la complexité des composés phytochimiques des extraits végétaux a imposé le développement de nombreuses méthodes pour évaluer l'activité antiradicalaire et estimer l'efficacité de ces substances (Khaled-Khodja *et al.*, 2014).

Trois méthodes ont été utilisées pour mesurer la capacité de piégeage des radicaux des extraits des plantes étudiées : DPPH (2,2-Diphényl-1-picrylHydrazyle), ABTS ((2,2'-Azino-Bis (3-éthylbenzoThiazoline-6-Sulphonique)) et CUPRAC (*CUPric, ion Reducing Antioxidant Capacity*).

- Méthode de DPPH

Le composé chimique 2,2-diphényl-1-picrylhydrazyle (DPPH) fut l'un des premiers radicaux libres utilisés pour étudier la relation structure-activité antiradicalaire des composés phénoliques. Il possède un électron non apparié sur un atome du pont d'azote. Du fait de cette délocalisation, les molécules du radical ne forment pas des dimères, le composé $\text{DPPH}\cdot$ reste dans sa forme monomère relativement stable à température ordinaire. La délocalisation provoque aussi l'apparence de la couleur bleue bien caractéristique de la solution de $\text{DPPH}\cdot$. Dans le cas des composés phénoliques ($\Phi\text{-OH}$), le mécanisme principal d'action est le

piégeage des radicaux libres par le transfert de l'atome H sur le DPPH• alors se transforme en une molécule stable DPPHH ($\text{DPPH}\cdot + \Phi\text{OH} \rightarrow \text{DPPHH} + \Phi\text{O}\cdot$) (figure 43) (Popovici *et al.*, 2009 et Shanmugam, 2010).

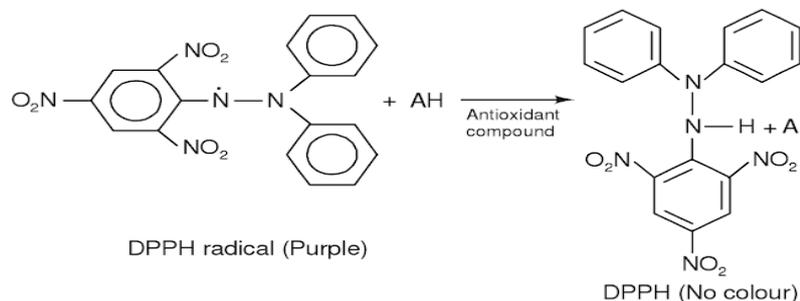


Figure 43. Réaction de piégeage et décoloration de radical DPPH (Shanmugam, 2010).

Expérimentalement, le test antiradicalaire a été réalisé selon la méthode décrite par Blois (1958) et Öztürk *et al.* (2011). Un volume de 40 μl d'extrait méthanolique de chaque plante à différentes concentrations (3,125 ; 6,25 ; 12,5 ; 25 ; 50 ; 100 et 200 $\mu\text{g/ml}$) est ajouté à 160 μl de la solution méthanolique du DPPH (0,4 mM). En parallèle, un contrôle négatif est préparé en mélangeant 40 μl de méthanol avec 160 μl de la solution méthanolique de DPPH. La lecture de l'absorbance est faite après 30 min à l'aide de spectrophotomètre à microplaque à 96 puits (Perkin Elmer, Enspire). L'HydroxyAnisole Butylé (BHA) est utilisé comme standard pour comparer l'activité de l'extrait de chaque plante. Une absorbance plus faible du mélange réactionnel indique une plus grande activité de piégeage des radicaux libres. La capacité de piéger le radical DPPH a été calculée en utilisant l'équation suivante :

$$\text{Effet d'élimination des radicaux DPPH(\%)} = [(A_{\text{contrôle}} - A_{\text{échantillon}}) / A_{\text{contrôle}}] \times 100$$

$A_{\text{contrôle}}$: absorbance de la concentration initiale du DPPH.

$A_{\text{échantillon}}$: absorbance de la concentration résiduelle de DPPH en présence de l'extrait et du témoin positif.

La concentration de piégeage de radicaux de 50% (IC50), permettant de calculer la concentration d'extrait nécessaire pour piéger 50% des radicaux DPPH, est déterminée graphiquement par la droite de régression linéaire.

- Méthode d'ABTS

Le test ABTS, pour l'évaluation de la capacité antiradicalaire, est probablement le plus utilisé parmi les autres tests indirects (Roginsky et Lissi, 2005). Il s'agit d'un essai de décoloration, il quantifie la capacité de piégeage en mesurant l'absorbance du mélange réactionnel antioxydant-radical à 734 nm à un moment donné avec un spectrophotomètre. L'ABTS^{•+} est le radical de cations centré sur l'azote qui a une couleur bleu-vert caractéristique, et qui devient incolore lorsqu'il est réduit à sa forme non-radicalaire (ABTS) par des antioxydants.

Le piégeage se fait par le donneur d'électrons (figure 44) (Laura *et al.*, 2009 ; Charles *et al.*, 2012).

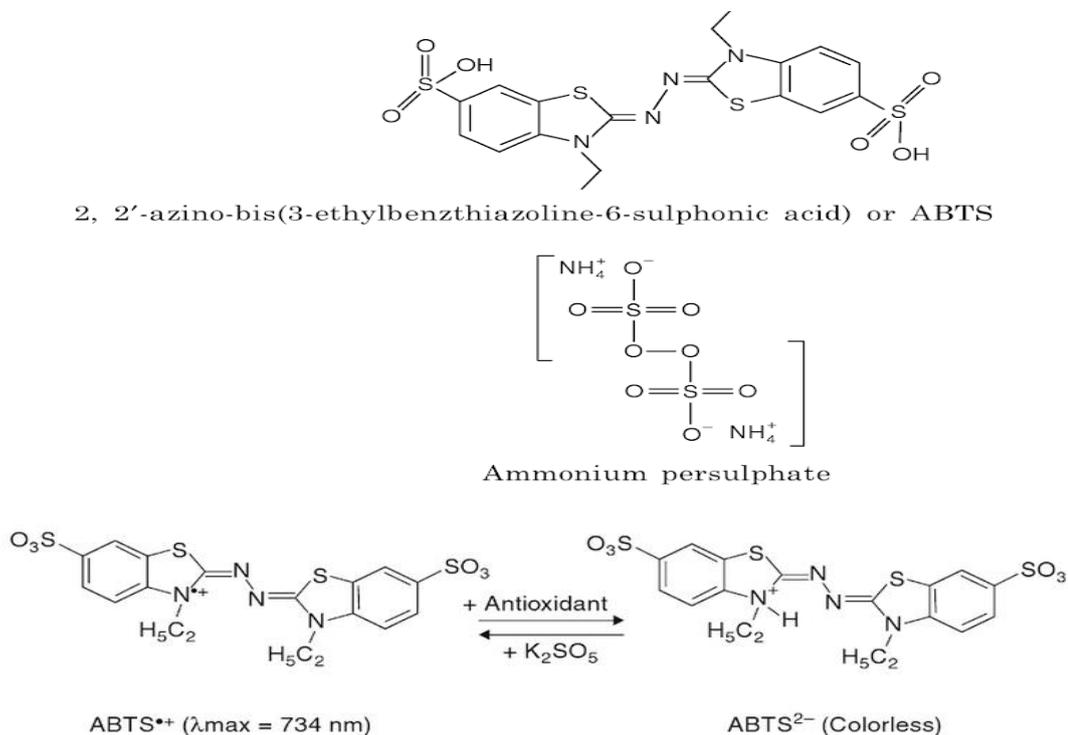


Figure 44. Réaction d'oxydation de l'ABTS (Laura *et al.*, 2009 ; Shanmugam, 2010).

Expérimentalement, l'activité de piégeage ABTS a été déterminée selon la méthode de Re *et al.* (1999) et Ferhat *et al.* (2017). A partir de l'ABTS (7mM) et du persulfate de potassium $\text{K}_2\text{S}_2\text{O}_8$ (2045mM), les deux produits en solution aqueuse sont mélangés et mis à l'abri de la lumière pendant 12 à 16h ; l'absorbance de la solution ainsi obtenue est ajustée par l'éthanol ou l'eau distillée à $0,700 \pm 0,020$ à 734 nm avant l'usage. 40 μl d'extrait méthanolique de chaque plante à différentes concentrations (3,125 ; 6,25 ; 12,5 ; 25 ; 50 ; 100 et 200 $\mu\text{g/ml}$) sont ajoutés à 160 μl de la solution d'ABTS. Après 10 min, la lecture de l'absorbance est faite à 734 nm à l'aide de spectrophotomètre à microplaque à 96 puits (Perkin Elmer, Enspire).

L'éthanol a été utilisé comme témoin alors que l'HydroxyAnisole Butylé (BHA) est utilisé comme standard positif pour la comparaison de l'AA. La concentration de l'échantillon fournissant 50% de l'effet de piégeage de l'ABTS^{•+} (IC50)($\mu\text{g/ml}$) a été calculée à partir du graphique exprimant le pourcentage de l'effet de piégeage d'ABTS^{•+} (IC50) en fonction de la concentration de l'échantillon.

$$\text{Activité de piégeage ABTS}^{\bullet+} = \frac{A_{\text{contrôle}} - A_{\text{échantillon}}}{A_{\text{contrôle}}} \times 100$$

$A_{\text{contrôle}}$: absorbance de la concentration initiale du ABTS^{•+}.

$A_{\text{échantillon}}$: absorbance de la concentration résiduelle de ABTS^{•+} en présence de l'extrait et du témoin positif.

- Méthode CUPRAC

Les antioxydants, en particulier les groupes hydroxyles des composés phénoliques, sont convertis en leurs quinones respectifs (forme oxydée) en présence de chlorure de cuivre (CuCl_2) qui à son tour est réduit en Cu^+ . Puis, les Cu^+ formés réagissent avec le chromogène, la néocuproïne (2, 9 – diméthyl - 1, 10-phénanthroline) pour former un complexe de couleur jaune qui est mesurée par spectrophotométrie à 450 nm (Shanmugam, 2010).

Expérimentalement, l'évaluation de l'activité antiradicalaire a été réalisée par la méthode décrite par Apak *et al.* (2004) et Öztürk *et al.* (2011). 40 μl d'extrait méthanolique de chaque plante à différentes concentrations (3,125; 6,25; 12,5 ; 25; 50 ; 100 et 200 $\mu\text{g/ml}$) sont ajoutés à : 60 μl chlorure de cuivre(II) ($[\text{Cu Cl}_2, 2\text{H}_2\text{O}]$, 170,50 g/mol), 50 μl néocuproïne (208,27 g/mol), 50 μl tampon d'acétate d'ammonium ($\text{C}_2\text{H}_7\text{NO}_2$) (77 g/mol , pH=7). Après une heure, la lecture de l'absorbance est faite à 450 nm à l'aide de spectrophotomètre à microplaque à 96 puits (Perkin Elmer, Enspire). L'éthanol a été utilisé comme témoin alors que l'HydroxyAnisole Butylé (BHA) est utilisé comme standard positif pour la comparaison de l'activité antiradicalaire.

1.4. Analyse statistique

La variation des teneurs en composés volatils entre les PAM étudiées a été testée séparément pour chaque famille chimique des COV par l'analyse de variance (ANOVA). En utilisant les valeurs de chaque COV par espèce, les relations de composition entre les espèces de PAM ont été testées en utilisant la corrélation de *Pearson*.

Par la suite, les PAM étudiées ont été regroupées en groupes homogènes (en fonction de leur composition en COV) en utilisant une classification ascendante hiérarchique (CAH) effectuée sur la matrice des corrélations de *Pearson* avec la moyenne non pondérée du groupe de paires comme méthode d'agglomération. Les corrélations ont été calculées et visualisées en utilisant le paquet "*Corrplot*" du logiciel R (Wei et Simko, 2017).

L'analyse de similarité des COV des PAM a été effectuée qualitativement (présence/absence de COV) en utilisant l'indice *Jaccard et Sorensen* et quantitativement (teneurs réelles en COV) à l'aide de l'indice de *Morisita-Horn et Bray-Curtis* (Magurran, 2004).

Enfin, une analyse factorielle des correspondances (AFC) a été réalisée sur la base d'un tableau de contingence incluant les teneurs individuelles des COV selon les PAM étudiées afin de distinguer les COV qui caractérisent chaque espèce de plante.

La variation des teneurs en PT, FT et de l'AA (IC_{50} et $A_{0,5}$) par les trois méthodes (DPPH, ABTS et CUPRAC) entre les six plantes étudiées a été testée en utilisant l'analyse de variance (ANOVA) à un facteur suivie du test *post-hoc de Tukey HSD*.

L'intensité de la corrélation linéaire entre les variables : teneur en PT, FT et AA (DPPH, ABTS et CUPRAC) a été également recherchée en utilisant le coefficient de corrélation linéaire de Pearson (r).

2. Résultats

2.1. Résultats des composés organiques volatils des espèces de PAM sélectionnées

2.1.1. Caractérisation des COV des espèces de PAM sélectionnées

L'analyse chromatographique des PAM étudiées a permis d'identifier et de quantifier un total de 91 COVs (tableau 09). 50 COV ont été identifiés pour *J. phoenicea* ; 42 pour *T. polium* ; 41 pour *A. herba-alba* ; 39 pour *T. algeriensis* ; 37 pour *A. campestris* et 35 pour *R. officinalis*.

Par rapport aux familles chimiques, nous constatons que :

Les sesquiterpènes constituent les composés les plus abondants pour les espèces : *A. campestris*, *T. polium* et *R. officinalis* dont le pourcentage le plus élevé a été observé chez *T. polium* avec 60,59% alors que le pourcentage le plus bas a été enregistré chez *A. herba-alba* avec 5,73%.

Les monoterpènes constituent les composés majoritaires pour les espèces : *J. phoenicea*, *A. campestris*, *T. algeriensis* et *R. officinalis*, avec des pourcentages variant entre 31,57% et 39,38%. Les pourcentages les plus faibles des monoterpènes sont observés chez *T. polium* et *A. herba-alba* avec 5,94% et 4,83%, respectivement.

Les cétones monoterpéniques constituent les composés dominants chez *A. herba-alba* avec 52,11% tandis que les pourcentages les plus faibles ont été observés chez *T. polium* et *J. phoenicea* équivalents à 5,95% et 6,32%, respectivement.

En ce qui concerne les cétones sesquiterpéniques, les alcools sesquiterpéniques, les monoterpénoïdes phénoliques, les esters monoterpéniques, les alcools monoterpéniques, les oxydes monoterpènes, les cétones, les esters, les alkadiynes cycliques, les acides carboxyliques, les aldéhydes et les alcools sont soit représentés en quantités faibles dans certaines espèces ou quasiment absents dans d'autres.

Tableau 09. Quantité relative (en %) d'aire et temps de rétention (TR, en minute) de composés organiques volatils (COVs) des PAM.

Famille Chimique	COV	ID CA *	TR	PAM					
				A. <i>campestris</i>	A. <i>herba-alba</i>	J. <i>phoenicea</i>	R. <i>officinalis</i>	T. <i>polium</i>	T. <i>algeriensis</i>
Monoterpènes	α -Pinène	1	13.85±0.13	4,63	—	27,18	9,69	0,50	4,65
	Camphène	2	15.91±0.05	—	0,33	—	9,73	—	4,61
	β -Pinène	3	17.81±0.11	4,21	—	0,43	5,32	1,93	1,26
	Sabinène	4	18.54±0.07	—	1,09	—	—	—	0,36
	β -Myrcène	5	20.69±0.05	13,84	0,36	2,35	1,86	0,29	13,78
	Limonène	6	22.09±0.04	3,72	—	1,51	2,00	1,29	2,35
	α -Terpinène	7	25.37±0.01	—	0,28	—	0,79	—	0,20
	γ -Terpinène	8	23.97±0.03	2,06	0,72	0,33	1,12	—	0,30
	β - Ocimène	9	24.23±0.03	3,54	—	+	—	—	0,69
	δ -3-carène	10	19.94±0.00	—	—	4,78	—	—	—
	p-Cymène	11	24.98±0.02	1,95	1,24	0,88	1,06	0,28	0,59
	α -terpinolène	12	34.21±0.01	0,91	0,81	1,38	—	1,65	3,34
	1,5,8-p-menthatriène	13	22.84±0.00	—	—	0,54	—	—	—
Sesquiterpènes	α -Cubébène	14	31.35±0.03	1,08	—	0,88	0,58	0,54	0,46
	α -Copaène	15	32.63±0.20	2,19	0,08	0,09	2,43	—	1,07
	α -Bourbonène	16	33.59±0.00	0,56	—	—	—	—	—
	β - Elémène	17	36.27±0.10	—	0,33	2,28	—	—	0,86
	β - Farnésène	18	36.76±0.11	14,17	0,62	4,71	2,31	7,56	5,23
	γ -Cadinène	19	41,51±0,08	0,88	0,15	0,32	—	1,20	0,62
	δ -Cadinène	20	41,40±0,08	1,16	0,45	3,26	3,01	2,72	1,68
	Calamène	21	43,27±0,05	0,91	—	1,77	0,59	—	0,54
	α -Muuroène	22	42,28±0,03	2,54	—	0,29	0,52	1,54	0,88
	α -Calacorène	23	45,14±0,03	0,35	—	0,38	0,48	0,73	0,23
	Germacrène D	24	39,89±0,52	7,29	1,19	3,50	2,82	0,19	0,86
	trans-Caryophyllène	25	37,35±1,21	1,60	0,42	1,13	14,83	9,49	1,78
	α -Amorphène	26	39,35±0,28	1,18	—	—	—	0,91	0,71
	α -Humulène	27	40,77±0,00	+	1,41	—	2,78	—	—
	γ -Elémène	28	32,14±0,00	2,38	0,75	1,71	—	9,25	—
	Aromadendrène	29	40,18±0,84	0,88	0,33	—	0,18	1,05	—
	Allo-aromadendrène	30	39,08±0,00	—	—	—	—	4,34	—
	α -Cédrène	31	43,69±4,20	7,88	—	1,27	0,32	—	0,72
	α -Farnésène	32	36,74±5,83	3,60	—	2,15	+	—	—
	α -Longipinène	33	42,09±0,04	—	—	2,17	2,44	0,98	—
	α -Curcumène	34	41,75±0,00	4,18	—	—	—	—	—
	δ -Elémène	35	31,75±0,00	—	—	1,16	—	—	—
	β -Bisabolène	36	04,84±0,00	—	—	—	4,84	—	—
	Cadalène	37	51,95±0,00	—	—	0,27	—	—	—
	α -Guaiène	38	36,87±0,54	0,26	—	—	—	11,33	—
	γ -Gurjunène	39	39,21±0,00	—	—	—	—	1,19	—
	α -Gurjunène	40	40,89±1,11	—	—	0,11	—	3,36	—
	δ -Guaiène	41	40,51±0,00	—	—	—	—	4,21	—
Cétone Monoterpéniques	α -thujone	42	30,40±0,25	—	24,59	—	—	—	0,54
	Camphre	43	33,79±0,13	—	0,44	2,24	17,46	0,72	12,29
	Carvone	44	42,16±1,91	—	5,05	—	—	—	1,24
	β -thujone	45	31,07±0,00	—	13,73	—	—	—	—
	Verbénone	46	46,28±1,57	—	8,3	1,07	—	0,47	+
	Géranyl acétone	47	42,42±3,07	—	—	3,01	2,69	3,65	1,36
	Pinocarvone	48	35,70±0,00	—	—	—	—	1,11	—
Oxolanes	Davanone	49	47,35±0,00	—	2,63	—	—	—	—
Alcools Monoterpéniques	α -Terpinéol	50	39,63±0,02	—	—	4,12	0,77	—	5,07
	Pinocarvéol	51	39,83±0,05	—	0,25	1,00	—	—	—
	β -Citronellol	52	43,48±2,04	0,39	1,15	6,13	—	0,41	—
	Myrtanol	53	43,09±16,16	0,29	—	—	0,53	—	—
	Bornéol	54	41,99±0,00	—	—	—	—	—	3,97
	Myrténol	55	44,35±0,00	—	—	—	—	2,42	—
	trans-carvéol	56	42,49±2,67	—	—	0,14	—	—	0,30
	Sabinol	57	38,19±0,00	—	7,51	—	—	—	—

Chapitre 3. Composés organiques volatils, composés polyphénoliques et activité antiradicalaire des plantes aromatiques et médicinales sélectionnées

	2,6-diméthyl-3,7-Octadiène-2-ol	58	35,40±0,05	+	2,92	0,82	—	1,15	—
Alcools Sesquiterpènes	Spathuléol	59	49,66±0,03	2,78	0,61	0,99	—	2,82	—
	α -Cadinol	60	50,66±0,00	—	—	—	—	1,21	—
	β -Eudesmol	61	52,21±0,04	0,92	—	0,31	—	0,59	0,28
	Farnésol	62	47,19±0,14	1,14	—	0,51	0,10	6,14	0,97
	Elémol	63	48,43±0,04	—	—	0,58	—	—	1,20
	α -Bisabolol	64	47,99±3,21	0,32	—	+	0,25	0,6	2,12
Esters Monoterpéniques	Acétate de linalyle	65	34,69±0,10	—	0,58	0,51	—	—	9,11
	Acétate de bornyle	66	35,91±0,06	—	—	0,25	2,46	0,61	4,79
	Propionate de géranyle	67	44,77±0,00	0,60	—	0,57	—	—	—
	1,8-cinéole	68	29,92±0,05	—	4,81	—	3,30	—	6,31
Monoterpénoïdes Phénoliques	Méthyl-eugénol	69	46,78±0,00	—	—	—	0,23	—	—
	Eugénol	70	50,30±0,00	—	—	—	0,38	—	—
Cétone	2-Propanone	71	06,57±0,05	—	+	0,83	—	1,97	—
	p-Méthylacétophénone	72	41,95±0,00	—	—	0,18	—	—	—
	3,5-Diméthyl-4-heptanone	73	25,42±0,00	—	1,65	—	—	—	—
	6-Méthyl-5-heptène-2-one	74	46,66±0,03	—	1,90	—	—	4,41	—
	3-Méthyl-3-butène-2-one	75	12,62±0,00	—	2,15	—	—	—	—
	Trans-3,4-diméthyl-3-hexène-2-one	76	32,51±0,00	—	1,90	—	—	—	—
	2-Méthyl-1-pentène-1-one	77	52,63±0,04	0,41	1,42	—	—	—	—
	3-Octène-2-one	78	39,04±0,00	—	0,82	—	—	—	—
	cis-Jasmone	79	45,62±0,00	—	1,62	—	—	—	—
	cis-4-Décénal	80	47,72±0,00	—	—	2,15	—	—	—
Aldéhydes	(E)-2-Hexénal	81	23,00±0,02	+	0,58	—	0,62	2,00	—
	Cinnamaldéhyde	82	45,83±0,00	—	1,55	—	—	—	—
	Benzaldéhyde	83	33,96±0,00	0,53	—	0,23	—	—	—
	Isovalérate d'hexyl	84	37,89±0,00	—	—	0,67	—	—	—
Esters Carboxyliques	Acétate de hex-2-ényl	85	28,60±0,00	—	—	—	—	0,55	—
	Acide hexanoïque	86	43,09±0,00	—	—	0,97	—	—	—
Alcools	Acide acétique	87	30,84±0,06	1,32	2,04	3,04	1,22	2,13	2,68
	1-Octène-3-ol	88	54,13±2,83	—	1,24	—	0,29	—	—
Alkaldynes Cycliques	2-Pentadécyne-1-ol	89	44,34±0,00	—	+	2,85	—	+	+
	1,5,9-Cyclododécatriyne	90	45,69±0,00	3,35	—	—	—	—	—
	1,8-Cyclopentadécadiyne	91	41,79±0,00	—	—	—	—	0,51	—

* ID CA: Indication les codes affichés dans le biplot de l'analyse de la correspondance (AC)

* Valeurs en gras indiquent les COVs dominante de chaque plante

* + :COVs présents à l'état de traces (<0,01%)

*— : absence

Les espèces exceptionnelles en contiennent des pourcentages relativement considérables comme les alcools sesquiterpéniques chez *T. polium* (11,36%), les esters monoterpénique chez *T. algeriensis* (20,21%), les cétones chez *A. herba-alba* (11,46%), et les alcools monoterpéniques chez *A. campestris*, *J. phoenicea* et *T. algeriensis* avec 12,21%, 11,83% et 9,34%, respectivement (figure 45).

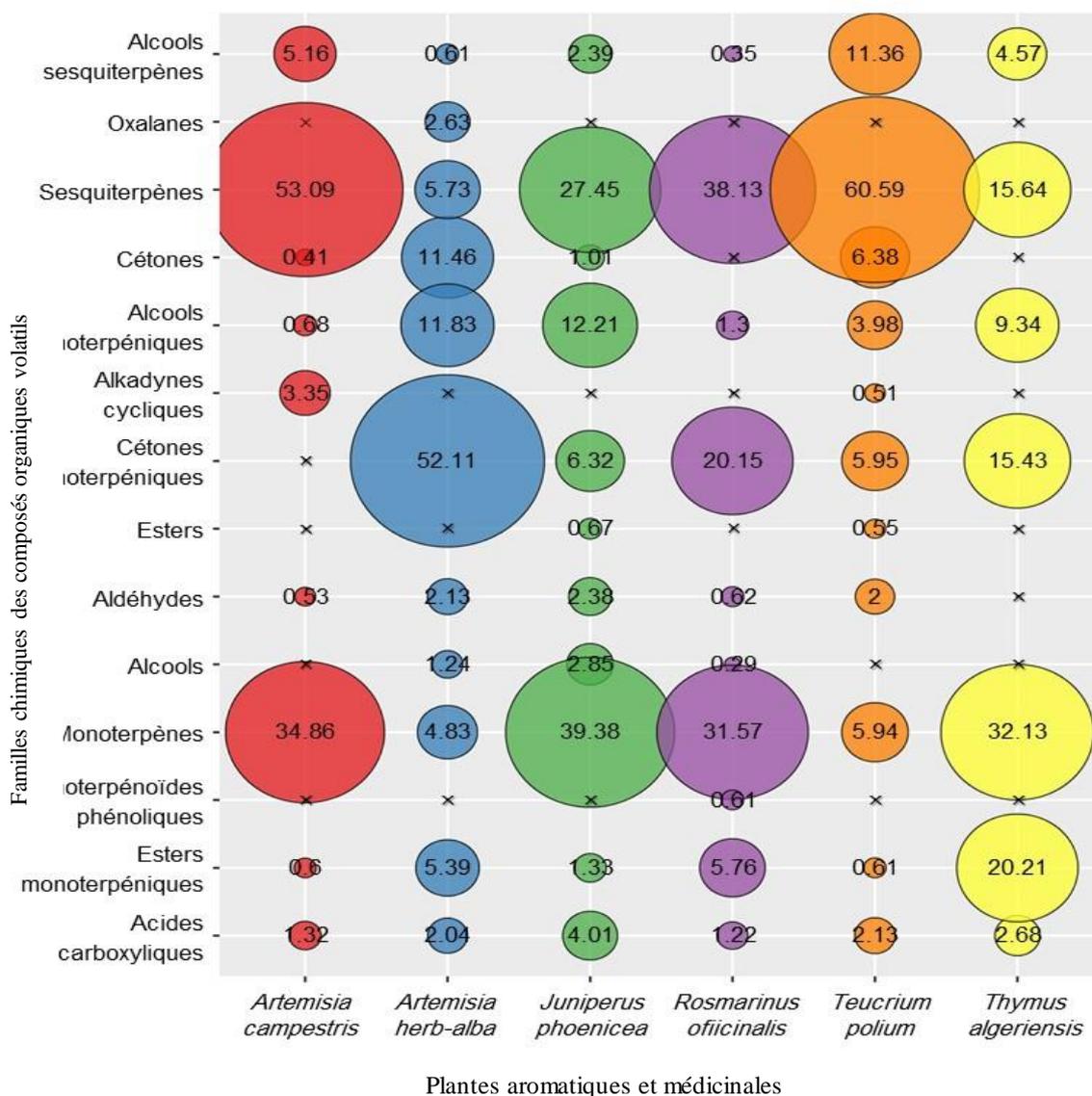


Figure 45. Distribution quantitative des familles chimiques de COVs par PAM (les nombres dans les cercles sont des pourcentages).

La distribution des composés organiques volatils partagés et spécifique à espèce est représenté sur la figure 46. La plupart des composés organiques volatils partagés ont été observées entre *A. campestris*, *T. algeriensis*, *R. officinalis* et *J. phoenicea*. Alors que le plus grande des composés organiques volatils spécifiques aux espèces a été trouvée dans *A. herba-alba*, *J. phoenicea* et *T. polium* avec 9, 9 et 8 composés organiques volatils, respectivement.

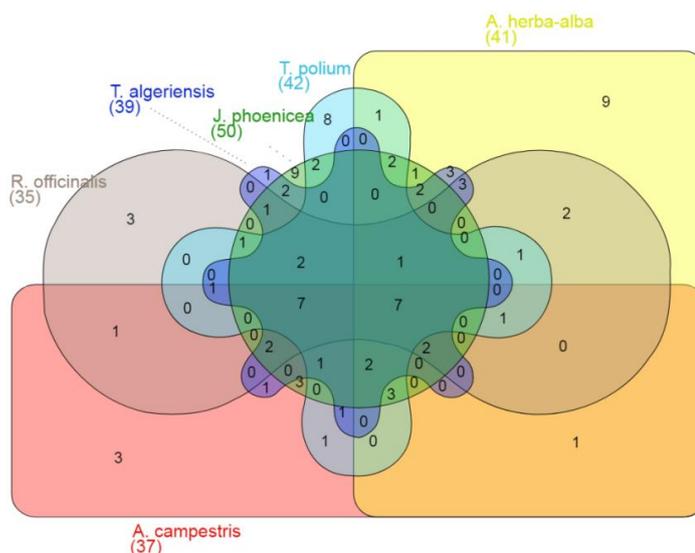


Figure 46. Diagramme de Venn à six-ensembles montrant la répartition des COVs entre les PAM.

2.1.2. Variation des COV entre les espèces de PAM étudiées

Une différence significative a été observée entre les espèces étudiées pour les pourcentages des composés volatils appartenant aux familles des sesquiterpènes ($F_{5,138}=2,29$; $P=0,049$), des esters monoterpéniques ($F_{5,6}=6,81$; $P=0,018$), des phenylpropènes ($F_{5,6}=6,81$; $P=0,002$) et des cétones ($F_{5,48}=2,29$; $P=0,001$) (Annexe II, tableau 10). Par ailleurs, aucune différence significative n'a été constatée ($P>0,05$) entre les espèces étudiées pour les pourcentages des composés volatils appartenant aux familles des monoterpènes, cétones monoterpéniques, alcools monoterpéniques, alcools sesquiterpéniques, aldéhydes, esters, acides carboxyliques, alcools et des alkadiynes cycliques.

2.1.3. Similarité des COV entre les espèces de PAM étudiées

Selon les valeurs du coefficient de corrélation de Pearson, les six espèces de PAM étudiées ont été regroupées en trois groupes différents à un seuil de similarité quantitative de 19,11% sur la base de la similarité entre leurs COVs (figure 47). Le premier groupe englobe quatre espèces à savoir : *T. algeriensis*, *R. officinalis*, *J. phoenicea* et *A. campestris*. Les deux espèces : *T. algeriensis* et *R. officinalis* ont enregistré des similarités qualitative et quantitative les plus élevées. Le deuxième groupe comprend une seule espèce : *T. polium*. De même, le troisième groupe est représenté par une seule espèce : *A. herba-alba*. Cette dernière espèce a enregistré des niveaux les plus bas des similarités avec les autres espèces (tableau 11).

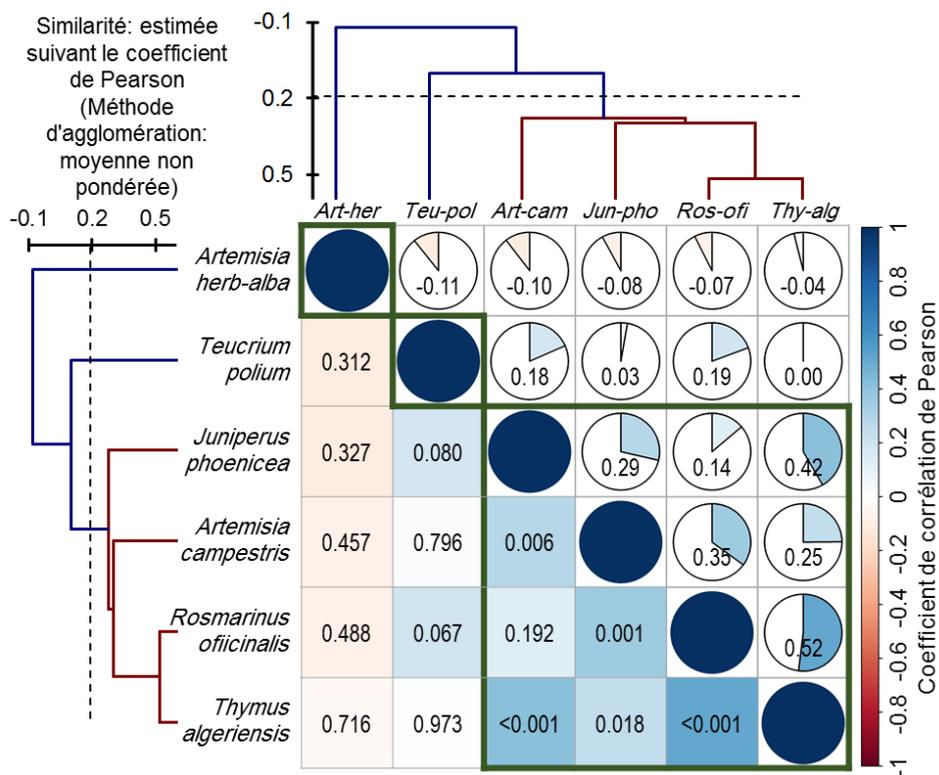


Figure 47. Matrice de corrélations entre les six espèces de PAM étudiées.

Les tests de corrélation sont exprimés sous forme de coefficients de corrélation de Pearson (représentés par la couleur et l'intensité de l'ombrage dans les camemberts et les carrés, et les valeurs supérieures à la diagonale) et les valeurs P (supérieures à la diagonale). Les dendrogrammes latéraux sont des tracés du regroupement hiérarchique aggloméré (AHC). Les rectangles verts à l'intérieur de la matrice représentent des grappes de plantes AHC en fonction de leur composition quantitative en COVs. Art-her : *A. herba-alba*, Teu-pol : *T. polium*, Art-cam : *A. campestris*, Jun-pho : *J. phoenicea*, Ros-ofi : *R. officinalis*, Thy-alg : *R. officinalis*.

Tableau 11. Analyse de similarités qualitative et quantitative entre des COV déterminées dans les espèces de PAM étudiées.

Comparaisons de paires		Statistiques de similarité [%]				
Première espèce	Deuxième espèce	COVs Communs	indice de Jaccard	indice de Sørensen	indice de Morisita-Horn	indice de Bray-Curtis
<i>Artemisia campestris</i>	<i>Artemisia herba-alba</i>	8	15.4	26.7	3.9	8.2
<i>Artemisia campestris</i>	<i>Juniperus phoenicea</i>	17	34.0	50.7	22.0	28.9
<i>Artemisia campestris</i>	<i>Rosmarinus officinalis</i>	14	32.6	49.1	20.5	24.7
<i>Artemisia campestris</i>	<i>Teucrium polium</i>	16	31.4	47.8	32.9	29.7
<i>Artemisia campestris</i>	<i>Thymus algeriensis</i>	18	40.9	58.1	49.4	37.9
<i>Artemisia herba-alba</i>	<i>Juniperus phoenicea</i>	11	19.6	32.8	3.8	12.1
<i>Artemisia herba-alba</i>	<i>Rosmarinus officinalis</i>	8	16.3	28.1	2.9	10.1
<i>Artemisia herba-alba</i>	<i>Teucrium polium</i>	8	13.6	23.9	4.9	10.0
<i>Artemisia herba-alba</i>	<i>Thymus algeriensis</i>	9	17.0	29.0	10.0	14.0
<i>Juniperus phoenicea</i>	<i>Rosmarinus officinalis</i>	15	30.6	46.9	42.9	35.4
<i>Juniperus phoenicea</i>	<i>Teucrium polium</i>	16	27.6	43.2	19.4	26.1
<i>Juniperus phoenicea</i>	<i>Thymus algeriensis</i>	19	38.0	55.1	35.3	36.2
<i>Rosmarinus officinalis</i>	<i>Teucrium polium</i>	14	28.0	43.8	32.5	28.1
<i>Rosmarinus officinalis</i>	<i>Thymus algeriensis</i>	19	47.5	64.4	58.1	46.2
<i>Teucrium polium</i>	<i>Thymus algeriensis</i>	16	30.2	46.4	20.2	24.0

Le test de corrélation est exprimé par les coefficients de corrélation de Pearson (indiqués par la couleur et l'intensité de l'ombrage dans les diagrammes circulaires et les carrés, les valeurs au-dessus de la diagonale) et les valeurs de probabilité (au-dessus de la diagonale). Les dendrogrammes latéraux sont des graphiques de la classification ascendante hiérarchique (CAH). Les rectangles dans la matrice représentent les groupes de la CAH des PAM en fonction de leur composition quantitative en COVs.

2.1.4. Modèles de répartition des COV caractéristiques des espèces de PAM étudiées

L'application de l'analyse factorielle des correspondances (AFC) aux composés organiques volatils (COVs) des espèces végétales étudiées a permis de représenter un taux d'inertie de 57,5% sur le biplot factoriel symétrique F1 × F2 (Figure 48). Selon le test Chi-squared associé à l'AFC, il y a une liaison très hautement significative pour la distribution des teneurs des COVs selon les espèces étudiées ($\chi^2=1271,92$; $DF =450$; $P<0,0001$). L'AFC a permis de déterminer les COVs caractérisant les différentes espèces végétales étudiées, celles-ci ont été regroupées en trois groupes différents :

- **Le premier groupe** d'espèces (*T. algeriensis*, *R. officinalis*, *J. phoenicea*, et *A. campestris*) est caractérisé par une multitude des COVs appartenant principalement aux monoterpènes (les composés : 1, 2, 3, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13), des sesquiterpènes (les composés : 14, 15, 16, 17, 18, 19, 20, 21, 22, 23, 24, 25, 26, 27, 29, 31, 32, 33, 34, 35, 36, 37), des alcools monoterpéniques (les composés : 50, 51, 52, 53, 54, 56), des esters monoterpéniques (linalyl acétate et bornyl acétate), des oxydes monoterpènes (p-cinéole), des phenylpropènes (methyl eugenol et eugenol), des esters (hexyl isovalerate, 2-hexenyl acétate et géranyl propionate), des acides carboxyliques (acide hexanoïque et acide acétique), aldéhyde (cis-4-décenal et benzaldéhyde), des alcools (2-pentadecyn-1-ol), des alkadiynes cyclique (1,5,9-cyclododecatriyne) et des alcools sesquiterpéniques (élémol et α -bisabolol) ;
- **Le deuxième groupe** (*T. polium*) est caractérisé principalement par les COVs appartenant aux cétones monoterpéniques (avec les composés 38, 39, 40, 41, 47 et 48), les alcools sesquiterpéniques (composés 59, 60, 61 et 62), les cétones (avec les composés : 2-propanone et 6-methyl-5-hepten-2-one), les alkadiynes cycliques (1,8-cyclopentadecadiyne) et les sesquiterpènes (avec les composés 18, 19, 22, 23, 25, 26, 28, 29 et 30) ;
- **Le troisième groupe** (*A. herba-alba*) est caractérisé par les COVs appartenant aux cétones monoterpéniques (42, 44, 45 et 46), cétones (72, 74, 75, 76, 77 et 78) et le composé davanone.

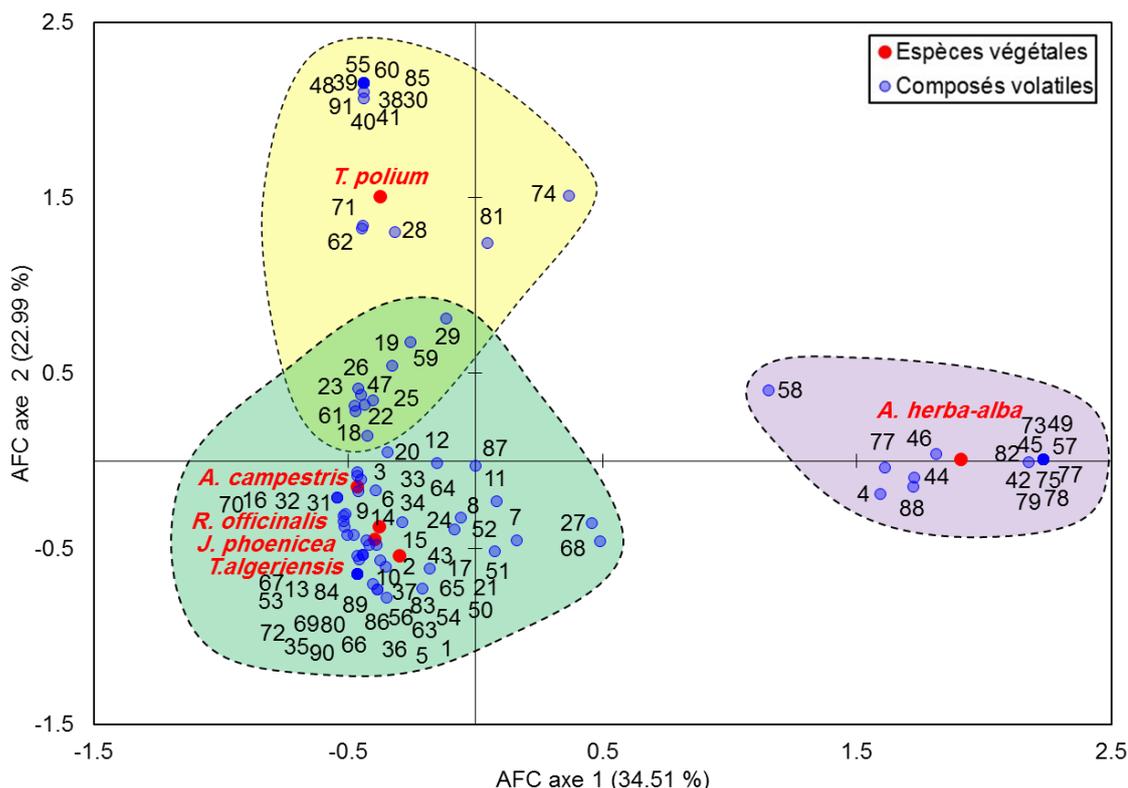


Figure 48. Biplot d'analyse factorielle des correspondances (AFC) montrant la distribution des composés volatils par plante médicinale aromatique.

2.2. Résultats des polyphénols totaux (PT), flavonoïdes totaux (FT) et activité antiradicalaire (AA)

2.2.1. Teneurs moyennes en polyphénols totaux (PT) et en flavonoïdes totaux (FT)

- Teneurs moyennes en polyphénols totaux (PT)

Les teneurs moyennes en PT des extraits des espèces obtenus en terme d'équivalent mg d'acide gallique par gramme d'extrait sec (EAG/g ES), sont représentées dans la figure 49.

Les teneurs moyennes en PT fluctuent entre $86,00 \pm 0,87$ mg EAG/g ES pour l'extrait de l'espèce *J. phoenicea* à $141,75 \pm 0,22$ mg EAG/g ES pour l'extrait de l'espèce *T. algeriensis*.

D'après les résultats l'analyse de variance (Annexe II, tableau 12 et 13), il existe une différence très hautement significative ($F=2953$; $P < 0,0001$) entre les extraits des plantes étudiées. Cependant, il n'y a pas de différence significative entre les extraits des espèces *A. campestris* et *A. herba-alba*. Cinq groupes ont été obtenus avec l'ordre décroissant suivant : *T. algeriensis* > *R. officinalis* > *A. campestris*, *A. herba-alba* > *T. polium* > *J. phoenicea*.

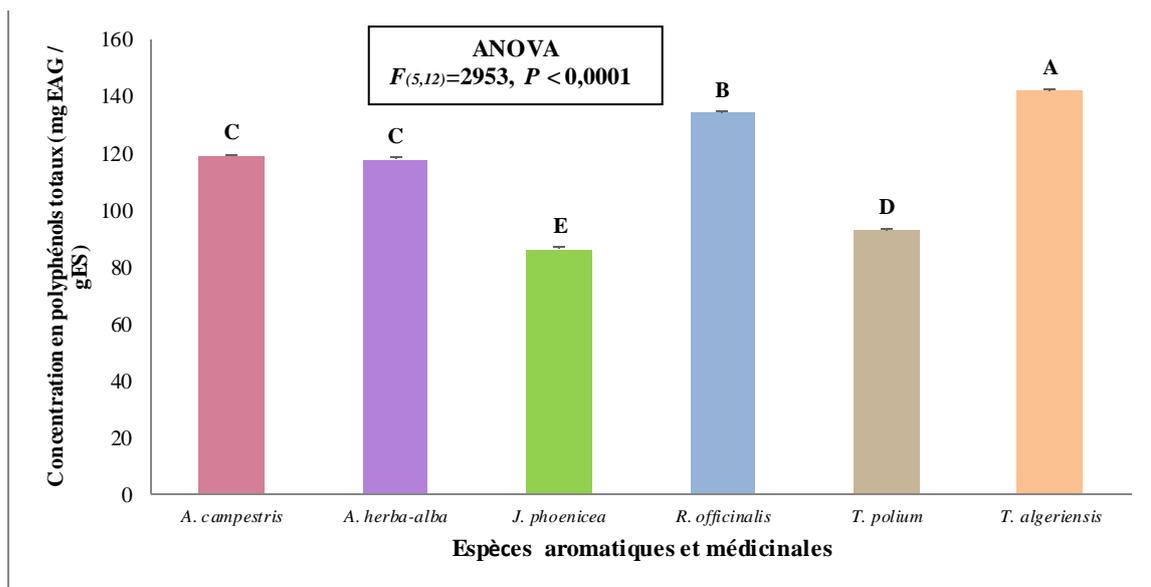


Figure 49. Teneurs moyennes en PT des espèces de PAM étudiées.

Les mêmes lettres indiquent que les moyennes sont significativement non différentes ($p > 0,05$).

- Teneurs moyennes en flavonoïdes totaux (FT)

Les teneurs moyennes en FT totaux des espèces de PAM enregistrées, en terme d'équivalent milligramme équivalent Quercétine par gramme d'extrait sec (mg EQ/g ES), sont présentées dans la figure 50.

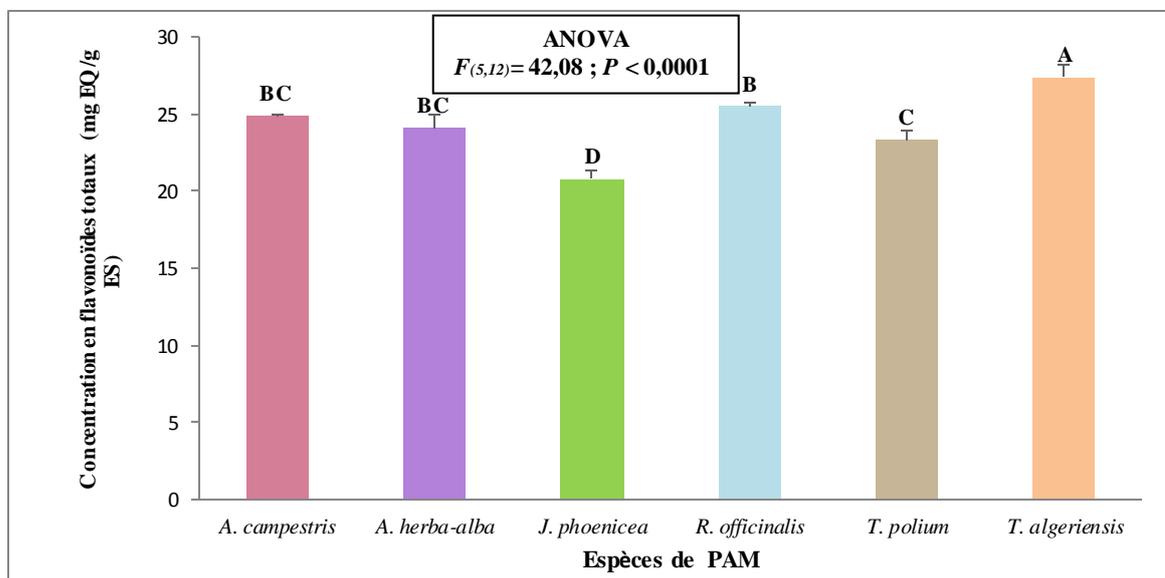


Figure 50. Teneurs moyennes en FT des espèces de PAM étudiées.

Les mêmes lettres indiquent que les moyennes sont significativement non différentes ($p > 0,05$).

Les teneurs moyennes en FT varient entre $20,82 \pm 0,57$ à $27,42 \pm 0,73$ mg EQ/g ES. La teneur la plus élevée en FT est attribuée à l'extrait méthanolique de la plante *T. algeriensis* avec $27,42 \pm 0,73$ mg EQ/g ES alors que la faible valeur est notée pour l'extrait méthanolique de la plante *J. phoenicea* avec $20,82 \pm 0,57$ mg EQ/g ES. Cinq groupes ont été obtenus et qui sont

dans l'ordre décroissant : *T. algeriensis* > *R. officinalis* > *A. campestris*, *A. herba-alba* > *T. polium* > *J. phoenicea*.

D'après les résultats l'analyse de variance (Annexe II, tableau 14 et 15), il existe une différence très hautement significative ($F= 42,08$; $P < 0,0001$) entre les extraits des PAM étudiées. Par ailleurs, nous avons noté qu'il n'y a pas de différence significative entre les extraits des plantes : *R. officinalis* vs *A. herba-alba*, *R. officinalis* vs *A. campestris*, *A. campestris* vs *T. polium*, *A. campestris* vs *A. herba-alba* et *A. herba-alba* vs *T. polium*.

2.2.2. Activité antiradicalaire (AA)

- Piégeage du radical libre DPPH

Les résultats de la capacité de piégeage du radical libre DPPH, illustrés dans la figure 51, montrent que tous les extraits des espèces étudiées possèdent des AA qui varient d'une plante à une autre. Théoriquement, plus la valeur IC₅₀ est basse, plus la capacité antiradicalaire de l'extrait est élevée (Pourmorad *et al.*, 2006).

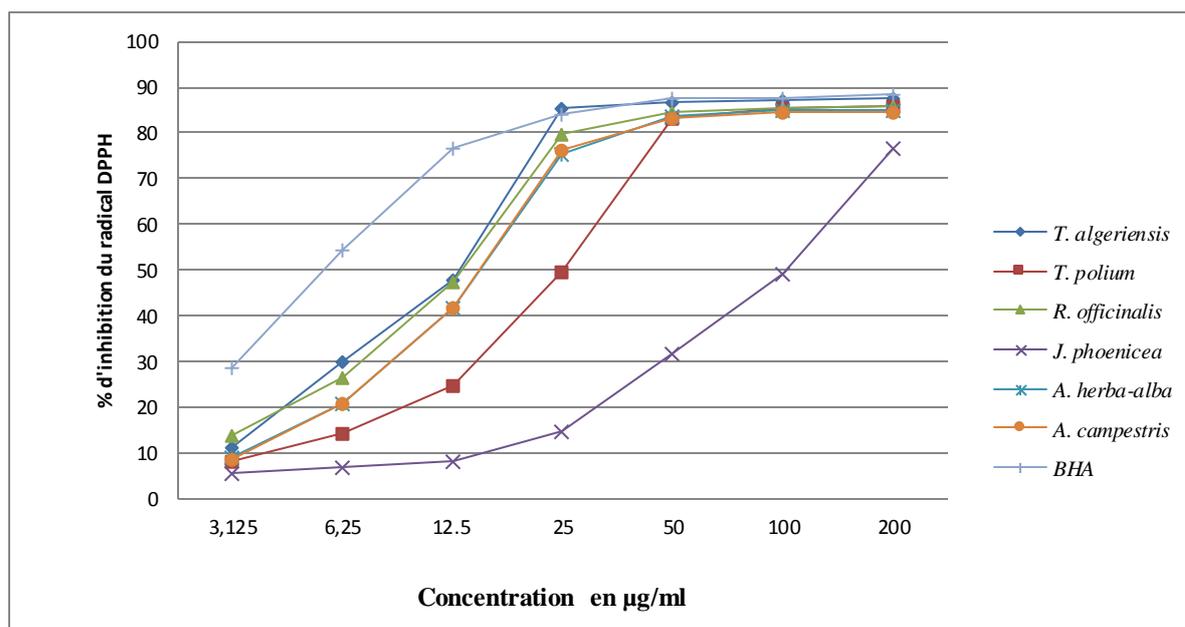


Figure 51. Evaluation de l'AA du radical libre DPPH par les extraits des espèces de PAM étudiées et le standard BHA en fonction des différentes concentrations.

BHA : Hydroxy Anisole Butylé

La capacité de piégeage des radicaux de DPPH des extraits des plantes étudiées varie considérablement (figure 52). Elle fluctue entre $13,03 \pm 0,16$ et $107,66 \pm 2,58$ µg/ml. L'extrait de l'espèce *T. algeriensis* a montré une forte activité de piégeage des radicaux libres avec IC₅₀ = 13,03 µg/ml, Par contre, l'extrait de l'espèce *J. phoenicea* a montré une très faible

activité de piégeage des radicaux libres avec $IC_{50}=107,66\pm 2,58$ $\mu\text{g/ml}$. En revanche, le standard BHA a présenté une très forte capacité de piégeage des radicaux de DPPH avec $IC_{50}= 5,73\pm 0,41$ $\mu\text{g/ml}$ par rapport à tous les extraits des espèces de PAM testées.

D'après les résultats l'analyse de variance (Annexe II, tableau 16 et 17), il existe généralement une différence très hautement significative ($F= 3551$, $P < 0,0001$) entre les six de espèces de PAM étudiées. En revanche, nous avons noté quelques exceptions où aucune différence significative n'a été enregistrée entre les extraits des espèces *R. officinalis* vs *A. herba-alba*, *A. campestris* vs *R. officinalis*, *A. herba-alba* vs *T. algeriensis*, *A. herba-alba* vs *R. officinalis* et *R. officinalis* vs *T. algeriensis*,

Cinq groupes ont été obtenus en fonction de l'activité de piégeage des radicaux libres DPPH. Elle diminue dans les extraits des espèces dans l'ordre suivant : *T. algeriensis* > *R. officinalis*, *A. herba-alba* > *A. campestris* > *T. polium* > *J. phoenicea*.

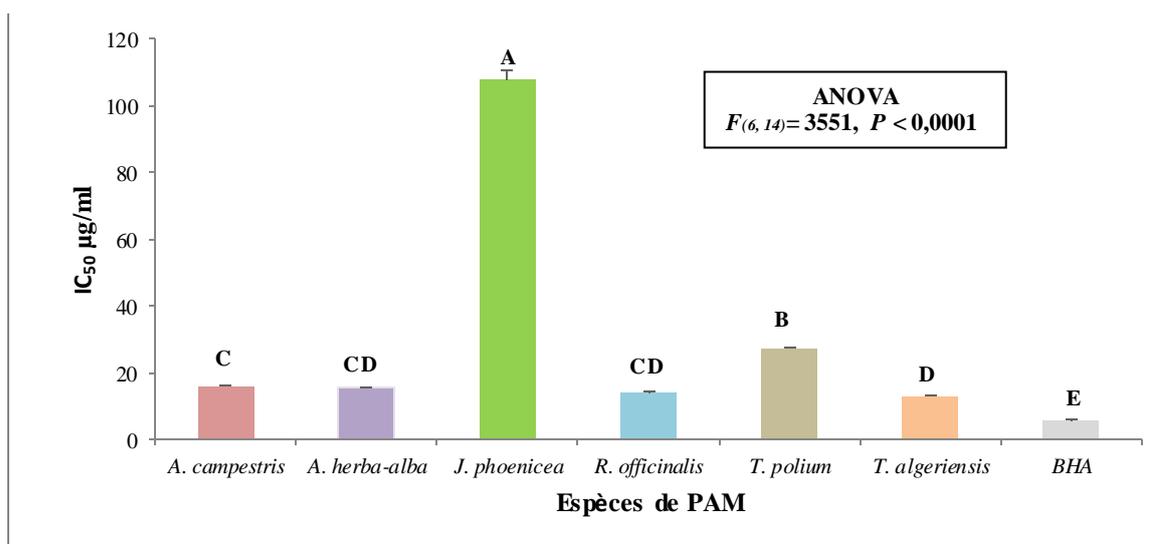


Figure 52. Concentrations de piégeage de 50% (IC_{50}) des radicaux libres DPPH par les extraits des espèces de PAM étudiées et le standard BHA.

Les mêmes lettres associées aux histogrammes indiquent que les moyennes sont significativement non différentes ($p>0,05$) selon le test du Tukey HSD

- Piégeage du radical libre ABTS •⁺

Les résultats de capacité de piégeage du radical libre ABTS •⁺, illustrés dans la figure 53, montrent que tous les extraits des plantes étudiées possèdent une AA mais elle varie d'une espèce à une autre.

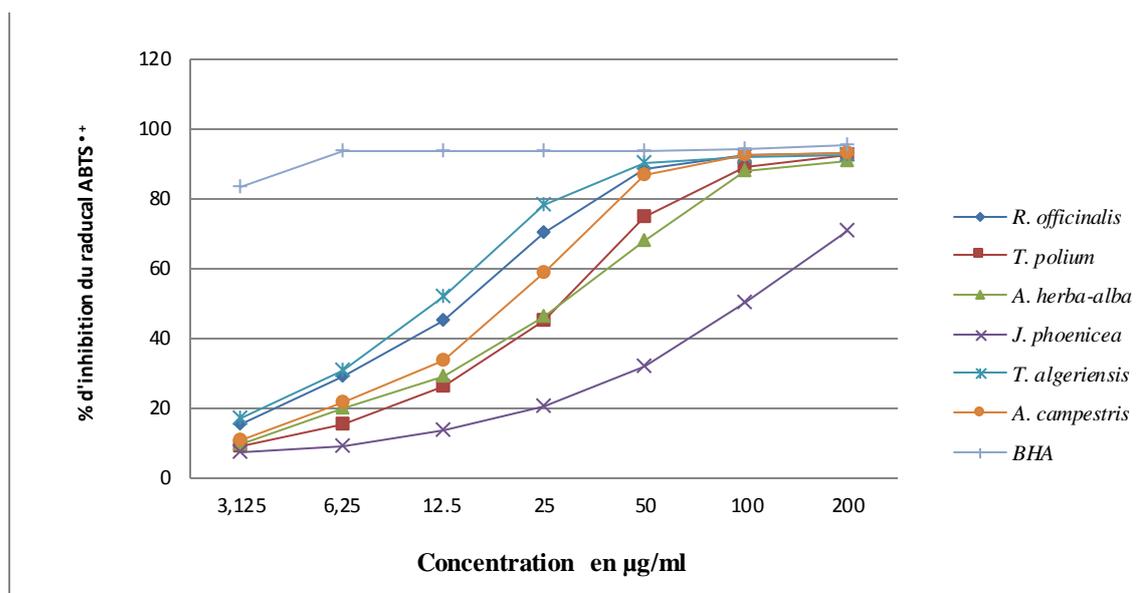


Figure 53. Evaluation de l'AA du radical libre ABTS \cdot^+ par les extraits des espèces de PAM étudiées et le standard BHA.

BHA : Hydroxy Anisole Butylé

D'après les résultats illustrés dans la figure 54, la capacité de piégeage des radicaux libres ABTS \cdot^+ des extraits des plantes étudiées, est très variable en fonction de la concentration des extraits. Elle est passée de $13,06 \pm 0,72$ à $112,34 \pm 2,13$ $\mu\text{g/ml}$. L'extrait de la plante *T. algeriensis* a montré une forte activité de piégeage des radicaux libres avec $\text{IC}_{50} = 13,06 \pm 0,72$ $\mu\text{g/ml}$, par contre l'extrait de la plante *J. phoenicea* a montré une très faible activité de piégeage des radicaux libres avec $\text{IC}_{50} = 112,34 \pm 2,13$ $\mu\text{g/ml}$. Cependant, le standard BHA a présenté une très forte capacité de piégeage des radicaux de ABTS $^{\cdot+}$ avec $\text{IC}_{50} = 1,81 \pm 0,1$ $\mu\text{g/ml}$ par rapport à tous les extraits testés.

A la lecture des résultats de l'analyse de la variance (Annexe II, tableau 18 et 19), une différence très hautement significative ($F = 1651$; $P < 0,0001$) a été enregistrée entre les six extraits des plantes étudiées, mais nous avons noté aussi quelques exceptions où aucune différence significative n'a été révélée entre les extraits des plantes *A. herba-alba* vs *A. campestris* et *R. officinalis* vs *T. algeriensis*.

Quatre groupes ont été constatés où l'activité de piégeage des radicaux libres ABTS $^{\cdot+}$ dans les extraits de plantes a diminué dans l'ordre suivant : *T. algeriensis*, *R. officinalis* > *A. herba-alba*, *A. campestris* > *T. polium* > *J. phoenicea*.

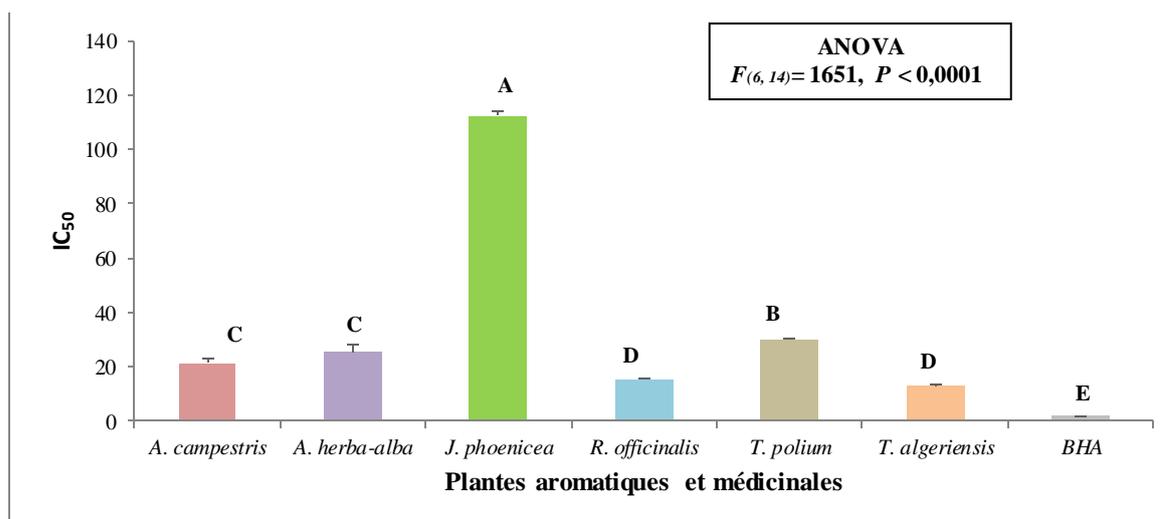


Figure 54. Concentration de piégeage de 50% (IC₅₀) de radicaux libres ABTS \cdot^+ par les extraits des espèces de PAM étudiées et le standard BHA.

Les mêmes lettres associées aux histogrammes indiquent que les moyennes sont significativement non différentes ($p > 0,05$) selon le test du Tukey HSD

Enfin, le dosage par méthode de décoloration ABTS, applicable à la fois aux antioxydants lipophiles et hydrophiles (Miliauskas *et al.*, 2004), a donné des résultats tout à fait similaires à ceux obtenus par rapport à la méthode DPPH.

- Capacité antiradicalaire par réduction de cuivre

Les résultats de l'évolution de la capacité antiradicalaire par réduction de cuivre (CUPRAC), illustrés dans la figure 55, montrent que tous les extraits des espèces de PAM étudiées possèdent des activités inhibitrices qui varient d'une espèce à une autre.

De même, la concentration d'inhibition à l'absorbance 0,5 ($A_{0,5}$) par réduction du cuivre des extraits des PAM étudiées, a varié considérablement. Elle est passée de $13,32 \pm 0,41$ à $117,33 \pm 3,79$ $\mu\text{g/ml}$ (figure 56). L'extrait de la plante *T. algeriensis* a montré une forte activité inhibitrice avec $A_{0,5} = 13,32 \pm 0,41$ $\mu\text{g/ml}$ par contre l'extrait de la plante *J. phoenicea* a montré une très faible activité inhibitrice avec $A_{0,5} = 13,32 \pm 0,41$ $\mu\text{g/ml}$. Cependant, le standard BHA a présenté une très forte activité inhibitrice avec $A_{0,5} = 3,64 \pm 0,19$ $\mu\text{g/ml}$ par rapport à tous les extraits des plantes testées.

D'après les résultats de l'analyse de la variance (Annexe II, tableau 20 et 21), il existe généralement une différence très hautement significative ($F = 1811$, $P < 0,0001$) entre les six extraits des plantes étudiées. Cependant, nous avons noté aussi quelques exceptions notamment l'absence de différence significative entre les extraits des plantes : *T. polium* vs *R.*

officinalis, *T. polium* vs *A. campestris*, *T. polium* vs *A. herba-alba*, *A. herba-alba* vs *R. officinalis*, *A. herba-alba* vs *A. campestris* et *A. campestris* vs *R. officinalis*.

Trois groupes ont été obtenus où la concentration d'inhibition à l'absorbance 0,5 ($A_{0,5}$) par réduction de cuivre des extraits des plantes étudiées a diminué dans l'ordre suivant : *T. algeriensis* > *R. officinalis*, *A. herba-alba*, *A. campestris*, *T. polium* > *J. phoenicea*.

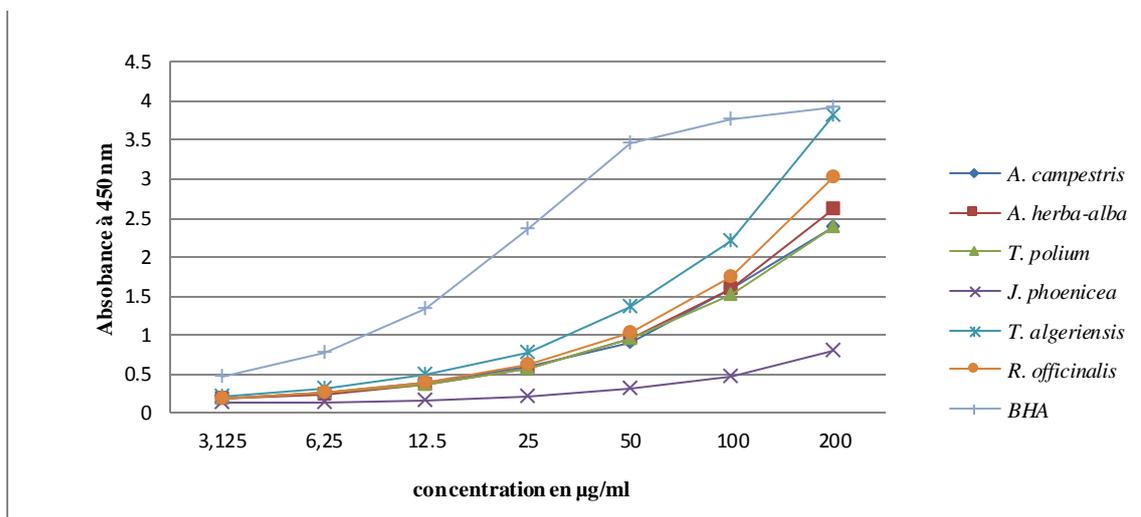


Figure 55. Evaluation de l'AA par réduction du cuivre (CUPRAC) des extraits des espèces de PAM étudiées et du standard BHA.

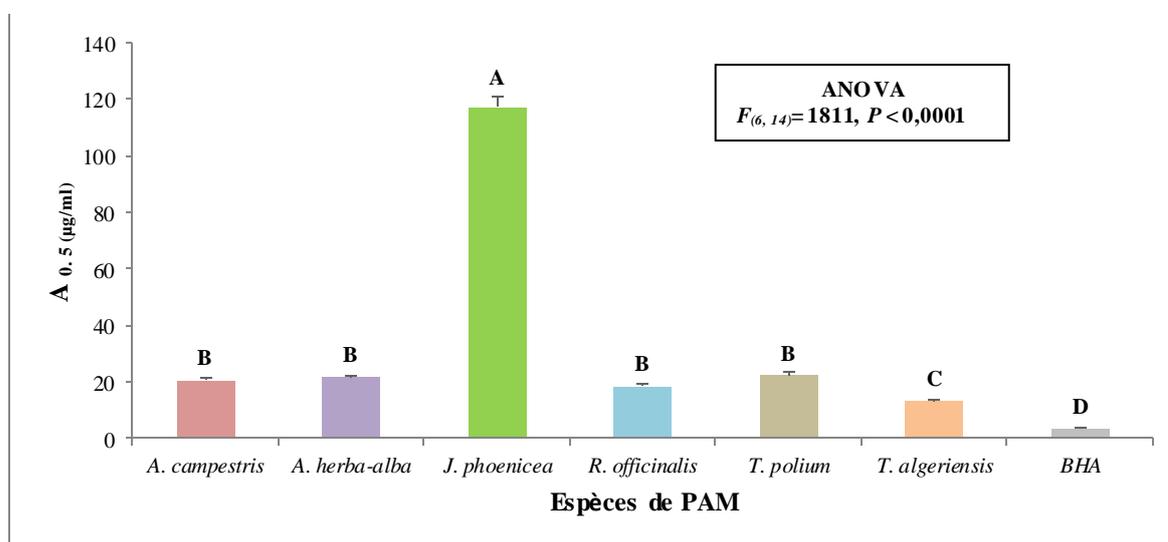


Figure 56. Concentration d'inhibition à l'absorbance 0,5 ($A_{0,5}$) par réduction du cuivre (CUPRAC) des extraits des PAM étudiées et du standard BHA.

Les mêmes lettres indiquent que les moyennes sont significativement non différentes ($p > 0,05$)

2.2.3. Corrélations entre les teneurs moyennes en polyphénols totaux, flavonoïdes totaux et l'activité antiradicalaire

Afin de confirmer l'hypothèse que la variation de l'AA des extraits des PAM étudiées revient à leur richesse en composés phénoliques, nous avons cherché à mettre en évidence l'existence d'une relation étroite entre les valeurs de l'AA calculées (IC_{50} et $A_{0,5}$) par les trois méthodes étudiées (DPPH, ABTS et CUPRAC) avec les teneurs en PT et en FT. Les résultats des coefficients de corrélation de Pearson (r) et des valeurs de signification (p) entre les teneurs en PT, en FT et l'AA évalués par les trois tests (DPPH, ABTS et CUPRAC) sont récapitulés dans le tableau 22.

Nous avons remarqué l'existence d'une corrélation positive hautement significative ($r = 0,92$, $p < 0,0001$) en les teneurs moyennes en PT et les FT d'une part et une corrélation négative hautement significative ($p < 0,0001$) entre les teneurs moyennes en PT, FT et l'AA (IC_{50} et $A_{0,5}$) pour les trois méthodes étudiées (DPPH, ABTS et CUPRAC) d'autre part. Ce résultat nous a paru évident du fait que les plantes les plus riches en composés phénoliques possèdent l'AA la plus élevée. Ainsi, nous avons noté une corrélation positive hautement significative ($r = 0,99$, $p < 0,0001$) entre l'AA (IC_{50} et $A_{0,5}$) de trois méthodes testées. De plus, nous avons remarqué une cohérence entre la richesse en PT et en FT et l'AA des extraits des espèces de PAM testés pour les trois méthodes.

Tableau 22. Matrice de corrélations entre les teneurs moyennes en PT, FT et l'AA.

Variable	PT*	FT**	DPPH (IC_{50} $\mu\text{g/ml}$)	ABTS (IC_{50} $\mu\text{g/ml}$)	CUPRAC ($A_{0,50}$ $\mu\text{g/ml}$)
PT*		0,92	-0,74	-0,76	-0,70
FT**	0,92		-0,81	-0,84	-0,80
DPPH (IC_{50} *** $\mu\text{g/ml}$)	-0,74	-0,81		0,99	0,99
ABTS (IC_{50} *** $\mu\text{g/ml}$)	-0,76	-0,84	0,99		0,99
CUPRAC ($A_{0,50}$ **** $\mu\text{g/ml}$)	-0,70	-0,80	0,99	0,99	

Au-dessus de la diagonale sont représentées les valeurs de signification p, Au-dessous de la diagonale sont représentés les coefficients de corrélation de Pearson r,

PT : Teneur moyenne en polyphénols totaux, FT** : Teneur moyenne en flavonoïdes totaux*

*IC_{50} *** : concentration de piègage de radicaux de 50 %, $A_{0,50}$: concentration d'inhibition à l'absorbance*

3. Discussion

La variabilité qualitative et quantitative de COVs dans les six espèces de PAM sélectionnées dans la présente étude, et qui ont été collectées dans les mêmes conditions, peut être seulement d'ordre génétique. Selon la bibliographie la variabilité entre les COVs peut être liée à plusieurs facteurs : génétiques et culturels (Folashade *et al.*, 2012), stade de croissance de la plante (Sajed *et al.*, 2013), état du matériel végétal (frais ou sec) (Belhattab *et al.*, 2014), conditions environnementales et géographiques incluant la composition du sol (Teixeira *et al.*, 2012), les conditions climatiques (Rebey *et al.*, 2012 ; Mehalaine et Chenchouni, 2019) tels que le stress hydrique et la sécheresse des zones arides et semi-arides (Riahi *et al.*, 2015) et ainsi que les variations saisonnières (Dhouioui *et al.*, 2016). D'après les études faites par Mehalaine et Chenchouni (2019) et Hasani *et al.* (2017), le métabolite secondaire des plantes est largement influencé en quantité et en qualité par les facteurs environnementaux et climatiques : altitude, latitude, type de sol, la précipitation, de la vitesse du vent et de l'hygrométrie, l'humidité de l'air et l'aridité. En effet, ce qui influe sur les conditions de croissance de la plante pendant la saison ainsi que sur le moment précis de la récolte ont un impact important sur la composition chimique de ces produits naturels. De plus, les stress environnementaux peuvent avoir des effets importants sur l'expression des gènes, la production d'enzymes et la synthèse des composés chimiques en composés volatile présentes dans le métabolisme de la plante. Selon Mehalaine et Chenchouni (2020), Vaičiulytė *et al.* (2017) et Verma et Shukla (2015), même la salinité et la composition chimique du sol sont influencés sur la composition chimique en composés volatils des plantes: pH, phosphore mobile (P_2O_5) et potassium mobile (K_2O), calcaire total, calcaire actif, azote, soufre, manganèse. De plus, la méthode d'extraction, les conditions d'analyse (Sellami *et al.*, 2009) et la méthode de conservation des espèces végétales (An *et al.*, 2016) peuvent influencer sur la variabilité qualitative et quantitative en COVs. Selon Sellami *et al.* (2011), il semble que même les échantillons séchés à l'air loin de la lumière du soleil subissent de petites pertes en COVs. Il est à remarqué que la quantité obtenue des COVs en utilisant cette méthode de préparation d'échantillons (séchage à l'ombre) est beaucoup plus grande par rapport aux autres méthodes de séchage artificiel tel que le séchage dans un four à air chaud de micro-ondes à différentes températures.

La composition chimique de *T. algeriensis* est marquée par la présence de beta-myrcene (13,78%), du camphor (12,29%) et de linalyl acétate (9,11%) comme constituants majoritaires, suivis des p-cinéole (6,31%), bêta-farnésène (5,23%), alpha terpinéol (5,07%), bornyl acétate

(4,79%), alpha-pinène (4,65%) et camphène (4,61%). Ces résultats sont partiellement similaires avec les résultats rapportés par Zouari *et al.* (2011) et Ben El-Hadj *et al.* (2012).

Concernant l'impact de l'origine géographique sur la différence entre les teneurs en COVs des espèces de PAM étudiées par comparaison à la littérature, les PAM des études précédentes ont été collectées dans les zones arides de *Tunisie* et qui diffèrent de la zone de notre prélèvement (*Biskra*).

Quant aux parties ou organes de la plante utilisée, des légères différences dans les quantités des COVs ont été constatées entre nos résultats où nous avons utilisé tous les organes aériens mélangés. Dans les études précédentes, Zouari *et al.* (2011) ont utilisé des feuilles et des fleurs alors que Ben El Hadj *et al.* (2012) ont analysé seulement les feuilles. Selon Ben El-Hadj *et al.* (2015), il existe une grande variation quantitative et qualitative des COVs entre les feuilles, les tiges et les racines de la même plante.

Chez *A. campestris* croissant dans les zones arides algériennes, les principaux COVs sont : bêta-farnésène (14,17%) et bêta-myrcène (13,84%) suivis par alpha-cédrène (7,88%), germacrène D (7,29%), alpha-pinène (4,63%) et beta-pinène (4,21%). Ces résultats sont partiellement en accord avec ceux rapportés par Ghorab *et al.* (2013) et Al-Jahid *et al.* (2016). De même, la différence quantitative partielle des teneurs en COVs majeurs peut être due à la variabilité génétique et l'origine géographique du matériel végétal; sachant que Al-Jahid *et al.* (2016) ont prélevé des échantillons dans les zones sahariennes du Maroc et Ghorab *et al.* (2013) ont récolté des plantes dans les zones semi-arides de l'Algérie. En outre, les différences dans les teneurs en COVs entre les études réalisées peuvent être liées aux différences de la méthode d'extraction, les conditions d'analyse ou même l'organe végétal analysé (feuilles) pour Al-Jahid *et al.* (2016) ou l'état du matériel végétal (plantes fraîches) pour Ghorab *et al.* (2013).

Pour *J. phoenicea*, alpha-pinène (27,18%) est le principal composé suivi de bêta-citronellol (6,13%), delta-3-carène (4,78%), bêta-farnésène (4,71%), alpha terpinéol (4,12%), germacrène D (3,50%), delta-cadinène (3,26%) et geranyl acétone (3,01%). Ces résultats sont en accord avec ceux cités par Mazari *et al.* (2010) ayant collecté des échantillons dans la région de *Sidi Safi (Tlemcen, Algérie)* et Ait-Ouazzou *et al.* (2012) dans la région d'*Angad (Oujda, Maroc)*.

Pour *T. polium*, les principaux COVs sont alpha-guaiène (11,33%), trans-caryophyllène (9,49%) et gamma-élémen (9,25%), suivis de bêta-farnésène (7,56%), farnésol (6,14%), allo-aromadendrène (4,34%), delta Guaiene (4,21%), géranyl acétone (3,65%) et alpha-gurjunène (3,36%). Ces résultats sont partiellement en accord avec ceux rapportés par Gholivand *et al.*

(2013). Cette différence quantitative partielle dans la teneur en principaux COVs peut être due à la variation génétique et/ou à l'origine géographique du matériel végétal. Dans l'étude précédente, les auteurs ont cité les plantes de la région de *Kermanshah* (Iran) d'une part, en plus d'une légère différence de méthode d'extraction et/ou les conditions d'analyse d'autre part.

Chez la plante *A. herba-alba*, alpha-thujone (24,59%) et bêta-thujone (13,73%) constituaient les composés majoritaires, suivis par : verbénène (8,30%), sabinol (7,51%), carvone (5,05%) et p-cinéole (4,81%). Ces résultats sont partiellement similaires à ceux rapportés par Belhattab *et al.* (2014) qui ont utilisé des échantillons des plantes de différentes régions (*Benifouda, Bougaa, Boussaada et Boutaleb*) d'Algérie, et par Abu-Darwish *et al.* (2015) qui ont analysé des échantillons de la région de *Buseirah* (Jordanie). Les variations quantitatives des COVs entre les études peuvent également être liées au moment et à la saison de la collecte du matériel végétal. La période d'échantillonnage influe sur la composition volatile de la même plante. En effet au cours des saisons de l'année, la plante passe par différentes phases de croissance phénologique avec de grands changements physiologiques et morphologiques. Cependant, nos résultats sont en accord avec les résultats de Younsi *et al.* (2016) qui ont analysé des parties aériennes de *A. herba-alba* poussant dans les terres arides de *Tunisie*.

Quant au *R. officinalis*, l'analyse chromatographique montre que camphor (17,46%) et trans-caryophyllène (14,83%) sont les principaux constituants, suivis par camphène (9,73%), alpha-pinène (9,69%), bêta-pinène (5,32%), beta-bisabolène (4,84%), p-cinéole (3,30%), et delta-cadinène (3,01%). Ces résultats sont partiellement conformes avec ceux rapportés par Jordán *et al.* (2013). Cette différence quantitative partielle des teneurs en COVs majoritaires peut être reliée à la saison au cours de laquelle les plantes ont été récoltées et aussi à la différence d'origine géographique qui influe sur le métabolisme de la plante et sur sa physiologie adaptative.

Concernant les composés phénoliques, plusieurs facteurs de régulation et de contrôle, déterminant la diversité et la quantité de ces composés dans les tissus végétaux, sont impliqués à plusieurs niveaux, allant des facteurs intrinsèques propres aux espèces et génotypes, aux facteurs extrinsèques tels que la température, la saison, la disponibilité d'eau, la composition du sol, la localisation géographique, le stade de croissance de la plante et l'herbivorie, interagissant les uns avec les autres. Cela se traduit par une grande variation de la production de composés polyphénoliques dans les végétaux et entre les espèces dans le temps et dans l'espace (Hättenschwiler et Vitousek, 2000 ; Folashade *et al.*, 2012 ; Sajed *et al.*, 2013).

Par ailleurs, la quantification des composés phénoliques dans l'extrait de plantes est influencée par la partie du matériel végétal à analyser (feuille, rameaux ou racine) (Riahi *et al.*, 2013), le procédé d'extraction utilisé, la taille de particules de l'échantillon, le temps et les conditions de stockage, ainsi que la méthode de dosage (Houicher *et al.*, 2013). Ces mêmes auteurs ont testé aussi différents procédés d'extraction et ont trouvé des quantités variables de polyphénols selon la méthode utilisée (Boulanouar *et al.*, 2013).

En comparant les teneurs moyennes en polyphénols totaux (PT) obtenues des extraits des espèces de PAM étudiées, des constats variables ont été soulevés avec ceux rapportés par d'autres auteurs ayant travaillé sur les mêmes espèces mais collectées dans d'autres régions ou pays, où elles sont parfois en accord, et différentes d'autres fois.

En ce qui concerne la teneur moyenne en PT de *A. campestris*, elle est presque identique à celle enregistrée par Al-Jahid *et al.* (2016) ($123,90 \pm 1,40$ mg EAG/g ES) ayant analysé *A. campestris* collectée dans la région de *Tigri* (Maroc). Par contre, elle diffère de certains travaux cités, elle est plus élevée que celle mentionnée par Djeridane *et al.* (2007) (103,4 mg EAG/g ES) pour la même espèce mais collectée dans la région de *Laghout* (Algérien) et elle est plus faible que celle rapportée par Megdiche-Ksouri *et al.* (2015 -b) ($158,75 \pm 12,5$ mg EAG/g ES) pour la même espèce mais prélevée dans la région de *Médenine* (Tunisie).

La teneur en PT obtenue de l'extrait de *A. herba-alba*, est presque en accord avec celle de Khlifi *et al.* (2013) qui ont trouvé une teneur de $123,95 \pm 4,30$ mg EAG/g ES pour la même espèce mais collectée dans la région de *Sidi Bouzid* (Tunisie). Cependant, la teneur enregistrée est différente par rapport à celles citées dans la littérature, elle est plus élevée que celle trouvée par Eddine *et al.* (2016) qui ont enregistré une valeur de $92,29 \pm 3,25$ EAG/g ES pour la même espèce, mais collectée dans la région *El Oued* (Algérie) et elle est plus faible que celle rapportée par Belkacem *et al.* (2017) qui ont constaté une teneur de 161,64 mg EAG/g d'extrait sec pour la même espèce mais collectée dans la région *Saida* (Algérie).

Concernant la teneur en PT obtenue de l'extrait de *J. phoenicea*, le résultat obtenu est presque conforme à celui rapporté par Boulanouar *et al.* (2013) qui ont trouvé une teneur de $70,31 \pm 5,64$ mg EAG/g ES pour la même espèce mais collectée dans la région *Djebel Amour-Atlas Saharien* (Algérie). Cependant, elle est différente de celles évoquées dans la littérature, elle est plus élevée que celle trouvée par Laouar *et al.* (2017) qui ont cité une valeur de $49,43 \pm 0,88$ mg EAG/g ES pour la même espèce mais prélevée dans la région de *Tébessa* (Algérie), et elle est plus bas que celle enregistrée par El Jemli *et al.* (2016) qui ont signalé une valeur de $116,35 \pm 9,71$ mg EAG/g ES pour la même espèce.

La teneur moyenne en PT obtenue de l'extrait de *R. officinalis* est en accord avec celles signalées par Moreno *et al.* (2006) qui ont trouvé une teneur de 120 ± 5 mg EAG/g ES pour la même espèce mais collectée dans la région de province de *Sain Louis* (Argentine) et Hendel *et al.* (2016) qui ont trouvé une teneur de $128,976 \pm 9,257$ mg EAG/g ES pour la même espèce mais collectée dans la région de *M'sila* (Algérie),

La teneur moyenne en PT obtenue de l'extrait de *T. polium*, est proche de celles de Stanković *et al.* (2012) qui ont trouvé une valeur de $97,25 \pm 0,23$ mg EAG/g ES pour la même espèce mais prélevée dans la région de *Serbie-et-Monténégro* (Belgrade) et de Boumerfeg *et al.* (2012) qui ont trouvé une valeur de $105,11 \pm 0,40$ mg EAG/g ES de la même espèce mais de la région de *Sétif* (Algérie),

En comparant la teneur moyenne en PT obtenue de l'extrait de *T. algeriensis* avec celles rapportées par d'autres auteurs, notre résultat est relativement différent, il est légèrement plus élevé que celui signalé par Salhi *et al.* (2016) qui ont trouvé une valeur de $117,5 \pm 6,30$ mg EAG/g ES pour la même espèce mais de la région de *Al Hoceïma* (Maroc). Par contre, il est nettement plus bas que celui évoqué par Megdiche-Ksouri *et al.* (2015a) qui ont trouvé une valeur de $248,889 \pm 7,18$ mg EAG/g ES pour la même espèce mais collectée dans la région de *Ras Jedir* (Tunisie).

De même, en comparant les teneurs moyennes en flavonoïdes totaux (FT) obtenues des extraits des espèces de PAM étudiées, des constats variables ont été remarqués avec ceux rapportés par d'autres auteurs ayant travaillé sur les mêmes espèces et collectées dans d'autres régions ou pays.

En comparant la teneur moyenne en FT obtenue de l'extrait *A. campestris* avec celles rapportées par d'autres auteurs, elle est presque identique à celle citée notamment par Al Jahid *et al.* (2016) qui ont trouvé une valeur de $24,99 \pm 0,90$ mg EQ/g ES pour la même espèce mais collectée de la région orientale du Maroc (*Tigri*).

La teneur moyenne en FT d'extrait de la plante *A. herba-alba*, dans cette étude sont similaires à celles trouvés dans les travaux réalisés par Sekiou *et al.* (2018) qui ont trouvé une valeur de $25,7 \pm 0,95$ mg EQ/g ES de même plante dans la région d'*Oum el-Bouaghi* (Algérie).

Concernant la teneur moyenne en FT obtenue de l'extrait de *J. phoenicea*, elle est en accord avec celle rapportée par Ennajar *et al.* (2009) qui ont signalé une valeur de $20,9 \pm 1,0$ mg EQ/g ES pour la même espèce mais de la région de *Matmata* (Tunisie).

Pour ce qu'est de la teneur moyenne en FT obtenue de l'extrait de *R. officinalis*, elle est en accord avec celle décrite par Yosr *et al.* (2013) qui ont trouvé une valeur de $27,0 \pm 0,6$ mg EQ/g ES pour la même espèce mais de la région de *Djebel Ezzit* (Tunisie).

En comparant la teneur moyenne en FT de l'extrait de *T. polium* avec celles rapportées par d'autres auteurs, notre teneur est légèrement plus bas que celle de Kerbouche *et al.* (2015) qui ont trouvé une valeur de $29,3 \pm 0,7$ mg EQ/g ES pour la même espèce provenant de la région de *Boussaada* (Algérie). Par contre, elle est plus basse que celle trouvée par Dridi *et al.* (2016) qui ont signalé une valeur de $47,80 \pm 0,44$ EC/g ES pour la même espèce mais prélevée de la région de *Annaba* (Algérie).

Concernant les la teneur moyenne en FT de l'extrait de *T. algeriensis*, la teneur observée est plus élevée que celles signalées par Salhi *et al.* (2016) qui ont trouvé une valeur de $17,31 \pm 0,08$ mg EQ/g ES pour la même espèce mais originaire d'*Al Hoceïma* (Maroc); Megdiche-Ksouri *et al.* (2015) qui ont enregistré une valeur de $15,362 \pm 2,28$ EC/g ES pour la même espèce mais de la région de *Médenine* (Tunisie) et Boulekbache-Makhlouf et Madani (2014) qui ont cité une valeur de $13,62 \pm 0,16$ mg EQ/g ES pour la même espèce mais de la région *Bejaia* (Algérie).

En général, toutes les plantes aromatiques et médicinales ont révélé une capacité antiradicalaire. Cependant l'espèce qui a révélé la plus grande capacité inhibitrice des radicaux libres est *T. algeriensis*. Selon Öztürk *et al.* (2007), les espèces ayant une activité antiradicalaire élevée possèdent également une teneur élevée en composés phénoliques. Effectivement, c'est cette espèce qui contient les teneurs les plus élevées en polyphénols totaux et en flavonoïdes. De plus, les polyphénols totaux et flavonoïdes présents dans les plantes aromatiques et médicinales sont considérés comme les principaux composés bioactifs, contributeurs de l'activité antiradicalaire (Miliauskas *et al.*, 2004; Khaled-Khodja *et al.*, 2014), L'activité antiradicalaire est généralement attribuée aux composés phénoliques et flavonoïdes dans les extraits végétaux (Riahi *et al.*, 2013).

Conclusion

Les ressources biologiques des régions arides de l'Algérie restent encore sous-estimées bien qu'elles renferment une grande diversité de PAM. Ces dernières possèdent un grand potentiel tant quantitatif que qualitatif de molécules notamment les composés organiques volatils et les composés phénoliques.

Les PAM étudiées : *A. campestris*, *R. officinalis*, *J. phoenicea* et *T. algeriensis* se sont avérées riches en sesquiterpènes et en monoterpènes. L'espèce *T. polium* s'est avérée riche en sesquiterpènes et en cétones monoterpènes. L'espèce *A. herba-alba* s'est avérée riche en cétones monoterpènes. Toutes les espèces végétales étudiées ont présenté une diversité en composés volatils. Certains composés organiques volatils se sont révélés en quantité faible dans certaines espèces ou quasiment absents dans d'autres, tels que les cétones sesquiterpéniques, les alcools sesquiterpéniques, les phénylpropènes, les esters monoterpéniques, les alcools monoterpéniques, les oxydes monoterpènes, les cétones, les esters, les alkadiynes cycliques, les acides carboxyliques, les aldéhydes et les alcools. Selon le test de la similarité qualitative et quantitative, les six espèces étudiées ont été regroupées en trois groupes différents : (i) Le premier groupe englobe quatre espèces à savoir *T. algeriensis*, *R. officinalis*, *J. phoenicea* et *A. campestris*. (ii) Le deuxième groupe comprend *T. polium*. Alors que le troisième groupe est présenté par *A. herba-alba*.

De plus, les PAM étudiées ont présenté une grande richesse en polyphénols totaux et en flavonoïdes totaux qui ont une grande variation d'activité antiradicalaire. Une corrélation positive hautement significative est constatée entre la teneur moyenne en polyphénols totaux et la teneur moyenne en flavonoïdes totaux d'une part et une corrélation négative hautement significative est remarquée entre la teneur moyenne en polyphénols totaux, la teneur moyenne en flavonoïdes totaux et l'activité antiradicalaire d'autre part. Les espèces de PAM qui se sont avérées riches en polyphénols totaux, ont présenté une grande capacité d'activité antiradicalaire.

Les composés phénoliques et les composés organiques volatils déterminés dans cette étude peuvent constituer des ressources exploitables dans le domaine agro-alimentaire surtout dans le développement de la qualité organoleptique et technologiques de la viande d'une part et d'autre part, en tant que bio-conservateurs et arômes naturels.

Chapitre 4.
Composés organiques
volatils (COVs) de la viande
de chèvre

Introduction

Dans le monde, la consommation de la viande de chèvre a augmenté en grande partie en raison de ses attributs nutritionnels distincts par rapport aux autres viandes rouges (Mazhangara *et al.*, 2019). La chèvre reste l'animal le plus compétitif dans les zones marginales où les conditions naturelles exigent un minimum de potentialités d'adaptation et de production des ressources animales. En Algérie, le cheptel caprin a été évalué à près de 4,9 millions de têtes, ce qui correspond à 15 % de tous types de ruminants avec une production de 1750000 tonnes de viande (FAOSTAT, 2018; Aissaoui *et al.*, 2019c ; Aissaoui *et al.*, 2019b). Les chèvres ont une importance socio-économique majeure pour les petits éleveurs des zones écologiquement marginales, comme les zones arides et montagneuses, où d'autres animaux domestiques ne s'élèvent pas aisément (Guintard *et al.*, 2018; Laouadi *et al.*, 2018). Le troupeau de chèvres Algérien est très hétérogène et composé : de race indigène (*Arbia*, *Mekatia*, *M'rab* et *naine de Kabylie*), de race exotique (*Saanen*, *Alpine*, *Murcia* et *Chami*) et de races provenant de leur croisement (Ouchene-Khelifi *et al.*, 2018). La plus importante de ces populations locales Algériennes est la race *Arbia*. Elle est siégée dans les zones steppiques, semi-steppiques et les hauts plateaux. Elle est particulièrement appréciée pour la production de la viande (J'dey) (Aissaoui *et al.*, 2019a).

L'alimentation des chèvres est basée essentiellement sur le pâturage (Kadi *et al.*, 2016) surtout dans les zones arides et semi-arides. Ces zones ont une grande richesse et une diversité des plantes aromatiques et médicinales. Elles sont considérées comme une source très importante de nombreuses molécules bioactives naturelles aux propriétés antioxydantes (composés phénoliques, etc.) et aux propriétés aromatisantes (composés organiques volatils). Le pâturage des chèvres dans ces zones, leurs permet de transférer ces molécules à leurs viandes (Vasta *et al.*, 2008 ; Zervas et Tsiplakou, 2011). Selon la bibliographie, la viande des ruminants nourris aux herbes a une teneur en lipides et un profil en acide gras approprié plus intéressant pour la santé humaine par rapport aux autres viandes provenant d'un régime de concentré (Popova, 2007), et ainsi qu'une meilleure stabilité oxydative en raison d'une concentration plus élevée en antioxydants naturels (Gatellier *et al.*, 2004).

Dans ce quatrième chapitre, le principal objectif à cibler vise deux axes :

Le premier axe concerne l'identification et la quantification des COVs des échantillons de deux groupes viandes de chèvres : le premier groupe A a reçu un régime mixte (50%/50%) (pâturage pendant le jour/concentrés durant la nuit). Nous rappelons que le pâturage est à base de plantes aromatiques et médicinales. Quand au régime de concentré, il est constitué d'un

mélange de céréales (orge, paille, son de blé et datte). Le deuxième groupe B (témoin) a reçu un régime de concentrés jour et nuit (100%).

L'approche optée pour cet axe est de comparer la composition quantitative et qualitative en COVs et ou en familles chimiques entre les échantillons de deux groupes viandes des chèvres A et B, puis à déterminer les COVs et ou les familles caractéristiques de chaque groupe. Notre étude s'est focalisée aussi sur l'analyse des similarités qualitatives et quantitatives entre les échantillons de deux groupes de viandes des chèvres étudiées afin de les regrouper selon l'homogénéité des composés communs.

Le second axe a été consacré à l'analyse des similarités qualitatives et quantitatives des COVs entre les échantillons de deux groupes de viandes des chèvres étudiées en relation avec les plantes aromatiques et médicinales les plus abondantes et les plus consommées dans la zone d'étude (chapitres 2 et 3) afin d'avoir l'effet du régime sur les variations quantitative et qualitative en COVs de deux groupe de viandes de chèvre.

1. Matériel et Méthodes

1.1. Matériel biologique

Nous rappelons que d'après les résultats de l'enquête réalisée (résultats du deuxième chapitre), la race locale de chèvre «*Arbia*» était la race la plus abondante dans la région étudiée. L'expérience a été réalisée avec deux groupes de chèvres de la même race locale «*Arbia*», ayant le même âge, dont six chèvres ont fait partie du groupe A et trois chèvres du groupe B (témoins). L'élevage a été suivi durant la saison de printemps (Mars - Mai 2017).

Les chèvres du premier groupe A ont suivi un régime mixte (pâturage pendant le jour et concentrés durant la nuit) pendant trois mois. Durant le jour, ces chèvres pâturent en plein air dans la zone d'étude où les plantes aromatiques et médicinales ont été collectées pour analyse (chapitre 3), et durant la nuit elles sont soumises à un régime de concentré, constitué de mélange de céréales (orge, paille, son de blé) et de datte de faible valeur marchande (0,5kg/chèvre /nuit).

Les chèvres du deuxième groupe B ont été soumises à un système d'élevage intensif pendant trois mois avec régime 100% de concentré de mélange de céréales et de dattes (même composition citée ci-dessus).

Le type de concentré (mélange de céréales et datte) a été choisi sur la base des résultats de l'enquête réalisée (chapitre 2). Selon la déclaration des éleveurs, les chèvres de pâturage naturel seul sont des chèvres maigres par rapport aux chèvres de régime mixte. C'est pour cela, il faut leurs donner un complément durant la nuit afin qu'elles ne restent pas très maigres. Quand à l'année 2017, c'était une année sèche par rapport à l'année 2015 et surtout pour les saisons d'hiver et printemps (chapitre 2).

L'abattage de toutes les chèvres (en nombre de 9) a été réalisé le même jour, dans des conditions normales. Après abattage, nous avons choisi le long dorsal « *Longissimus dorsi* » comme matériel biologique à analyser. Les échantillons des viandes prélevés ont été transportés dans des glacières au laboratoire, puis ils ont été lyophilisés et conservés dans des sacs sous vide et au congélateur pour éviter toutes oxydation ou détérioration (figure 57).

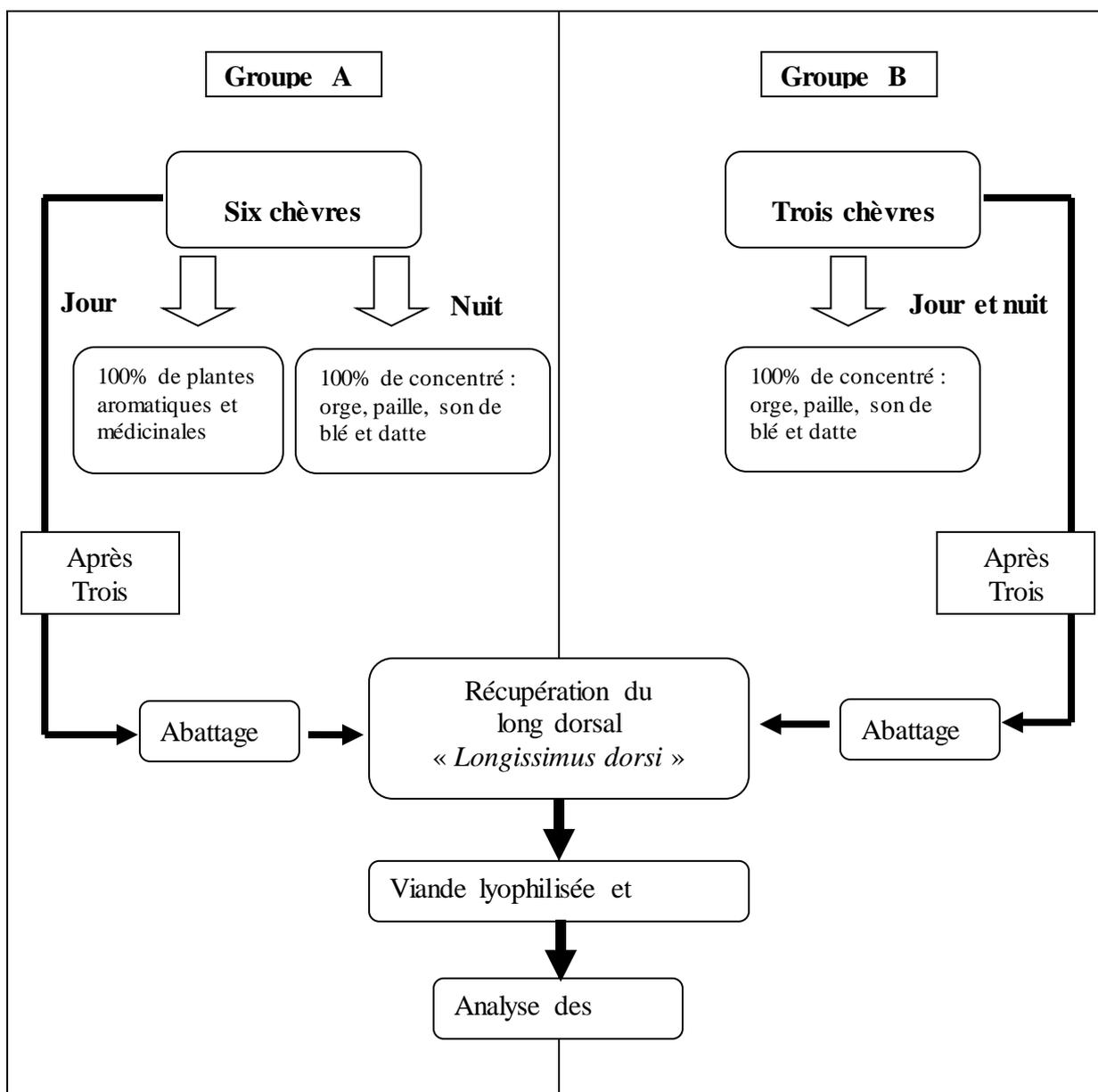


Figure 57. Récapitulation des étapes de l'élevage des chèvres soumises à l'expérimentation.

1.2. Méthodes

1.2.1. Extraction et identification des COVs

1.2.1.1. Extraction des COVs par la méthode HS-SPME

L'extraction des COVs des échantillons de viande des chèvres a été effectuée par la méthode de micro-extraction sur phase solide en mode espace de tête (HS-SPME). L'identification a été réalisée par la chromatographie en phase gazeuse couplée à spectrométrie de masse (GC-MS) au niveau du laboratoire du Département de Chimie, Faculté des Sciences, Université Muğla Sıtkı Koçman, Turquie.

L'extraction et l'identification des composés organiques volatils ont été réalisées par l'analyse HS-SPME couplée à la GC-MS selon les méthodes décrites par: Vasta *et al.* (2013) et Marušić *et al.* (2014) avec modification et optimisation par l'équipe du laboratoire. Les échantillons de viandes des chèvres lyophilisés ont été broyés à l'aide d'un broyeur électrique et directement soumises à la micro-extraction en phase solide (HS-SPME). Le dispositif HS-SPME est menu d'une fibre de type divinylbenzène/carboxen/polydiméthylsiloxane (DVB/CAB/PDMS). Cinq gramme de chaque échantillon de viande de chèvre a été placé dans un flacon de 20 ml, puis dilué avec 10 ml de l'eau pure. Un gramme de chlorure de sodium (NaCl) a été ajouté et le mélange a été homogénéisé par un agitateur magnétique. Les flacons ont été immédiatement scellés avec un septum étanche en silicone/polytétrafluoroéthylène (PTFE), ensuite maintenus dans un bain à ultrasons à 20°C pour que les COVs subissent moins de dommage que lorsqu'ils sont portés à ébullition. Les flacons ont été ensuite immergés dans un bain-marie à 70 °C menu d'une agitation. Après 30 minutes de conditionnement de l'échantillon et d'équilibrage avec l'espace en tête HS-SPME, la fibre a été exposée à l'espace libre de l'échantillon pendant un temps d'extraction de 30 minutes. Après l'extraction, l'aiguille du support manuel de HS-SPME a été insérée directement dans un orifice d'injection de chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie en masse GC-MS pour la désorption des COVs et la fibre a été exposée directement à l'injecteur à chaud à 250 °C pendant 3 minutes. La désorption a été effectuée en mode sans division.

1.2.1.2. Identification des COVs par CG-SM

L'identification des COVs a été effectuée en utilisant une chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse «Varian Saturn 2100T (USA)». La colonne utilisée est une colonne capillaire non polaire en silice fondue HP-5MS (30 m × 0,25 mm × 0,25 µm) traversée par un flux d'hélium fixé à une vitesse linéaire 1,3 ml/min. Les conditions du travail sont : la température d'injecteur est de 250 °C et la température d'interface est de 200°C. La température de la colonne a été maintenue à 60 °C pendant 5 minutes puis augmentée à 200 °C à raison de 4 °C/min. Le spectromètre de masse a été mis en œuvre à une énergie d'ionisation de 70 eV et les spectres ont été enregistrés dans l'intervalle de m/z de 28 à 450 en mode de balayage.

Les COVs ont été identifiés en comparant leurs spectres de masse avec les données de la bibliothèque intégrée WILEY et NIST 2005.

1.3. Analyse statistique

La variation des teneurs en COVs entre les échantillons de viandes de groupe des chèvres A et les échantillons de viandes de groupe des chèvres B a été testée séparément pour chaque famille chimique des COVs par l'analyse de variance (ANOVA). En utilisant les valeurs de chaque composé volatil par groupe.

Par la suite, les échantillons de viandes de deux groupes étudiés A et B ont été rassemblés en groupes homogènes (en fonction de leur composition en COVs) en utilisant une classification ascendante hiérarchique (CAH) effectuée sur les quantités de chaque composé avec un 'lien moyen' comme méthode d'agglomération.

L'analyse de similarité de COVs, entre les échantillons de viandes de deux groupes étudiés A et B (intra : viande-viande) ; d'une part et d'autre part entre les COVs entre les échantillons de viandes et les plantes aromatiques et médicinales (inter : viande-plante) (chapitre 3), a été effectuée qualitativement (afin de comparer la similarité et la diversité des COVs entre les échantillons de viandes de deux groupes A et B et entre les échantillons des viandes et des plantes aromatiques et médicinales d'une part et d'autre part, la présence/absence de COVs) en utilisant l'indice *Jaccard* et *Sørensen* quantitativement (teneurs réelles en composés organiques volatils) à l'aide de l'indice de *Morisita-Horn* et *Bray-Curtis* (Magurran, 2004).

Enfin, une analyse factorielle des correspondances (AFC) a été réalisée sur la base d'un tableau de contingence incluant les teneurs individuelles des COVs selon les échantillons de viandes de deux groupes étudiés afin de distinguer les COVs qui caractérisent chaque échantillon de viande.

2. Résultats

2. 1. Profil des COVs des viandes

2. 1. 1. Identification des COVs des viandes analysées

L'analyse chromatographique de deux groupes des échantillons des viandes de chèvres étudiées a permis d'identifier et de quantifier un total de 44 COVs (Tableau 23).

Tableau 23. Pourcentage (%) d'aire et indice de rétention (IR) des COVs des viandes de chèvres du groupe A et du groupe B.

Famille Chimique	COVs	ID CA *	RI	Viande de chèvre du groupe A	Viande de chèvre du groupe B
				Moyenne ± SD	Moyenne ± ET
Monoterpènes	α -Pinène	1	915	0,40 ± 0,60	—
	β - Pinène	2	959	0,55 ± 0,58	—
	β -Myrcène	3	983	1,35 ± 0,42	—
	Limonène	4	1032	16,94 ± 11,33	7,91 ± 3,81
	γ -Terpinène	5	1046	1,59 ± 0,32	—
	p-Cymène	6	1027	0,83 ± 0,60	0,49 ± 0,14
	Azulène	7	1292	8,01 ± 3,79	11,01 ± 3,96
Oxanes	Trans- rose oxide	8	1153	0,07 ± 0,15	—
	trans-carvéol	9	1207	0,24 ± 0,09	—
Alcools monoterpéniques	Menthol	10	1154	0,71 ± 0,36	0,74 ± 0,23
	Linalool	11	1109	3,27 ± 2,25	2,92 ± 0,62
	Dihydromyrcénol	12	1083	2,25 ± 0,81	3,05 ± 1,19
Esters monoterpéniques	Acétate de bornyle	13	1268	1,11 ± 0,38	—
	Acétate de terpinyle	14	1296	1,48 ± 0,48	—
Monoterpénoïdes phénoliques	Thymol	15	1278	0,14 ± 0,34	1,40 ± 0,45
	Carvacrol	16	1290	1,08 ± 0,42	—
Cétones	6-Méthyl-5-heptène-2-one	17	966	2,27 ± 1,19	2,68 ± 1,72
	Isomentone	18	1126	0,45 ± 0,24	—
Aldéhydes	Heptenal	19	877	2,06 ± 1,22	1,88 ± 0,43
	Octanal	20	995	2,62 ± 1,31	4,02 ± 1,46
	Cinnamaldéhyde	21	1230	0,14 ± 0,10	—
	Benzaldéhyde	22	925	4,74 ± 2,65	7,28 ± 2,42
	Phénylglyoxal	23	1050	2,56 ± 1,38	3,08 ± 0,96
	Cuminaldéhyde	24	1500	—	4,86 ± 6,28
Acides carboxyliques	Acide undécanoïque	25	1561	3,27 ± 1,76	5,10 ± 3,39
	Acide dodécanoïque	26	1581	2,26 ± 1,87	2,90 ± 0,52
Alcools	1-Octène-3-ol	27	961	1,95 ± 0,52	2,01 ± 0,56
	2-Nonène-1-ol	28	1149	7,31 ± 2,21	18,43 ± 5,80
	Alcool benzylique	29	1038	6,76 ± 5,54	9,59 ± 6,02
	Octanol-2-butylique	30	1305	3,37 ± 1,83	2,38 ± 0,83
	[E]-2-Octène-1-ol	31	1035	0,53 ± 1,30	—
	2-Hexyl octanol	32	1541	1,49 ± 1,66	2,30 ± 0,26
	2-Ethyl-1-décanol	33	1393	1,53 ± 0,72	—

	2,7-Diméthyl-1-octanol	34	1130	2,44 ± 0,89	—
	α-Cumyle alcool	35	1091	2,39 ± 2,37	1,92 ± 0,08
	2-décène-1-ol	36	1310	—	2,32 ± 0,77
Alkyles aromatiques	p-Xylène	37	855	1,16 ± 0,92	—
	o-Xylène	38	867	2,44 ± 1,43	—
Alcènes aromatique	Styrène	39	871	5,03 ± 9,75	—
Phénols allyliques	2-Allyl-4-méthyl phénol	40	1500	1,47 ± 1,03	—
Alcools acényliques	10-Undécène-1-ol	41	1345	1,44 ± 0,90	—
Esters méthyliques d'acides gras	Ester méthylique d'acide octanoïque	42	1105	1,92 ± 2,34	0,45 ± 0,46
Éther	Éther méthyl cumylique	43	1158	1,10 ± 1,49	—
Dérivées de benzène	p-dichlorobenzène	44	1009	1,54 ± 0,95	1,68 ± 0,52

* ID CA: codes utilisés dans l'analyse de correspondance (AC) pour chaque composé volatil

* ET : écart-type

— : absence

Quarante-deux (42) COVs ont été identifiés pour les chèvres du premier groupe A. Par contre, vingt-quatre (24) COVs ont été identifiés pour les chèvres de deuxième groupe B. D'après les résultats observés, il s'avère que les viandes issues des chèvres du groupe A ont présenté un nombre très élevé presque le double des COVs que celles des chèvres du groupe B.

Par rapport aux familles chimiques (figure 58), nous constatons que :

Les alcools constituent les composés dominants avec 38,96% pour le groupe des chèvres de B et 25,98% pour le groupe des chèvres A. Ils sont suivis des monoterpènes qui représentent 28,81 % pour le groupe des chèvres A et 19,24 % pour les chèvres du groupe B.

En ce qui concerne les aldéhydes, le pourcentage le plus élevé est attribué au groupe des chèvres B avec 21,13 % par contre le groupe des chèvres a un pourcentage plus bas, 12,07 %.

Pour les alcools monoterpéniques, les monoterpénoïdes phénoliques, les cétones, les acides carboxyliques, les esters méthyliques d'acides gras et les dérivées de benzène sont représentés en quantités faibles et variables pour les deux groupes des chèvres.

Une absence totale de certains COVs a été observée chez le groupe des chèvres B, notamment : les oxanes, les esters monoterpéniques, les alkyles aromatiques, les alcènes aromatique, les phénols allyliques, les alcools acényliques, et l'éther.

La distribution des COVs partagés et spécifiques à chaque groupe de chèvres est représentée dans la figure 59. Les deux groupes de chèvres ont en commun entre eux 22 composés organiques volatils. Donc presque la totalité de groupes de chèvre B est intégrée dans le groupe de chèvres A.

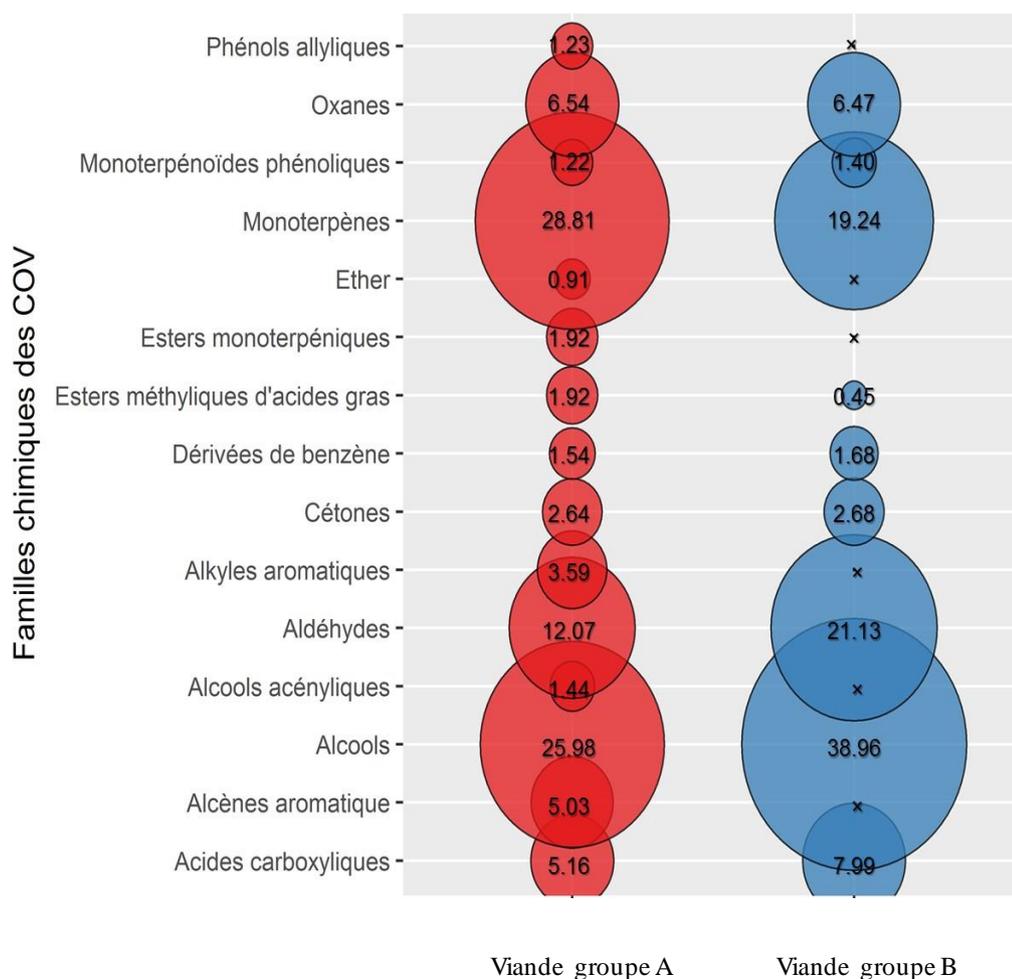


Figure 58. Répartition quantitative (%) des familles chimiques des COVs par groupe de viande.

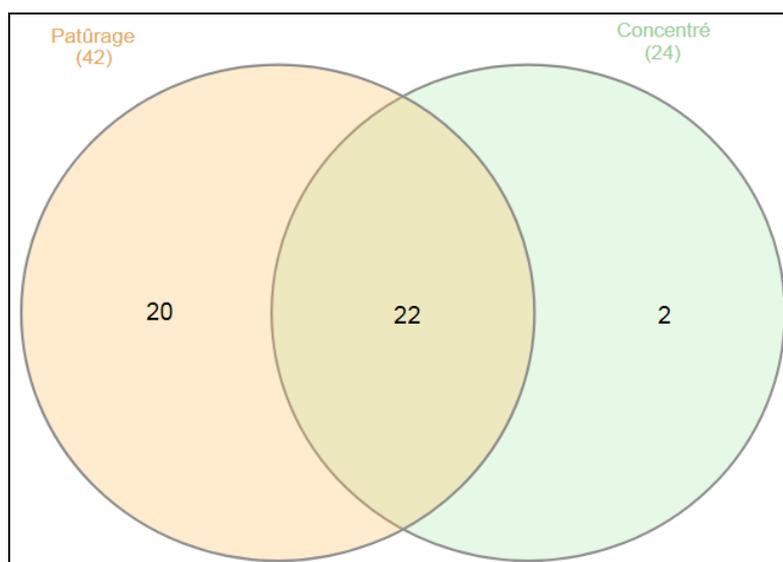


Figure 59. Diagramme de Venn montrant la distribution des COVs dans les viandes selon le type d'alimentation.

2.1.2 Etude de la variabilité des COVs entre les viandes de deux groupes de chèvres

2.1.2.1 Variation des pourcentages des COVs dans les viandes selon le type d'aliments

Une différence significative a été observée entre les deux groupes des viandes étudiés pour les pourcentages des COVs appartenant aux familles des aldéhydes ($F_{(1,52)}= 4,10$; $P=0,048$), des esters monoterpéniques ($F_{(1,16)}= 11,22$; $P=0,004$), des alkyles aromatiques ($F_{(1,16)}= 10,67$; $P=0,005$) et des alcools acényliques ($F_{(1,7)}= 7,15$; $P=0,032$) (Annexe III, tableau 24). Par ailleurs, aucune différence significative n'a été constatée ($P>0,05$) entre les deux groupes des viandes étudiées pour les pourcentages des COVs appartenant aux familles des acides carboxyliques, des alcènes aromatiques, des alcools, des cétones, des dérivées de benzène, des esters méthyliques d'acides gras, des éthers, des monoterpénoïdes phénoliques, des oxanes, des phénols allyliques et des monoterpènes.

D'une manière générale, il n'existe pas une différence significative entre les deux groupes des viandes étudiées pour les pourcentages des COVs (Annexe III, tableau 25).

2.1.2.2 Variation des occurrences des COVs dans les viandes selon le type d'aliments

Une différence hautement significative a été observée entre les deux groupes des viandes étudiés pour les occurrences des COVs appartenant aux familles des monoterpènes ($F_{(1,61)}= 26,93$; $P<0,001$), des esters monoterpéniques ($F_{(1,16)}= 2,1E+32$, $P<0,001$), des alkyles aromatiques ($F_{(1,16)}= 26,67$; $P<0,001$), des alcools acényliques ($F_{(1,7)}= 2,1E+32$, $P<0,001$), des phénols allyliques ($F_{(1,7)}= 2,1E+32$, $P<0,001$) et des cétones ($F_{(1,16)}= 10,67$; $P=0,005$), et significative pour la famille chimique de l'éther ($F_{(1,7)}= 11,67$; $P=0,011$) et l'oxanes ($F_{(1,7)}= 6,14$; $P=0,017$) (Annexe III, tableau 26). Par contre, aucune différence significative n'a été constatée ($P>0,05$) entre les deux groupes des viandes étudiées pour les occurrences des COVs appartenant aux familles des acides carboxyliques, des alcènes aromatique, des alcools, des aldéhydes, des dérivées de benzène, des esters méthyliques d'acides gras et des monoterpénoïdes phénoliques.

D'une manière générale, il existe une différence hautement significative entre les deux groupes des viandes étudiées pour les occurrences des COVs (Annexe III, tableau 27).

2.2. Modèles de répartition des COVs caractéristiques des viandes analysées

L'application de l'analyse factorielle des correspondances (AFC) aux COVs des deux groupes de viandes étudiés a montré un taux d'inertie de 58,66 % sur le biplot factoriel symétrique $F1 \times F2$ (figure 60 et figure 61). Selon le test *Chi-squared* associé à l'AFC, il y a une liaison

hautement significative pour la distribution des teneurs des COVs selon les deux groupes de viandes étudiées ($\chi^2=682,50$; $DF =344$; $P<0,001$). L'AFC a permis de déterminer les COVs caractérisant les deux groupes des viandes étudiées, ceux-ci étant regroupés en quatre groupes différents :

○ **Le premier groupe** englobe les échantillons de viandes de chèvre de régime mixte (jour : pâturage et nuit : concentrés) P1, P2, P3 et P5. Il est caractérisé par plusieurs COVs appartenant principalement aux monoterpènes (β -Myrcène, Limonène , γ -Terpinène et Azulène), d'oxane (Trans- rose oxide), des alcools monoterpéniques (trans-carvéol, Menthol, Linalool et Dihydromyrcénol), de monoterpénoïde phénolique (Carvacrol), de cétone (6-Méthyl-5-heptène-2-one), des aldéhydes (Cinnamaldéhyde et Phénylglyoxal), d'acide carboxylique (Acide undécanoïque), des alcools (1-Octène-3-ol, Octanol-2-butylique, 2,7-Diméthyl-1-octanol et α -Cumyle alcool), des alkyles aromatiques (p-Xylène et o-Xylène), de phénol allylique (2-Allyl-4-méthyl phénol), d'alcool acénylique (10-Undécène-1-ol), d'ester méthylique d'acides gras (Ester méthylique d'acide octanoïque), d'éther (Ether méthyl cumylique) et des dérivées de benzène (p-dichlorobenzène) ;

○ **Le deuxième groupe** englobe les échantillons de viandes de chèvres soumises à un régime de concentré C1, C2, et C3. Il est caractérisé principalement par les COVs appartenant aux : monoterpénoïdes phénoliques (Thymol), aldéhydes (Octanal, Benzaldéhyde et cuminaldéhyde) et alcools (2-Nonène-1-ol, Alcool benzylique, 2-Hexyl octanol et 2-décène-1-ol) ;

○ **Le troisième groupe** est représenté par un seul échantillon de viande de chèvres qui ont été soumises à un régime mixte P6, est caractérisé par les COVs appartenant aux : monoterpène (p-Cymène), des esters monoterpéniques (Acétate de bornyle et Acétate de terpinyle), de cétone (Isomentone), d'acides carboxyliques (Acide dodécanoïque), des alcools ([E]-2-Octène-1-ol et 2-Ethyl-1-décanol) et des phénols allyliques (2-Allyl-4-méthyl phénol) ;

○ **Le quatrième groupe** est représenté par un seul échantillon de viande de chèvres ayant été soumises à un régime mixte P4. Il est caractérisé par les COVs appartenant aux : monoterpènes (α -Pinène et β -Pinène), d'aldéhyde (Heptenal) et d'alcène aromatique (Styrène).

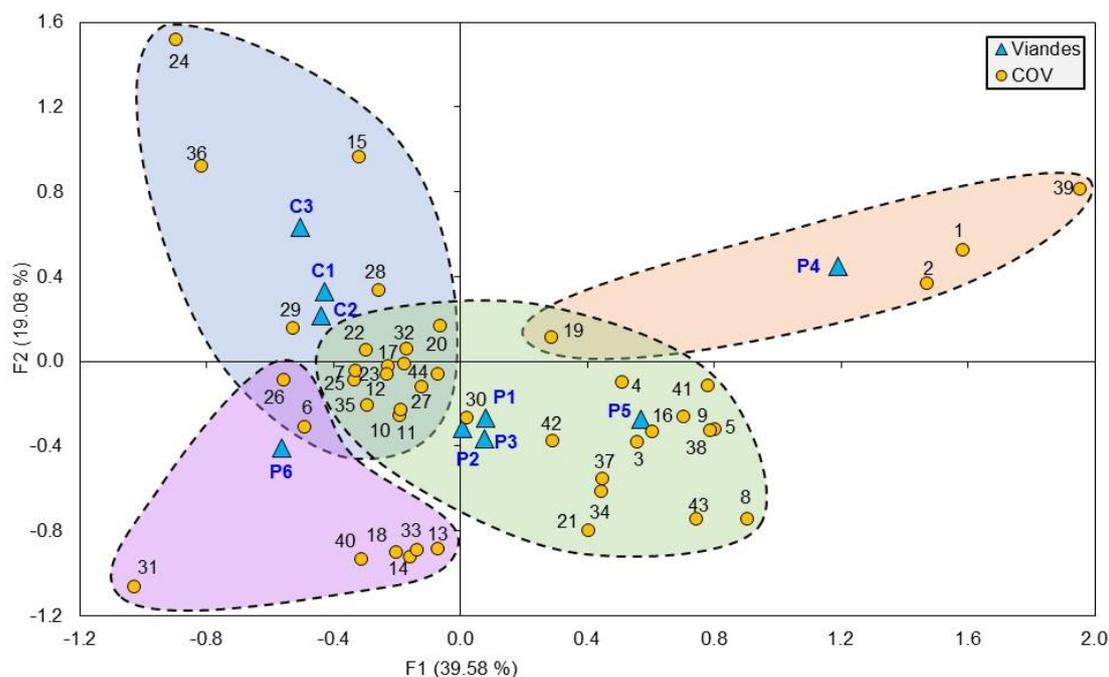


Figure 60. Analyse factorielle des correspondances (AFC) des teneurs en composés organiques volatils des COVs dans les viandes selon le type du régime.

P₁, P₂, P₃, P₄, P₅ et P₆ : chèvres de régime de pâturage. C₁, C₂, C₃ : chèvres de régime de concentré.

2.3. Recherche de corrélations pour les COVs entre les PAM et les viandes analysées

La distribution des COVs partagés et spécifiques pour le groupe des plantes aromatiques et médicinales sélectionnées à partir de l'enquête (chapitre 2), des viandes de chèvres issues du pâturage et celles des témoins est représentée dans la figure 62. La plupart des COVs partagés ont été observés entre les plantes aromatiques et médicinales et les échantillons des viandes caprines issues d'un régime de pâturage (groupe A) avec 12 composés. Par contre, seul cinq (05) composés ont été partagés entre les échantillons de viandes témoins (groupe B) et les plantes sélectionnées à partir de l'enquête.

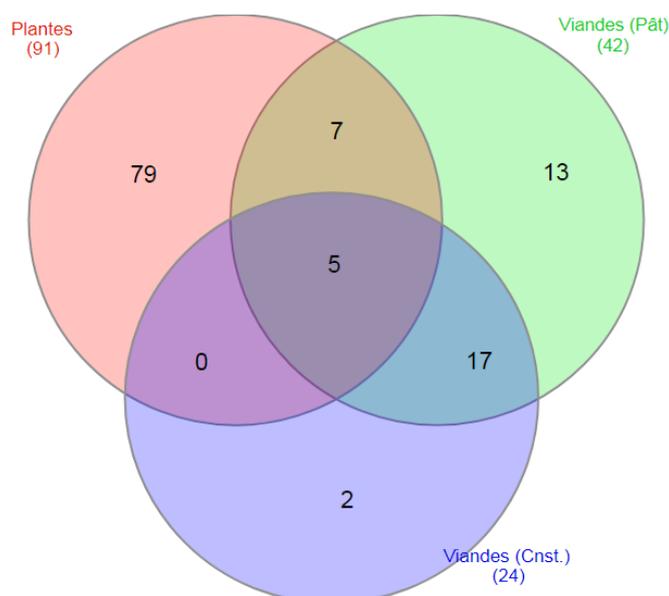


Figure 62. Diagramme de Venn montrant la distribution des COVs entre les PAM, les viandes de chèvres issues du pâturage et celles des témoins.

Viande (pât) : viande issue de régime de pâturage. Viande (Cnst) : viande issue de régime de concentré.

2.4. Similarité pour les COVs entre les PAM et les viandes de chèvres analysées

Selon les valeurs de la similarité pour les COVs entre les plantes sélectionnées à partir de l'enquête (chapitre 3) et les viandes de chèvres issues du régime de pâturage et celles des témoins, les premiers ont enregistré des niveaux les plus élevés de similarités avec les plantes aromatiques et médicinales (tableau 28) par rapport aux témoins.

Concernant la recherche de similarités pour les COVs entre les deux groupes de viandes, nous avons noté aussi des valeurs très élevées.

Tableau 28. Analyse de similarités pour les COVs entre les PAM et les viandes analysées.

Comparaisons		COVs commun	Score de similarité (%)			
			C _J	C _S	C _{M-H}	C _{B-C}
<i>Artemisia campestris</i>	régime de pâturage	6	10,0	18,2	15,4	10,2
<i>Artemisia campestris</i>	régime concentré	2	4,0	7,7	5,4	5,2
<i>Artemisia herba-alba</i>	régime de pâturage	4	6,5	12,1	1,1	5,0
<i>Artemisia herba-alba</i>	régime concentré	2	4,0	7,7	0,9	3,0
<i>Juniperus phoenicea</i>	régime de pâturage	3	4,3	8,2	4,8	4,0
<i>Juniperus phoenicea</i>	régime concentré	1	1,7	3,4	1,8	2,0
<i>Rosmarinus officinalis</i>	régime de pâturage	6	10,5	19,0	6,3	7,0
<i>Rosmarinus officinalis</i>	régime concentré	1	2,1	4,1	1,9	2,0
<i>Teucrium polium</i>	régime de pâturage	4	5,8	11,0	5,0	5,0
<i>Teucrium polium</i>	régime concentré	2	3,5	6,8	3,0	4,0
<i>Thymus algeriensis</i>	régime de pâturage	5	7,9	14,7	8,8	6,0
<i>Thymus algeriensis</i>	régime concentré	1	1,9	3,7	2,2	2,0
régime de pâturage	régime concentré	19	48,7	65,5	77,0	65,0

*C_J : indice de Jaccard, *C_S: indice de Sørensen, *C_{M-H}: indice de Morisita-Horn , *C_{B-C}: indice de Bray-Curtis

3. Discussion

La nature et la quantité des COVs, présents dans les produits et les tissus des ruminants, sont fortement influencées par le type d'alimentation. Ils sont considérés comme des marqueurs moléculaires qui peuvent être soit directement transférés des herbes aux produits (viande et lait), soit transformés (métabolisés) ou produits par les microorganismes du rumen sous l'effet de l'alimentation (Prache *et al.*, 2006). L'accumulation des COVs dans les tissus des ruminants peut être affectée par des facteurs intrinsèques, comme l'espèce animale et l'état physiologique, et/ou des facteurs extrinsèques ou environnementaux tels que la saison, l'emplacement géographique du pâturage, sa composition botanique ou le temps passé au pâturage par les animaux (Vasta et Priolo, 2006). L'alimentation des animaux soumis au pâturage est très variable d'une saison à l'autre (Fedele *et al.*, 2005), ce qui influe sur la composition de la viande et, notamment, sur les composés organiques volatils formés, comme les hydrocarbures, les aldéhydes, les alcools, les cétones, (Kosowska *et al.*, 2017).

Les terpènes sont des métabolites secondaires des plantes ingérées par des herbivores et sont retrouvés par la suite dans leurs viandes (Cornu *et al.*, 2005). D'après Kosowska *et al.* (2017), les viandes de ruminants qui s'alimentent au pâturage s'avèrent riches en terpènes et en diterpénoïdes.

Les viandes des ruminants pâturant les herbes ont un arôme et une saveur différents « épicés », principalement en raison des concentrations plus élevées en composés terpénoïdes tels que l' α -pénine. Certaines études rapportent que l'intensité de la saveur des herbes détectée sensoriellement dans la viande des ruminants est corrélée significativement avec les concentrations de plusieurs terpènes (Resconi *et al.*, 2013).

Il existe une relation entre le profil terpénique de la ration et celui des produits animaux (viande et lait), malgré que le profil des terpènes soit soumis à des changements significatifs après l'ingestion par une large dégradation par les microorganismes. De même, une différence de dégradabilité par les microorganismes du rumen a été constatée entre les terpènes (Malecky *et al.*, 2006 ; Broudiscou *et al.*, 2007).

Les ruminants ont une capacité unique à faire face aux métabolites secondaires des plantes liées spécifiquement à la fonction du rumen. Certains COVs des plantes tels que les terpènes peuvent être partiellement éliminés pendant la mastication. De plus, les microorganismes du rumen peuvent s'adapter aux métabolites secondaires des plantes. Peu d'études ont porté sur la biodisponibilité des terpènes. En effet, les composés terpéniques consommés, par rapport à ceux absorbés, sont parfois très différents. Certains composés terpéniques libèrent après

dégradation des métabolites toxiques, ces derniers sont rendus moins toxiques par fermentation pré-gastrique par les microorganismes (Estell, 2010).

Selon certains auteurs (Paraíba, 2005 ; Kang *et al.*, 2013 ; Luo *et al.*, 2019), les teneurs en aldéhydes, cétones et alcools sont associés aux odeurs et aux saveurs caractéristiques de la viande de chèvre. Dans la présente étude, la teneur en aldéhydes des viandes de chèvres témoins était plus élevée que celle des viandes de chèvres issues du pâturage. D'après Vasta et Priolo (2006), les teneurs élevées en aldéhydes peuvent être liées aux teneurs en acides gras. Cependant, les teneurs en aldéhydes oxydés des viandes issues du pâturage étaient inférieures à celles des viandes témoins. D'autres auteurs (Zervas et Tsiplakou, 2011 ; Luo *et al.*, 2019) ont constaté des valeurs élevées de la capacité antioxydante dans les viandes des ruminants issues d'un pâturage à base herbes riches en métabolites secondaires. Ce constat est important dans la mesure où les réactions d'oxydation des acides gras des viandes peuvent être inhibées efficacement en raison d'une concentration plus élevée en antioxydants naturels.

Concernant les alcools, Paleari *et al.* (2008) rapportent qu'ils sont généralement dérivés de dégradations chimiques, et peuvent être formés à la suite de la décomposition des hydroperoxydes secondaires des acides gras par l'action de lipoxygénase, par décomposition oxydative de graisses, et par réduction des composés carbonylés en alcools.

Conclusion

De la présente étude, il ressort que le type d'alimentation des chèvres influence qualitativement et quantitativement le profil volatil de la viande de chèvres. La viande de chèvre issue du pâturage contient un nombre important de composés organiques volatils par rapport à la viande des chèvres témoins. Ainsi, la viande de chèvres issue du pâturage s'est avérée riche en terpènes par rapport à la viande de chèvre témoins. Le pâturage à base de plantes aromatiques et médicinales pourrait être, d'une part, une source utile pour protéger les chèvres contre les maladies induites par le stress oxydatif et améliorer la qualité de la viande destinée à la consommation humaine et, d'autre part, limiter l'oxydation des lipides (acides gras) et par conséquent, augmenter la stabilité et la durée de conservation de la viande.

Conclusion générale

A l'issue de cette étude, les principales conclusions à retenir sont les suivantes :

La viande caprine est considérée comme la viande rouge la plus consommée par la population de la région de Biskra. Elle se différencie facilement des autres types de viande par plusieurs critères à savoir : la couleur rouge, le goût et l'odeur spécifiques. La qualité et la quantité de production de la viande de chèvre est affectée par plusieurs facteurs : la saison, l'âge, l'état de santé et le sexe de l'animal. Elle est influencée aussi par la région d'élevage et le type d'alimentation.

La conduite d'élevage des chèvres dans la région de Biskra est de type extensif durant le jour avec un complément (dattes, orge, paille, son et pain sec) durant la nuit. Parmi les PAM les plus abondantes et les plus consommées par les chèvres pendant le pâturage sont : *T. algeriensis* L., *T. polium* L., *A. herb-alba*, *R. officinalis* L., *A. campestris* L. et *J. phoenicea* L. En effet, la présence de ces herbes donne des viandes de qualité très appréciée par les consommateurs par rapport aux viandes provenant d'alimentation basée sur le concentrée. Ces plantes représentent une bonne source de métabolites secondaires parmi les quels figurent les composés organiques volatils et les composés phénoliques.

Les sesquiterpènes et les monoterpènes sont parmi les composés organiques volatils les plus dominantes chez les espèces : *A. campestris*, *R. officinalis*, *J. phoenicea* et *T. algeriensis*. Alors que l'espèce *T. polium* s'est avérée riche en sesquiterpènes et en cétones monoterpènes. L'espèce *A. herba-alba* s'est avérée riche en cétones monoterpènes. Par contre, certains COVs sont révélés en quantité faible dans certaines espèces ou quasiment absents dans d'autres, tels que les cétones sesquiterpéniques, les alcools sesquiterpéniques, les phénylpropènes, les esters monoterpéniques, les alcools monoterpéniques, les oxydes monoterpènes, les cétones, les esters, les alkadiynes cycliques, les acides carboxyliques, les aldéhydes et les alcools.

Les six PAM étudiées ont été regroupées en trois groupes différents selon le test de la similarité qualitative et quantitative: (i) Le premier groupe englobe quatre espèces à savoir *T. algeriensis*, *R. officinalis*, *J. phoenicea* et *A. campestris*. (ii) Le deuxième groupe comprend *T. polium*. alors que le troisième groupe est présenté par *A. herba-alba*.

De plus, les PAM étudiées ont présenté une grande richesse en polyphénols totaux et en flavonoïdes totaux qui ont un large spectre d'activité antioxydante. Une corrélation positive hautement significative a été enregistrée entre les teneurs moyennes en composés phénoliques (entre PT et FT) d'une part et une corrélation négative hautement significative entre les

teneurs moyennes en composés phénolique (PT et FT) et l'activité antiradicalaire évaluée pour les trois méthodes (DPPH, ABTS et CUPRAC) d'autre part, ce qui suggère que l'activité antiradicalaire des extraits de PAM pourrait être due aussi à d'autres métabolites secondaires autres que les composés phénoliques analysés. Par ailleurs, le profil volatil de la viande a été fortement impacté qualitativement et quantitativement par le type d'aliments consommés par les chèvres. En effet, la viande de chèvre issue du pâturage a manifesté un nombre important des composés organiques volatils par rapport à la viande de chèvre issue de régime concentré. Ainsi, la viande de chèvre issue du pâturage s'est révélée riche en terpènes par rapport à la viande de chèvre issue du régime concentré. Le pâturage à base de plantes aromatiques et médicinales pourrait être d'une part une source utile pour protéger les chèvres contre les maladies induites par le stress oxydatif et améliorer la qualité de la viande destinée à la consommation humaine, et d'autre part limiter l'oxydation des lipides et par conséquent, augmenter la stabilité et la durée de conservation de la viande.

En perspective, il serait intéressant :

- d'analyser qualitativement et quantitativement le profil en acides gras des viandes de chèvres issues du pâturage à base de plantes aromatiques et médicinales des zones arides pour voir leur impact sur la stabilité oxydative de la viande ;
- de réaliser des études sur la biodisponibilité et l'accessibilité *in vitro* et *in vivo* de certains métabolites d'intérêt ;
- d'analyser la composition en COVs du concentré, pour voir quels sont ceux partagés avec les PAM ;
- de même des études approfondies sur la qualité technologique, organoleptique et microbiologiques de la viande issue du pâturage sont indispensables pour compléter cette étude.

Références bibliographiques

Références bibliographiques

- Abe R., Ohtani K. (2013). An ethnobotanical study of medicinal plants and traditional therapies on Batan Island, the Philippines. *Journal of Ethnopharmacology*, 145(2), 554-565.
- Abu-Darwish M. S., Cabral C., Goncalves M.J., Cavaleiro C., Cruz M.T., Efferth T., Salgueiro L. (2015). *Artemisia herba-alba* essential oil from Buseirah (South Jordan): chemical characterization and assessment of safe antifungal and anti-inflammatory doses. *Journal of Ethnopharmacology*, 174, 153-160.
- Aharoni, A., Jongsma, M. A., & Bouwmeester, H. J. (2005). Volatile science? Metabolic engineering of terpenoids in plants. *Trends in plant science*, 10(12), 594-602.
- Aissaoui M., Degnouche K., Boulakhrasse Z et Boukhalfa H. (2019-c-). Performances de croissance en pré-sevrage des chevreaux de la race alpine élevés dans les conditions arides du sud-est algérien. *Revue Agrobiologia*, 9(1): 1439-1448.
- Aissaoui, M., Deghnouche, K., Bedjaoui, H., & Boukhalfa, H. (2019-b-). Caractérisation morphologique des caprins d'une région aride du Sud-Est de l'Algérie. *Revue Méd. Vét.*, 170, 7-9, 149-163.
- Aissaoui, M., Deghnouche, K., Boukhalfa, H. H., & Saifi, I. (2019-a-). Growth Performance of Goat Local Breed Reared in Southeastern Algeria. *World*, 8(2), 59-66.
- Ait-Ouazzou A., Lorán S., Arakrak A., Laglaoui A., Rota C., Herrera A., Pagán R. & Conchello P, (2012). Evaluation of the chemical composition and antimicrobial activity of *Mentha pulegium*, *Juniperus phoenicea*, and *Cyperus longus* essential oils from Morocco. *Food Research International*, 45(1), 313-319.
- Al Jahid A., Essabaq S., Elamrani A., Blaghen M. & Jamal Eddine J. (2016). Chemical Composition, Antimicrobial and Antioxidant Activities of the Essential Oil and the Hydro-alcoholic Extract of *Artemisia campestris* L, Leaves from Southeastern Morocco. *Journal of Biologically Active Products from Nature*, 6(5-6), 393-405.
- Alamgir, A. N. M. (2017). *Therapeutic Use of Medicinal Plants and Their Extracts: Volume 2. Pharmacognosy.*

- Alexandre, G., & Mandonnet, N. (2005). Goat meat production in harsh environments. *Small Ruminant Research*, 60(1-2), 53-66.
- Allaoua, S. A., & Mahdi, D. (2018). Minero-Biochemical Profiles of Arbia Goats Reared Traditionally Under the Semi-Arid Environment of North–Eastern Algeria During Peri-Parturient Period. *World*, 7(2), 95-101.
- Altındal, D., & Altındal, N. (2017). Plant Volatile Compounds in Growth. In *Volatiles and Food Security* (pp. 1-13). Springer, Singapore.
- Ambriz-Pérez, D. L., Leyva-López, N., Gutierrez-Grijalva, E. P., & Heredia, J. B. (2016). Phenolic compounds: Natural alternative in inflammation treatment. A Review. *Cogent Food & Agriculture*, 2(1), 1131412.
- An K., Zhao D., Wang Z., Wu J., Xu Y. & Xiao G. (2016). Comparison of different drying methods on Chinese ginger (*Zingiber officinale* Roscoe): Changes in volatils, chemical profile, antioxidant properties, and microstructure. *Food Chemistry*, 197, 1292-1300.
- Andrés-Lacueva, C., Medina-Rejon, A., Llorach, R., Urpi-Sarda, M., Khan, N., Chiva-Blanch, G., Zamora-Ros, R., Rotches-Rubalta, M. & Lamuela-Raventos, R. M. (2010). Phenolic compounds: chemistry and occurrence in fruits and vegetables. *Fruit and vegetable phytochemicals: Chemistry, nutritional value and stability*, 53-80.
- Apak R., Güçlü K., Özyürek M. & Karademir S. E. (2004). Novel total antioxidant capacity index for dietary polyphenols and vitamins C and E, using their cupric ion reducing capability in the presence of neocuproine: CUPRAC method. *Journal of agricultural and food chemistry*, 52(26), 7970-7981.
- Arshad, M. S., Sohaib, M., Ahmad, R. S., Nadeem, M. T., Imran, A., Arshad, M. U., Kwon, J. H. & Amjad, Z. (2018). Ruminant meat flavor influenced by different factors with special reference to fatty acids. *Lipids in health and disease*, 17(1), 223.
- Asadbeigi M., Mohammadi T., Rafieian-Kopaei M., Saki K., Bahmani M., Delfan M. (2014). Traditional effects of medicinal plants in the treatment of respiratory diseases and disorders: an ethnobotanical study in the Urmia. *Asian Pacific Journal of Tropical Medicine*, 7, S364-S368.

- Asif, M. (2015). Chemistry and antioxidant activity of plants containing some phenolic compounds. *Chemistry international*, 1(1), 35-52.
- Azmir J., Zaidul I.S.M., Rahman M.M., Sharif K.M., Mohamed A., Sahena F., Jahurul M.H.A., Ghafoor K., Norulaini N.A.N., Omar A.K.M. (2013). Techniques for extraction of bioactive compounds from plant materials: a review. *Journal of Food Engineering*, 117(4), 426-436.
- Azwanida, N. N. (2015). A review on the extraction methods use in medicinal plants, principle, strength and limitation. *Med Aromat Plants*, 4(196), 2167-0412.
- Babiker, S. A., El Khider, I. A., & Shafie, S. A. (1990). Chemical composition and quality attributes of goat meat and lamb. *Meat science*, 28(4), 273-277.
- Bahmani M., Shirzad H., Majlesi M., Shahinfard N., Rafeian-Kopaei M. (2014). A review study on analgesic applications of Iranian medicinal plants. *Asian Pacific Journal of Tropical Medicine*, 7, S43-S53.
- Balasundram, N., Sundram, K., & Samman, S. (2006). Phenolic compounds in plants and agri-industrial by-products: Antioxidant activity, occurrence, and potential uses. *Food chemistry*, 99(1), 191-203.
- Basli A., Chibane M., Madani K. & Oukil N. (2012). Activité antibactérienne des polyphénols extraits d'une plante médicinale de la flore d'Algérie: *Origanum glandulosum* Desf. *Phytothérapie*, 10(1), 2-9.
- Bekhit, A. E. D. A., Carne, A., Ha, M., & Franks, P. (2014). Physical interventions to manipulate texture and tenderness of fresh meat: a review. *International Journal of Food Properties*, 17(2), 433-453.
- Belhattab R., Amor L., Barroso J.G., Pedro L.G., Figueiredo A.C. (2014). Essential oil from *Artemisia herba-alba* Asso grown wild in Algeria: Variability assessment and comparison with an updated literature survey. *Arabian Journal of Chemistry*, 7(2), 243-251.
- Belkacem I., Ouafa R. & Rachid D. (2017). Effect of phenolic extracts of Algerian medicinal plants on the bacterial growth and adherence of *Staphylococcus aureus* and *Bacillus*

- cereus* pathogens responsible of food poisoning. *International Journal of Phytomedicine*, 9(3), 479-489.
- Ben El Hadj A., Chaouachi M., Bahri R., Chaieb I., Boussaïd M. & Harzallah-Skhiri F. (2015). Chemical composition and antioxidant, antibacterial, allelopathic and insecticidal activities of essential oil of *Thymus algeriensis* Boiss, et Reut. *Industrial Crops and Products*, 77, 631-639.
- Ben El Hadj A., Guetat A. & Boussaïd M. (2012). Chemical and genetic variability of *Thymus algeriensis* Boiss, et Reut, (*Lamiaceae*), a North African endemic species. *Industrial Crops and Products*, 40, 277-284.
- Bennick, A. (2002). Interaction of plant polyphenols with salivary proteins. *Critical Reviews in Oral Biology & Medicine*, 13(2), 184-196.
- Benyelles B., Allali H., Dib M.E. A., Djabou N., Tabti B, & Costa J, (2014). Essential oil from *Rhaponticumacaulis* L. roots: Comparative study using HS-SPME/GC/GC–MS and hydrodistillation techniques. *Journal of Saudi Chemical Society*, 18(6), 972-976, DOI: 10, 1016/j.jscs, 2011, 12, 001.
- Bhowon M. G., Jhaumeer-Laulloo S., Wah H. L. K., Ramasami P. (2016). *Chemistry: the key to our sustainable future*. Springer. Moka. Mauritius.
- Bhowon, M. G., Jhaumeer-Laulloo, S., Wah, H. L. K., & Ramasami, P. (2014). *Chemistry: the Key to Our Sustainable Future*. Springer. Netherlands.
- Bialecki, A., & Smadja, J. (2014). Identification of volatile compounds from flowers and aromatic plants: How and Why?. In *Chemistry: The Key to Our Sustainable Future* (pp. 15-39). Springer, Dordrecht.
- Blois M. S. (1958). Antioxidant determinations by the use of a stable free radical. *Nature*. 181(4617), 1199-1200.
- Boulanouar B., Abdelaziz G., Aazza S., Gago C. & Miguel M. G. (2013). Antioxidant activities of eight Algerian plant extracts and two essential oils. *Industrial Crops and Products*. 46. 85-96.

- Boulekbache-Makhlouf L. & Madani K. (2014). Antioxidant capacity of crude extracts and their solvent fractions of selected Algerian *Lamiaceae*. *Industrial Crops and Products*, 52. 177-182.
- Boumadda Abdelbasset, Senoussi Abdelhakim, Dadda Moussa Mohamed Lakhdar, Slim Roqaya, Merabet Aziza and Belaroussi Med Hafed (2018). The family farming in the Ouargla region of Algerian Sahara. *Journal of Research in Ecology*, 6(1): 1437-1444.
- Boumerfeg S., Baghiani A., Djarmouni M., Ameni D., Adjadj M., Belkhiri F. & Arrar L. (2012). Inhibitory activity on xanthine oxidase and antioxidant properties of *Teucrium polium* L. extracts. *Chinese Medicine*, 3(1), 30.
- Bourabah, A., Ayad, A., Boukraa, L., Hammoudi, S. M., & Benbarek, H. (2013). Prevalence and etiology of subclinical mastitis in goats of the Tiaret Region, Algeria. *Glob. Vet*, 11(5), 604-608.
- Broudiscou, L. P., Cornu, A., & Rouzeau, A. (2007). In vitro degradation of 10 mono- and sesquiterpenes of plant origin by caprine rumen micro-organisms. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 87(9), 1653-1658.
- Carocho, M., & Ferreira, I. C. (2013-a). The role of phenolic compounds in the fight against cancer—a review. *Anti-Cancer Agents in Medicinal Chemistry (Formerly Current Medicinal Chemistry-Anti-Cancer Agents)*, 13(8), 1236-1258.
- Carocho, M., & Ferreira, I. C. (2013-b). A review on antioxidants, prooxidants and related controversy: natural and synthetic compounds, screening and analysis methodologies and future perspectives. *Food and chemical toxicology*, 51, 15-25.
- Cartea, M. E., Francisco, M., Soengas, P., & Velasco, P. (2011). Phenolic compounds in Brassica vegetables. *Molecules*, 16(1), 251-280.
- Cassidy, A., & Kay, C. D. (2010). Phytochemicals. *Nutrition and metabolism*, 339-352.
- Castellano, G., Tena, J., & Torrens, F. (2012). Classification of phenolic compounds by chemical structural indicators and its relation to antioxidant properties of *Posidonia oceanica* (L.) delile. *environment*, 2, 6.

- Charalambous G. (2013). *Off-flavors in Foods and Beverages* (Vol. 28). Elsevier. Amsterdam. Netherlands.
- Charles D. J. (2012). Antioxidant properties of spices herbs and other sources. *Springer Science & Business Media*.
- Chehema, A. (2005). *Etude floristique et nutritive des parcours camelins du Sahara septentrional Algérien cas des régions de Ouargla et Ghardaïa* (Doctoral dissertation, Thèse. Doct. Université Badji Mokhtar-Annaba: 178 p).
- Chemineau, P., Malpoux, B., Brillard, J. P., & Fostier, A. (2007). Seasonality of reproduction and production in farm fishes, birds and mammals. *Animal*, 1(3), 419-432.
- Chira, K., Suh, J. H., Saucier, C., & Teissèdre, P. L. (2008). Les polyphénols du raisin. *Phytothérapie*, 6(2), 75-82.
- Choudhary, D. K., Sharma, A. K., Agarwal, P., Varma, A., & Tuteja, N. (2017). *Volatiles and food security*. Springer, Singapore.
- Christaki E., Bonos E., Giannenas I., Florou-Paneri P. (2012). Aromatic plants as a source of bioactive compounds. *Agriculture*, 2(3), 228-243.
- Cornu, A., Kondjoyan, N., Martin, B., Verdier-Metz, I., Pradel, P., Berdagué, J. L., & Coulon, J. B. (2005). Terpene profiles in Cantal and Saint-Nectaire-type cheese made from raw or pasteurised milk. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 85(12), 2040-2046.
- Coulon, J. B. (2008). Herbe et qualité des produits animaux. *Prairies, herbivores, territoires: quels enjeux*, 49-69.
- Coulon, J. B., & Priolo, A. (2002). La qualité sensorielle des produits laitiers et de la viande dépend des fourrages consommés par les animaux. *Productions animales*, 15(5), 333-342.
- Crozier, A., Del Rio, D., & Clifford, M. N. (2010). Bioavailability of dietary flavonoids and phenolic compounds. *Molecular aspects of medicine*, 31(6), 446-467.

- Crozier, A., Jaganath, I. B., & Clifford, M. N. (2006). Phenols, polyphenols and tannins: an overview. *Plant secondary metabolites: Occurrence, structure and role in the human diet, 1*.
- D'Archivio, M., Filesì, C., Vari, R., Scazzocchio, B., & Masella, R. (2010). Bioavailability of the polyphenols: status and controversies. *International journal of molecular sciences, 11*(4), 1321-1342.
- Darcan, N. K., & Silanikove, N. (2018). The advantages of goats for future adaptation to Climate Change: A conceptual overview. *Small Ruminant Research, 163*, 34-38.
- Del Rio, D., Rodriguez-Mateos, A., Spencer, J. P., Tognolini, M., Borges, G., & Crozier, A. (2013). Dietary (poly) phenolics in human health: structures, bioavailability, and evidence of protective effects against chronic diseases. *Antioxidants & redox signaling, 18*(14), 1818-1892.
- Dhanda, J. S., Taylor, D. G., Murray, P. J., Pegg, R. B., & Shand, P. J. (2003). Goat meat production: Present status and future possibilities. *Asian-australasian journal of animal sciences, 16*(12), 1842-1852.
- Dhouioui M., Boulila A., Chaabane H., Zina M.S. & Casabianca H. (2016). Seasonal changes in essential oil composition of *Aristolochia longa* L. ssp. paucinervis Batt.(Aristolochiaceae) roots and its antimicrobial activity. *Industrial Crops and Products, 83*, 301-306.
- Djeridane A., Yousfi M., Nadjemi B., Vidal N., Lesgards J. F. & Stocker P. (2007). Screening of some Algerian medicinal plants for the phenolic compounds and their antioxidant activity. *European Food Research and Technology, 224*(6), 801-809.
- Dridi A., Hadeif Y., Bouloudani L. (2016). Determination of Total Phenol. Flavonoid. Antioxidant and Antimicrobial Activity of Methanolic Extract of *Teucrium polium* L. in Algerian East. *International Journal of Pharmacognosy and Phytochemical Research, 8*(10), 1566-1570.
- Dubeuf, J. P., Morand-Fehr, P., & Rubino, R. (2004). Situation, changes and future of goat industry around the world. *Small Ruminant Research, 51*(2), 165-173.

- Dudareva, N., & Pichersky, E. (2006). *Biology of floral scent*. CRC press.
- Dudareva, N., Klempien, A., Muhlemann, J. K., & Kaplan, I. (2013). Biosynthesis, function and metabolic engineering of plant volatile organic compounds. *New Phytologist*, 198(1), 16-32.
- Dudareva, N., Negre, F., Nagegowda, D. A., & Orlova, I. (2006). Plant volatiles: recent advances and future perspectives. *Critical reviews in plant sciences*, 25(5), 417-440.
- Dunne, P. G., Monahan, F. J., O'Mara, F. P., & Moloney, A. P. (2009). Colour of bovine subcutaneous adipose tissue: A review of contributory factors, associations with carcass and meat quality and its potential utility in authentication of dietary history. *Meat science*, 81(1), 28-45.
- Eddine L. S., Redha O. M. & Ladjel S. (2016). Influence of solvent extraction on phenolic content. antioxidant and anti-inflammatory activities of aerial parts extract from Algerian *Artemisia Herba alba*. *J. Pharm. Res*, 10, 58-64.
- Edeas, M. (2007). Les polyphénols et les polyphénols de thé. *Phytothérapie*, 5(5), 264-270.
- Edeoga, H. O., Okwu, D. E., & Mbaebie, B. O. (2005). Phytochemical constituents of some Nigerian medicinal plants. *African journal of biotechnology*, 4(7), 685-688.
- El Gharras, H. (2009). Polyphenols: food sources, properties and applications—a review. *International Journal of Food Science & Technology*, 44(12), 2512-2518.
- El Jemli M., Kamal R., Marmouzi I., Zerrouki A., Cherrah Y. & Alaoui K. (2016). Radical-scavenging activity and ferric reducing ability of *Juniperus Thurifera* (L.). *J. oxycedrus* (L.). *J. phoenicea* (L.) and *Tetraclinis articulata* (L.). *Advances in pharmacological sciences*. 2016.
- Ennajar M., Bouajila J., Lebrihi A., Mathieu F., Abderraba M., Raies A. & Romdhane M. (2009). Chemical composition and antimicrobial and antioxidant activities of essential oils and various extracts of *Juniperus phoenicea* L.(Cupressaceae). *Journal of food science*, 74(7), 364-371.
- Estell, R. E. (2010). Coping with shrub secondary metabolites by ruminants. *Small Ruminant Research*, 94(1-3), 1-9.

- Faleiro, M. L., & Miguel, M. G. (2013). Use of essential oils and their components against multidrug-resistant bacteria. In *Fighting multidrug resistance with herbal extracts, essential oils and their components* (pp. 65-94). Academic Press.
- Falowo, A. B., Fayemi, P. O., & Muchenje, V. (2014). Natural antioxidants against lipid–protein oxidative deterioration in meat and meat products: A review. *Food Research International*, *64*, 171-181.
- FAOSTAT. 2018. Statistics of Food and Agriculture Organization of the United Nations. <http://www.fao.org/faostat/fr/#data/QA>. Accessed 2 Jan 2018.
- Farruggia, A., Martin, B., Baumont, R., Prache, S., Doreau, M., Hoste, H., & Durand, D. (2008). Quels intérêts de la diversité floristique des prairies permanentes pour les ruminants et les produits animaux?. *Productions animales*, *21*(2), 181-200.
- Fedele, V., Claps, S., Rubino, R., Sepe, L., & Cifuni, G. F. (2005). Volatile compounds in herbage intake by goats in two different grazing seasons. *Options Méditerranéennes*, *67*, 261-7.
- Feliachi, K. (2003). Rapport national sur les ressources génétiques animales: Algérie. *Commission nationale, point focal Algérien pour les ressources génétiques, Octobre*, 1-4.
- Ferhat, M., Erol, E., Beladjila, K. A., Çetintaş, Y., Duru, M. E., Öztürk, M., Kabouche, A. & Kabouche, Z. (2017). Antioxidant, anticholinesterase and antibacterial activities of *Stachys guyoniana* and *Mentha aquatica*. *Pharmaceutical biology*, *55*(1), 324-329.
- Folashade O., Omoregie H. & Ochogu P. (2012). Standardization of herbal medicines-A review. *International Journal of Biodiversity and Conservation*, *4*(3), 101-112.
- Fournier, A. (2006). *L'élevage des chèvres*. Editions Artemis, 95.
- Gaddour, A., & Najari, S. (2010). Indices d'efficacité zootechnique des génotypes caprins issus d'un croisement dans les oasis du sud Tunisien. *Revue Méd. Vét*, *161*(6), 255-263.
- Garrido, J., & Borges, F. (2013). Wine and grape polyphenols—A chemical perspective. *Food research international*, *54*(2), 1844-1858.

- Gatellier, P., Mercier, Y., & Renerre, M. (2004). Effect of diet finishing mode (pasture or mixed diet) on antioxidant status of Charolais bovine meat. *Meat Science*, 67(3), 385-394.
- Gholivand M.B., Piryaei M., Abolghasemi M.M. & Maassoumi S.M. (2013). Rapid Analysis of Volatile Components from *Teucrium polium* L. by Nanoporous Silica- polyaniline Solid Phase Microextraction Fibre. *Phytochemical Analysis*, 24(1), 69-74.
- Ghorab H., Laggoune S., Kabouche A., Semra Z. & Kabouche Z. (2013). Essential oil composition and antibacterial activity of *Artemisia campestris* L. from Khenchela (Algeria). *Der Pharmacia Lettre*, 5(2), 189-192.
- Goldberg, G. (2008). *Plants: diet and health*. John Wiley & Sons.
- Gorraiz, C., Beriain, M. J., Chasco, J., & Insausti, K. (2002). Effect of aging time on volatile compounds, odor, and flavor of cooked beef from Pirenaica and Friesian bulls and heifers. *Journal of Food Science*, 67(3), 916-922.
- Granell, A., & Rambla, J. L. (2013). Biosynthesis of volatile compounds. *The molecular biology and biochemistry of fruit ripening*, 135-161.
- Guerrero, A., Velandia Valero, M., Campo, M. M., & Sañudo, C. (2013). Some factors that affect ruminant meat quality: from the farm to the fork. Review. *Acta Scientiarum. Animal Sciences*, 35(4), 335-347.
- Guintard, C., Ridouh, R., Thorin, c., & Tekkouk-zemmouchi, F. (2018). Etude ostéométrique des métapodes de chèvres (*Capra hircus*, L., 1758) d'Algérie: cas de la race autochtone Arabia. *Revue Méd. Vét.*, 169, 10-12, 221-232.
- Guleria, S., & Kumar, A. (2006). Qualitative profiling of phenols and extracellular proteins induced in mustard (*Brassica juncea*) in response to benzothiadiazole treatment. *Journal of Cell Molecular Biology*, 5, 51-56.
- Gurib-Fakim A. (2006). Medicinal plants: traditions of yesterday and drugs of tomorrow. *Molecular Aspects of Medicine*, 27(1), 1-93.

- Ha, T. J., Lee, M. H., & Lee, J. H. (2015). Comparison of antioxidant activities and volatile components using GC/MS from leaves of Korean purple perilla (*Perilla frutescens*) grown in a greenhouse. *Food Science and Biotechnology*, 24(6), 1979-1986.
- Han, X., Shen, T., & Lou, H. (2007). Dietary polyphenols and their biological significance. *International Journal of Molecular Sciences*, 8(9), 950-988.
- Hasani, R., Mehregan, I., Larijani, K., Nejadstari, T., & Scalone, R. (2017). Survey of the impacts of soil and climatic variations on the production of essential oils in *Heracleum persicum*. *Biodiversitas Journal of Biological Diversity*, 18(1).
- Hättenschwiler S. & Vitousek P. M. (2000). The role of polyphenols in terrestrial ecosystem nutrient cycling. *Trends in ecology & evolution*, 15(6), 238-243.
- Hendel N., Larous L. & Belbey L. (2016). Antioxidant activity of rosemary (*Rosmarinus officinalis* L.) and its *in vitro* inhibitory effect on *Penicillium digitatum*. *International Food Research Journal*, 23(4).
- Hennebelle, T., Sahpaz, S., & Bailleul, F. (2004). Polyphénols végétaux, sources, utilisations et potentiel dans la lutte contre le stress oxydatif. *Phytothérapie*, 2(1), 3-6.
- Houicher A., Kuley E., Bendeddouche B. & Özogul F. (2013). Effect of *Mentha spicata* L. and *Artemisia campestris* extracts on the shelf life and quality of vacuum-packed refrigerated sardine (*Sardina pilchardus*) fillets. *Journal of food protection*, 76(10), 1719-1725.
- Ignat, I., Volf, I., & Popa, V. I. (2011). A critical review of methods for characterisation of polyphenolic compounds in fruits and vegetables. *Food chemistry*, 126(4), 1821-1835.
- Ivanovic, S., Nestic, K., Pisinov, B., & Pavlovic, I. (2016). The impact of diet on the quality of fresh meat and smoked ham in goat. *Small Ruminant Research*, 138, 53-59.
- Ivanović, S., Pavlović, I., & Pisinov, B. (2016). The quality of goat meat and its impact on human health. *Biotechnology in Animal Husbandry*, 32(2), 111-122.
- Iwu M.M. (2014). *Handbook of African medicinal plants*. 2^{ème} Ed. CRC press. Taylor and Francis group LLC. Boca Raton. FL 33487. États-Unis.

- Jacques, J., Chouinard, P. Y., Gariépy, C., & Cinq-Mars, D. (2016). Meat quality, organoleptic characteristics, and fatty acid composition of Dorset lambs fed different forage to concentrate ratios or fresh grass. *Canadian Journal of Animal Science*, 97(2), 290-301.
- Jaganath, I. B., & Crozier, A. (2010). Dietary flavonoids and phenolic compounds. *Plant phenolics and human health: biochemistry, nutrition, and pharmacology*, 1, 1-50.
- Jordán M. J., Lax V., Rota M. C., Lorán S. & Sotomayor J. A. (2013). Effect of bioclimatic area on the essential oil composition and antibacterial activity of *Rosmarinus officinalis* L. *Food Control*, 30(2), 463-468.
- Juana, F. L., Angel, P. A. J., & Manuel, V. M. (2012). Beneficial Health Effects of Bioactive Compounds Present in Spices and Aromatic Herbs. In *Studies in Natural Products Chemistry* (Vol. 37, pp. 115-134). Elsevier.
- Kadi S. A., Djellal F., Hassini F., Mouhous A. (2016). Pratiques alimentaires dans les élevages caprins dans la région montagneuse de Tizi-Ouzou en Algérie. In : Napoléon e M. (ed.), Ben Salem H. (ed.), Boutonnet J.P. (ed.), López-Francos A. (ed.), Gabiña D. (ed.). *The value chains of Mediterranean sheep and goat products. Organisation of the industry, marketing strategies, feeding and production systems*. Zaragoza : CIHEAM, p. 249 -252 (Options Méditerranéennes : Série A. Séminaires Méditerranéens; n. 115).
- Kadi, S. A., Djellal, F., Hassini, F., & Mouhous, A. (2015). Pratiques alimentaires dans les élevages caprins dans la région montagneuse de Tizi-Ouzou en Algérie. In *International Seminar FAO-CIHEAM Network on Sheep and Goats* (pp. 249-252).
- Kadi, S. A., Hassini, F., Lounas, N., & Mouhous, A. (2013). Caractérisation de l'élevage caprin dans la région montagneuse de Kabylie en Algérie. In *8th International Seminar of the FAO-CIHEAM Subnetwork on Sheep and Goats Production Systems "Technology creation and transfer in small ruminants: roles of research, development services and farmer associations"* Tanger, Maroc (pp. 11-13).
- Kadim, I. T., & Mahgoub, O. (2012). Nutritive value and quality characteristics of goat meat. *Goat meat production and quality*, 292-323.

- Kadim, I. T., Mahgoub, O., & Purchas, R. W. (2008). A review of the growth, and of the carcass and meat quality characteristics of the one-humped camel (*Camelus dromedaries*). *Meat Science*, *80*(3), 555-569.
- Kadim, I. T., Mahgoub, O., Al-Ajmi, D. S., Al-Maqbaly, R. S., Al-Saqri, N. M., & Ritchie, A. (2004). An evaluation of the growth, carcass and meat quality characteristics of Omani goat breeds. *Meat science*, *66*(1), 203-210.
- Kang, G., Cho, S., Seong, P., Park, B., Kim, S., Kim, D., ... & Park, K. (2013). Effects of high pressure processing on fatty acid composition and volatile compounds in Korean native black goat meat. *Meat science*, *94*(4), 495-499.
- Kanoun K., Belyagoubi-Benhammou N., Ghembaza N. & Atik Bekkara F. (2014). Comparative studies on antioxidant activities of extracts from the leaf, stem and berry of *Myrtus communis* L. *International Food Research Journal*, *21*(5), 957-1962.
- Kerbouche L., Hazzit M., Ferhat M. A., Baaliouamer A. & Miguel M. G. (2015). Biological activities of essential oils and ethanol extracts of *Teucrium polium* subsp. *capitatum* (L.) Briq. and *Origanum floribundum* Munby. *Journal of Essential Oil Bearing Plants*, *18*(5), 1197-1208.
- Khaled-Khodja N., Boulekbache-Makhlouf L. & Madani K. (2014). Phytochemical screening of antioxidant and antibacterial activities of methanolic extracts of some *Lamiaceae*. *Industrial crops and products*, *61*, 41-48.
- Khan, M. I., Jo, C., & Tariq, M. R. (2015). Meat flavor precursors and factors influencing flavor precursors—A systematic review. *Meat Science*, *110*, 278-284.
- Khelifi, N. A. (2015). *Connaissance et caractérisation des populations caprines en algérie* (Doctoral dissertation, Blida).
- Khemici, E., Lounis, A., Mamou, M., Sebâa-Abdelkader, M., & Takoucht, A. (1995). Indice de primarité et différenciation génétique des populations caprines de la steppe (Arabia) et du désert (Mekatia) d'Algérie. *Genetics Selection Evolution*, *27*(6), 503-517.
- Khlifi D., Sghaier R. M., Amouri S., Laouini D., Hamdi M. & Bouajila J. (2013). Composition and anti-oxidant, anti-cancer and anti-inflammatory activities of *Artemisia*

- herba-alba. Ruta chalpensis L. and Peganum harmala L. Food and chemical toxicology*, 55, 202-208.
- Klarzynski, O., & Fritig, B. (2001). Stimulation des défenses naturelles des plantes. *Comptes Rendus de l'Académie des Sciences-Series III-Sciences de la Vie*, 324(10), 953-963.
- Koluman, N., Silanikove, N., & Koluman, A. (2017). Climate Change and Goat Agriculture Interactions in the Mediterranean Region. In *Sustainable Goat Production in Adverse Environments: Volume I* (pp. 393-405). Springer, Cham.
- Kosowska, M., A Majcher, M., & Fortuna, T. (2017). Volatile compounds in meat and meat products. *Food Science and Technology*, 37(1), 1-7.
- Krishnaiah D., Sarbatly R., Nithyanandam R. (2011). A review of the antioxidant potential of medicinal plant species. *Food and Bioproducts Processing*, 89(3), 217-233.
- Lafdaili, M., Agdim, H., Falaki, M., Mounsif, M., Mokhtari, N., & Keli, A. (2016). Conduite des élevages caprins dans le sud du Maroc: Cas de la région de Dakhla. In *Options Méditerranéennes. Series A: Mediterranean Seminars*. CIHEAM-IAMZ, zaragoza (Spain)/FAO/INRA/CIRAD/Montpellier SubAgro/ICARDA/AGROPOLIS/CITA/INIA.
- Laouadi, M., Tennah, S., Kafidi, N., Antoine-Moussiaux, N., & Moula, N. (2018). A basic characterization of small-holders' goat production systems in Laghouat area, Algeria. *Pastoralism*, 8(1), 24.
- Laouar A., Klibet F., Bourogaa E., Benamara A., Boumendjel A., Chefrou A. & Messarah M. (2017). Potential antioxidant properties and hepatoprotective effects of *Juniperus phoenicea* berries against ccl4 induced hepatic damage in rats. *Asian Pacific journal of tropical medicine*, 10(3), 263-269.
- Lattanzio, V., Lattanzio, V. M., & Cardinali, A. (2006). Role of phenolics in the resistance mechanisms of plants against fungal pathogens and insects. *Phytochemistry: Advances in research*, 661(2), 23-67.
- Laura A., Alvarez-Parrilla E. & Gonzalez-Aguilar G. A. (2009). Fruit and vegetable phytochemicals: Chemistry. nutritional value and stability. *John Wiley & Sons*.

- Lee, J. H., Kouakou, B., & Kannan, G. (2008). Chemical composition and quality characteristics of chevon from goats fed three different post-weaning diets. *Small Ruminant Research*, 75(2-3), 177-184.
- Lengkey, H. A., & Widjastuti, T. (2010). Volatile compounds formation in frozen carcass that dipped in butylated hydroxy toluene and sodium tripoly phosphate during eight week storage. *Lucrari stiintifice. Seria Zootehnie-Universitatea de Stiinte Agricole si Medicina Veterinara Ion Ionescu de la Brad (Romania)*.
- Liu, L., Zhu, Z., Guo, Q., Zhang, L., He, Q., & Liu, Z. (2012). Variation in contents of major bioactive compounds in *Glechoma longituba* related to harvesting time and geographic distribution. *Journal of Medicinal Plants Research*, 6(1), 122-128.
- Luo, Y., Wang, B., Liu, C., Su, R., Hou, Y., Yao, D., Zhao, L., Su, L. & Jin, Y. (2019). Meat quality, fatty acids, volatile compounds, and antioxidant properties of lambs fed pasture versus mixed diet. *Food Science & Nutrition*, 7(9), 2796-2805.
- Macheix, J. J., Fleuriet, A., & Jay-Allemand, C. (2005). *Les composés phénoliques des végétaux: un exemple de métabolites secondaires d'importance économique*. PPUR presses polytechniques.
- Madruga, M. S., Elmore, J. S., Dodson, A. T., & Mottram, D. S. (2009). Volatile flavour profile of goat meat extracted by three widely used techniques. *Food Chemistry*, 115(3), 1081-1087.
- Maffei, M. E. (2010). Sites of synthesis, biochemistry and functional role of plant volatiles. *South African Journal of Botany*, 76(4), 612-631.
- Maffei, M. E., Gertsch, J., & Appendino, G. (2011). Plant volatiles: production, function and pharmacology. *Natural product reports*, 28(8), 1359-1380.
- Magurran A.E. (2004). *Measuring Biological Diversity*. Oxford. UK: Blackwell Science.
- Mahato, N., Sharma, K., Koteswararao, R., Sinha, M., Baral, E., & Cho, M. H. (2017). Citrus essential oils: Extraction, authentication and application in food preservation. *Critical reviews in food science and nutrition*, 1-15.

- Mahgoub, O., Kadim, I., & Lu, C. (2012). Overview of the global goat meat sector. *In Goat Meat Production and Quality*, O. Mahgoub, I. Kadim, and E. Webb, Eds, 1-14.
- Malecky, M., Fedele, V., & Broudiscou, L. (2006). Dégradabilité ruminale de monoterpènes présents dans le régime de printemps de la chèvre laitière dans le Basilicate (Italie). *Rencontres autour des recherches sur les ruminants*.
- Martin, B., Priolo, A., Valvo, M. A., Micol, D., & Coulon, J. B. (2005). Effects of grass feeding on milk, cheese and meat sensory properties. *Options Méditerranéennes. Serie A, Seminaires Méditerranéens*, 67, 213-223.
- Martin, C., Zhang, Y., Tonelli, C., & Petroni, K. (2013). Plants, diet, and health. *Annual review of plant biology*, 64, 19-46.
- Marušić, N., Vidaček, S., Janči, T., Petrak, T., & Medić, H. (2014). Determination of volatile compounds and quality parameters of traditional Istrian dry-cured ham. *Meat Science*, 96(4), 1409-1416.
- Masibo, M., & He, Q. (2009). In vitro antimicrobial activity and the major polyphenol in leaf extract of *Mangifera indica* L. *Malaysian Journal of Microbiology*, 5(2), 73-80.
- Matsui, K., Minami, A., Hornung, E., Shibata, H., Kishimoto, K., Ahnert, V., ... & Feussner, I. (2006). Biosynthesis of fatty acid derived aldehydes is induced upon mechanical wounding and its products show fungicidal activities in cucumber. *Phytochemistry*, 67(7), 649-657.
- Mazari K., Bendimerad N. & Bekhechi C. (2010). Chemical composition and antimicrobial activity of essential oils isolated from Algerian *Juniperus phoenicea* L. and *Cupressus sempervirens* L. *Journal of Medicinal Plants Research*, 4(10), 959-964.
- Mazhangara, I. R., Chivandi, E., Mupangwa, J. F., & Muchenje, V. (2019). The Potential of Goat Meat in the Red Meat Industry. *Sustainability*, 11(13), 3671.
- Megdiche-Ksouri W., Saada M., Soumaya B., Snoussi M., Zaouali Y. & Ksouri R. (2015b). Potential use of wild *Thymus algeriensis* and *Thymus capitatus* as source of antioxidant and antimicrobial agents. *JNS*, 23, 1046-1056.

- Megdiche-Ksouri W., Trabelsi N., Mkadmini K., Bourgou S., Noumi A., Snoussi M. & Ksouri R. (2015a). *Artemisia campestris* phenolic compounds have antioxidant and antimicrobial activity. *Industrial Crops and Products*, 63, 104-113.
- Mehalaine, S., & Chenchouni, H. (2019). Effect of Climatic Factors on Essential Oil Accumulation in Two Lamiaceae Species from Algerian Semiarid Lands. In *Exploring the Nexus of Geoecology, Geography, Geoarcheology and Geotourism: Advances and Applications for Sustainable Development in Environmental Sciences and Agroforestry Research* (pp. 57-60). Springer, Cham.
- Mehalaine, S., Chenchouni, H. (2020). Effect of edaphic factors on essential oil production in wild plants growing under semiarid Mediterranean conditions, in: Chenchouni, H., Chaminé, H.I., Khan, M.F., Merkel, B.J., Zhang, Z., Li, R., Kallel, A., Khélif N., (Eds.), *New Prospects in Environmental Geosciences and Hydrogeosciences*, Springer, Cham, 2020.
- Miguel, M. G. (2010). Antioxidant activity of medicinal and aromatic plants. A review. *Flavour and Fragrance Journal*, 25(5), 291-312.
- Mihi, A., Tarai, N., & Chenchouni, H. (2019). Can palm date plantations and oasisification be used as a proxy to fight sustainably against desertification and sand encroachment in hot drylands?. *Ecological Indicators*, 105, 365-375.
- Miliauskas G., Venskutonis P. R. & Van Beek T. A. (2004). Screening of radical scavenging activity of some medicinal and aromatic plant extracts. *Food chemistry*, 85(2), 231-237.
- Moreno S., Scheyer T., Romano C. S. & Vojnov A. A. (2006). Antioxidant and antimicrobial activities of rosemary extracts linked to their polyphenol composition. *Free radical research*, 40(2), 223-231.
- Moula, N., Ait Kaki, A., Touazi, L., Farnir, F., Leroy, P., & Antoine-Moussiaux, N. (2017). Goat breeding in the rural district of Chemini (Algeria). *Nature and Technology*.
- Moustari A. 2008. Identification des races caprines des zones arides en Algérie. *Revue des Régions Arides*, 3(21): 1378-1382.

- Moyo, B., Masika, P. J., & Muchenje, V. (2014). Effect of feeding Moringa (*Moringa oleifera*) leaf meal on the physico-chemical characteristics and sensory properties of goat meat. *South African Journal of Animal Science*, 44(1), 64-70.
- Muhlemann, J. K., Klempien, A., & Dudareva, N. (2014). Floral volatiles: from biosynthesis to function. *Plant, cell & environment*, 37(8), 1936-1949.
- Müller, L., Gnoyke, S., Popken, A. M., & Böhm, V. (2010). Antioxidant capacity and related parameters of different fruit formulations. *LWT-Food Science and Technology*, 43(6), 992-999.
- Naczki, M., & Shahidi, F. (2006). Phenolics in cereals, fruits and vegetables: Occurrence, extraction and analysis. *Journal of pharmaceutical and biomedical analysis*, 41(5), 1523-1542.
- Neffati, M., & Sghaier, M. (2014). Développement et valorisation des plantes aromatiques et médicinales (PAM) au niveau des zones désertiques de la région MENA (Algérie, Egypte, Jordanie, Maroc et Tunisie).
- Negre-Zakharov, F., Long, M. C., & Dudareva, N. (2009). Floral scents and fruit aromas inspired by nature. In *Plant-derived Natural Products* (pp. 405-431). Springer, New York, NY.
- NIST (2008). NIST 08: Mass Spectral Library (NIST/EPA/NIH). National Institute of Standards and Technology (NIST), Gaithersburg, USA.
- Ochwang'i D.O., Kimwele C.N., Oduma J.A., Gathumbi P.K., Mbaria J.M., Kiama S.G. (2014). Medicinal plants used in treatment and management of cancer in Kakamega County. Kenya. *Journal of Ethnopharmacology*, 151(3), 1040-1055.
- Office National de la Météorologie (O.N.M). Données climatiques (2016), station de Biskra
- Orhan I. (2012). Biotechnological production of plant secondary metabolites. Bentham science publishers. Ankara. Turkey.
- Ouchene-Khelifi, N. A., Ouchene, N., Da Silva, A., & Lafri, M. (2018). Multivariate characterization of phenotypic traits of Arabia, the main Algerian goat breed. *Livest. Res. Rural Dev*, 30 (7).

- Ouchene-Khelifi, N. A., Ouchene, N., Maftah, A., Da Silva, A. B., & Lafri, M. (2015). Assessing admixture by multivariate analyses of phenotypic differentiation in the Algerian goat livestock. *Tropical animal health and production*, 47(7), 1343-1350.
- Ozcan, T., Akpinar-Bayazit, A., Yilmaz-Ersan, L., & Delikanli, B. (2014). Phenolics in human health. *International Journal of chemical engineering and applications*, 5(5), 393.
- Ozenda, P. (1991). Flore de sahara (3 édition mise à jour et augmentée) Paris. *Editions du CNRS*, 662.
- Öztürk M., Aydoğmuş-Öztürk F., Duru M. E. & Topçu G. (2007). Antioxidant activity of stem and root extracts of *Rhubarb* (*Rheum ribes*): An edible medicinal plant. *Food Chemistry*, 103(2). 623-630.
- Öztürk M., Duru M. E., Kivrak Ş., Mercan-Doğan N., Türkoglu A. & Özler M. A. (2011). *In vitro* antioxidant, anticholinesterase and antimicrobial activity studies on three *Agaricus* species with fatty acid compositions and iron contents: A comparative study on the three most edible mushrooms. *Food and Chemical Toxicology*, 49(6), 1353-1360.
- Paleari, M. A., Moretti, V. M., Beretta, G., & Caprino, F. (2008). Chemical parameters, fatty acids and volatile compounds of salted and ripened goat thigh. *Small Ruminant Research*, 74(1-3), 140-148.
- Papet, Y., Brunet, B., & Mura, P. (2010). Headspace (HS) et micro-extraction en phase solide (SPME). Théorie et applications. In *Annales de toxicologie analytique* (Vol. 22, No. 2, pp. 75-79). EDP Sciences.
- Paraíba, J. P. (2005). Meat volatiles of five different goat genotypes. 51st International Congress of Meat Science and Technology. pp 456 – 463. August 7-12, 2005 -Baltimore, Maryland USA.
- Pavarini, D. P., Pavarini, S. P., Niehues, M., & Lopes, N. P. (2012). Exogenous influences on plant secondary metabolite levels. *Animal Feed Science and Technology*, 176(1-4), 5-16.
- Pearson, A. M. (2013). *Quality attributes and their measurement in meat, poultry and fish products* (Vol. 9). Springer.

- Pichersky, E., & Gershenzon, J. (2002). The formation and function of plant volatiles: perfumes for pollinator attraction and defense. *Current opinion in plant biology*, 5(3), 237-243.
- Piechulla, B., & Effmert, U. (2010). Biosynthesis and regulation of flower scent. In *Plant Developmental Biology-Biotechnological Perspectives* (pp. 189-205). Springer, Berlin, Heidelberg.
- Popova, T. (2007). Effect of the rearing system on the fatty acid composition and oxidative stability of the *M. longissimus lumborum* and *M. semimembranosus* in lambs. *Small Ruminant Research*, 71(1-3), 150-157.
- Popovici C., Saykova I. & Tylkowski B. (2009). Evaluation of the antioxidant activity of phenolic compounds by free radical DPPH reactivity. *Industrial engineering Review*, 4, 25-39.
- Prache, S., Martin, B., Nozière, P., Engel, E., Besle, J. M., Ferlay, A., Micol, D., Cornu, A., Cassar-Malek, I. et Andueza, D. (2006). Traçabilité de l'alimentation des herbivores à partir de la composition de leurs produits et tissus. *Rencontres autour des recherches sur les ruminants*, 175-182.
- Priolo, A., Micol, D., & Agabriel, J. (2001). Effects of grass feeding systems on ruminant meat colour and flavour. A review. *Animal Research*, 50(3), 185-200.
- Qwele, K., Hugo, A., Oyedemi, S. O., Moyo, B., Masika, P. J., & Muchenje, V. (2013). Chemical composition, fatty acid content and antioxidant potential of meat from goats supplemented with Moringa (*Moringa oleifera*) leaves, sunflower cake and grass hay. *Meat Science*, 93(3), 455-462.
- Ralph, J., Lundquist, K., Brunow, G., Lu, F., Kim, H., Schatz, P. F., Marita, J. M., Hatfield, R. D., Ralph, S. A., Christensen, J. H. & Boerjan, W. (2004). Lignins: natural polymers from oxidative coupling of 4-hydroxyphenyl-propanoids. *Phytochemistry Reviews*, 3(1-2), 29-60.
- Rastakhiz, N., Khosravi, F., Olia, S. S. S. J., & Iranmanesh, B. (2015). Determination of Antioxidant Activity of Selected Vegetables Grown in Iran under Reversed Phase Conditions with UPLC. *International Journal of Life Sciences*, 9(5), 122-125.

- Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M., & Rice-Evans, C. (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free radical biology and medicine*, 26(9-10), 1231-1237.
- Rebey I.B., Jabri-Karoui I., Hamrouni-Sellami I., Bourgou S., Limam F. & Marzouk B. (2012). Effect of drought on the biochemical composition and antioxidant activities of cumin (*Cuminum cyminum* L.) seeds. *Industrial Crops and Product*, 36(1), 238-245.
- Resconi, V., Escudero, A., & Campo, M. (2013). The development of aromas in ruminant meat. *Molecules*, 18(6), 6748-6781.
- Riahi L., Chograni H., Elferchichi M., Zaouali Y., Zoghlami N. & Mliki A. (2013). Variations in Tunisian wormwood essential oil profiles and phenolic contents between leaves and flowers and their effects on antioxidant activities. *Industrial crops and products*, 46. 290-296.
- Riahi L., Ghazghazi H., Ayari B., Aouadhi C., Klay I., Chograni H., Cherif A. & Zoghlami N. (2015). Effect of environmental conditions on chemical polymorphism and biological activities among *Artemisia absinthium* L. essential oil provenances grown in Tunisia. *Industrial Crops and Products*, 66, 96-102.
- Ribeiro, C. V. D. M., Oliveira, D. E., Juchem, S. O., Silva, T. M., & Nalério, E. S. (2011). Fatty acid profile of meat and milk from small ruminants: a review. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 40(1), S121-S137.
- Rice-Evans, C. A., Miller, N. J., & Paganga, G. (1996). Structure-antioxidant activity relationships of flavonoids and phenolic acids. *Free radical biology and medicine*, 20(7), 933-956.
- Robbins, R. J. (2003). Phenolic acids in foods: an overview of analytical methodology. *Journal of agricultural and food chemistry*, 51(10), 2866-2887.
- Roginsky V. & Lissi E. A. (2005). Review of methods to determine chain-breaking antioxidant activity in food. *Food chemistry*, 92(2), 235-254.
- Roupe, K. A., Remsberg, C. M., Yáñez, J. A., & Davies, N. M. (2006). Pharmacometrics of stilbenes: segueing towards the clinic. *Current clinical pharmacology*, 1(1), 81-101.

- Rubió, L., Motilva, M. J., & Romero, M. P. (2013). Recent advances in biologically active compounds in herbs and spices: a review of the most effective antioxidant and anti-inflammatory active principles. *Critical reviews in food science and nutrition*, 53(9), 943-953.
- Sahi, L. (2016). La dynamique des plantes aromatiques et médicinales en Algérie. *Troisième partie. Montpellier: CIHEAM/FranceAgriMer Options Méditerranéennes: Série B. Etudes et Recherches*, (73), 101-140.
- Sahraoui, H., Madani, T., & Kermouche, F. (2016). Le développement d'une filière lait caprin en régions de montagne: un atout pour un développement régional durable en Algérie. *Options Méditerranéennes, série A*, (115), 677-681.
- Saidani, K., Ziam, H., Hamiroune, M., Righi, S., & Benakhla, A. (2019). Elevage des petits ruminants en Kabylie, Algérie, et perspectives de développement. *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux*, 72(2), 49-54.
- Sajed H., Sahebkar A., Iranshahi M. (2013). *Zataria multiflora* Boiss. (Shirazi thyme) an ancient condiment with modern pharmaceutical uses. *Journal of Ethnopharmacology*, 145(3), 686-698.
- Sakarkar D.M., Deshmukh V.N. (2011). Ethnopharmacological review of traditional medicinal plants for anticancer activity. *Int J Pharm Tech. Res*, 3(1), 298-308.
- Salhi A., Bouyanzer A., El Mounsi I., Bendaha H., Hamdani I., El Ouariachi E. & Costa J. (2016). Chemical composition, antioxidant and anticorrosive activities of *Thymus Algeriensis*. *Journal of Materials and Environmental Science*. 7(11), 3949-3960.
- Schnepp, J., & Dudareva, N. (2006). 10 Floral scent: biosynthesis, regulation and genetic modifications. *Flowering and its Manipulation*, 240.
- Schwab, W., Davidovich-Rikanati, R., & Lewinsohn, E. (2008). Biosynthesis of plant-derived flavor compounds. *The plant journal*, 54(4), 712-732.
- Schwartzkopf-Genswein, K. S., Faucitano, L., Dadgar, S., Shand, P., González, L. A., & Crowe, T. G. (2012). Road transport of cattle, swine and poultry in North America and its

- impact on animal welfare, carcass and meat quality: A review. *Meat science*, 92(3), 227-243.
- Seigler, D. S. (2012). *Plant secondary metabolism*. Springer Science & Business Media.
- Sekiou O., Boumendjel M., Taibi F., Boumendjel A. & Messarah M. (2018). Mitigating effects of antioxidant properties of *Artemisia herba alba* aqueous extract on hyperlipidemia and oxidative damage in alloxan-induced diabetic rats. *Archives of physiology and biochemistry*, 1-11.
- Sellami I.H., Maamouri E., Chahed T., Wannes W.A., Kchouk M.E. & Marzouk B. (2009). Effect of growth stage on the content and composition of the essential oil and phenolic fraction of sweet marjoram (*Origanum majorana L.*). *Industrial Crops and Products*, 30(3), 395-402.
- Sellami, I. H., Wannes, W. A., Bettaieb, I., Berrima, S., Chahed, T., Marzouk, B., & Limam, F. (2011). Qualitative and quantitative changes in the essential oil of *Laurus nobilis L.* leaves as affected by different drying methods. *Food Chemistry*, 126(2), 691-697.
- Shahidi, F., & Ambigaipalan, P. (2015). Phenolics and polyphenolics in foods, beverages and spices: Antioxidant activity and health effects—A review. *Journal of functional foods*, 18, 820-897.
- Shanmugam S. (2010). *Laboratory handbook on biochemistry*. PHI Learning Pvt, Ltd.
- Shaygani E., Bahmani M., Asgary S., Rafeian-Kopaei M. (2016). Inflammation and cardiovascular disease: Management by medicinal plants. *Phytomedicine*, 23(11), 1119-1126.
- Singleton V. L. & Rossi J. A. (1965). Colorimetry of total phenolics with phosphomolybdic-phosphotungstic acid reagents. *American journal of Enology and Viticulture*, 16(3), 144-158.
- Singleton V. L., Orthofer R. & Lamuela-Raventós R. M. (1999). Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of folin-ciocalteu reagent. In *Methods in enzymology*, Vol. 299, pp. 152-178.

- Škrovánková S., Mišurcová L., Machů L. (2012). Antioxidant activity and protecting health effects of common medicinal plants. *Advances in Food and Nutrition Research*, 67: 75-139. DOI: 10.1016/B978-0-12-394598-3.00003-4.
- Soobrattee, M. A., Neergheen, V. S., Luximon-Ramma, A., Aruoma, O. I., & Bahorun, T. (2005). Phenolics as potential antioxidant therapeutic agents: mechanism and actions. *Mutation Research/Fundamental and Molecular Mechanisms of Mutagenesis*, 579(1-2), 200-213.
- Stanković M., Stefanović O., Čomić L., Topuzović M., Radojević I. & Solujić S. (2012). Antimicrobial activity. total phenolic content and flavonoid concentrations of *Teucrium* species. *Open Life Sciences*, 7(4). 664-671.
- Szumny A., Figiel A., Gutiérrez-Ortíz A., Carbonell-Barrachina Á.A. (2010). Composition of rosemary essential oil (*Rosmarinus officinalis*) as affected by drying method. *Journal of Food engineering*, 97(2), 253-260.
- Tapsell, L. C., Hemphill, I., Cobiac, L., Sullivan, D. R., Fenech, M., Patch, C. S., Roodenrys, S., Keogh, J. B., Clifton, P. M., Williams, P. G., Fazio, V. A. & Inge, K. E. (2006). Health benefits of herbs and spices: the past, the present, the future. *Medical Journal of Australia*, 185 (4), S1-S24. © Copyright 2006. The Medical Journal of Australia - reproduced with permission.
- Teixeira B., Marques A., Ramos C., Batista I., Serrano C., Matos O., Nuno R., Nenge Nogueira J.M.F., Saraiva J.A. and Nunes M.L. (2012). European pennyroyal (*Mentha pulegium*) from Portugal: Chemical composition of essential oil and antioxidant and antimicrobial properties of extracts and essential oil. *Industrial Crops and Products*, 36(1), 81-87.
- Tholl, D. (2015). Biosynthesis and biological functions of terpenoids in plants. In *Biotechnology of isoprenoids* (pp. 63-106). Springer, Cham.
- Topçu G., Ay M., Bilici A., Sarıkürkcü C., Öztürk M. & Ulubelen A. (2007). A new flavone from antioxidant extracts of *Pistacia terebinthus*. *Food Chemistry*, 103(3), 816-822.
- Tsao, R. (2010). Chemistry and biochemistry of dietary polyphenols. *Nutrients*, 2(12), 1231-1246.

- Tsimogiannis, D., & Oreopoulou, V. (2019). Classification of Phenolic Compounds in Plants. In *Polyphenols in Plants* (pp. 263-284). Academic Press.
- Unsicker, S. B., Kunert, G., & Gershenzon, J. (2009). Protective perfumes: the role of vegetative volatiles in plant defense against herbivores. *Current opinion in plant biology*, 12(4), 479-485.
- Vaičiulytė, V., Ložienė, K., Taraškevičius, R., & Butkienė, R. (2017). Variation of essential oil composition of *Thymus pulegioides* in relation to soil chemistry. *Industrial crops and products*, 95, 422-433.
- Van Wyk B.E. (2015). A review of commercially important African medicinal plants. *Journal of Ethnopharmacology*. 176, 118-134.
- Vanholme, R., Demedts, B., Morreel, K., Ralph, J., & Boerjan, W. (2010). Lignin biosynthesis and structure. *Plant physiology*, 153(3), 895-905.
- Vasanthi R.H., ShriShriMal N., K Das D. (2012). Phytochemicals from plants to combat cardiovascular disease. *Current Medicinal Chemistry*, 19(14), 2242-2251.
- Vasconcelos, M.A.S., Gomide, L.A.M., Madruga, M. S., Sousa, W.H., Cunha, M.G.G., Melo Filho, A.B., Galvão, M. S. & Schüller, A. R. (2005). Meat volatiles of five different goat genotypes. 51st International Congress of Meat Science and Technology. pp 456 – 463. August 7-12, 2005 – Baltimore, Maryland USA.
- Vasta, V., & Luciano, G. (2011). The effects of dietary consumption of plants secondary compounds on small ruminants' products quality. *Small Ruminant Research*, 101(1-3), 150-159.
- Vasta, V., & Priolo, A. (2006). Ruminant fat volatiles as affected by diet. A review. *Meat Science*, 73(2), 218-228.
- Vasta, V., Aouadi, D., Brogna, D. M., Scerra, M., Luciano, G., Priolo, A., & Salem, H. B. (2013). Effect of the dietary supplementation of essential oils from rosemary and artemisia on muscle fatty acids and volatile compound profiles in Barbarine lambs. *Meat science*, 95(2), 235-241.

- Vasta, V., Nudda, A., Cannas, A., Lanza, M., & Priolo, A. (2008). Alternative feed resources and their effects on the quality of meat and milk from small ruminants. *Animal Feed Science and Technology*, 147(1-3), 223-246.
- 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*, 2(4), 105-113.
- Vermerris, W., & Nicholson, R. (2007). *Phenolic compound biochemistry*. Springer Science & Business Media.
- Viuda-Martos M., Mohamady M.A., Fernández-López J., ElRazik K.A., Omer E.A, Pérez-Alvarez J.A., Sendra E. (2011). *In vitro* antioxidant and antibacterial activities of essential oils obtained from Egyptian aromatic plants. *Food Control*, 22(11),1715-1722.
- Wang, G., Tang, W., & Bidigare, R. R. (2005). Terpenoids as therapeutic drugs and pharmaceutical agents. In *Natural products* (pp. 197-227). Humana Press.
- Webb, E. C. (2014). Goat meat production, composition, and quality. *Animal Frontiers*, 4(4), 33-37.
- Webb, E. C., Casey, N. H., & Simela, L. (2005). Goat meat quality. *Small ruminant research*, 60(1-2), 153-166.
- Węglarz, A. (2010). Meat quality defined based on pH and colour depending on cattle category and slaughter season. *Czech J. Anim. Sci*, 55(12), 548-556.
- Wei T., Simko V. (2017). R package "corrplot": Visualization of a Correlation Matrix (Version 0.84). URL: <https://cran.r-project.org/web/packages/corrplot>
- Weng, J. K., & Chapple, C. (2010). The origin and evolution of lignin biosynthesis. *New Phytologist*, 187(2), 273-285.
- Yahia, E. M. (2017). *Fruit and Vegetable Phytochemicals: Chemistry and Human Health*, 2 Volumes. John Wiley & Sons.

- Yakhlef G., Laroui S., Hambaba L., Aberkane M.C., Ayachi A. (2011). Évaluation de l'activité antimicrobienne de *Thymus vulgaris* et de *Laurus nobilis*. plantes utilisées en médecine traditionnelle. *Phytothérapie*, 9(4), 209-218.
- Yosr Z., Hnia C., Rim T. & Mohamed B. (2013). Changes in essential oil composition and phenolic fraction in *Rosmarinus officinalis* L. var. *typicus* Batt. organs during growth and incidence on the antioxidant activity. *Industrial Crops and Products*, 43, 412-419.
- Younsi F., Trimech R., Boulila A., Ezzine O., Dhahri S., Boussaid M. & Messaoud C. (2016). Essential oil and phenolic compounds of *Artemisia herba-alba* (Asso.): Composition. antioxidant. antiacetylcholinesterase. and antibacterial activities. *International journal of food properties*, 19(7), 1425-1438.
- Yuan, J. S., Himanen, S. J., Holopainen, J. K., Chen, F., & Stewart Jr, C. N. (2009). Smelling global climate change: mitigation of function for plant volatile organic compounds. *Trends in Ecology & Evolution*, 24(6), 323-331.
- Yusuf, A. L., Goh, Y. M., Samsudin, A. A., Alimon, A. R., & Sazili, A. Q. (2014). Growth performance, carcass characteristics and meat yield of Boer goats fed diets containing leaves or whole parts of *Andrographis paniculata*. *Asian-Australasian journal of animal sciences*, 27(4), 503.
- Zervas, G., & Tsiplakou, E. (2011). The effect of feeding systems on the characteristics of products from small ruminants. *Small Ruminant Research*, 101(1-3), 140-149.
- Zouari N., Fakhfakh N., Zouari S., Bougatef A., Karray A., Neffati M. & Ayadi M.A. (2011). Chemical composition. angiotensin I-converting enzyme inhibitory. antioxidant and antimicrobial activities of essential oil of Tunisian *Thymus algeriensis* Boiss. et Reut.(Lamiaceae). *Food and Bioproducts Processing*, 89(4), 257-265.

Annexes

Annexe I.

Chapitre 2

Questionnaire de l'enquête

Université Frères Mentouri Constantine 1
Institut de la Nutrition, de l'Alimentation et des Technologies Agro-Alimentaires (INATAA)
Département de Biotechnologie

Enquête sur l'étude du comportement alimentaire des chèvres dans la région de Biskra

Questionnaire N° :.....

Date de l'enquête :.....

Veillez mettre une croix dans la ou (les) case(s) correspondante(s) ou répondre à la question.

Volet 1. Identification et renseignements personnels

1. Sexe : masculin féminin

2. Age : [20-30] [31-40] [41-50] [51-60] >60

3. Résidence : Wilaya Daïra Commune..... Lieu-
dit

4. Etage bioclimatique : Saharien Aride Semi-aride Sub-humide

5. Niveau d'instruction : illettré ayant étudié dans une école coranique primaire
moyenne secondaire supérieure

6. Profession :.....

7. Etes vous agriculteur ou d'une famille pratiquant l'agriculture ? Oui Non

8. Vous connaissez la viande de bonne qualité ? Oui Non

9. Si oui, par quels critères ?

.....

10. Vous pourriez facilement connaître l'origine de la viande (chèvre, brebis, vache, etc.) ? Oui
Non

11. Si oui sur quels critères vous vous basez ?

.....

.....

12. Quelles sont les principales caractéristiques de la viande de chèvre (tendreté, couleur, odeur, arôme,
etc.)

.....

.....

13. La production de la viande dépend : du type de fourrage consommé de la saison de l'âge
de l'état de santé Autres
précisez.....

14. La Qualité de la viande change en fonction : du type de fourrage consommé de la saison de l'âge
de l'état de santé Autres
précisez.....

15. Est-ce que vous connaissez les plantes aromatiques sauvages que la chèvre consomme pendant le
pâturage ? Oui Non

16. Si oui citez ces plantes par ordre d'importance :

.....

17. Est-ce que vous avez déjà consommé la viande de chèvre ? Oui Non

18. Si oui, vous la consommez sous quelles formes ?

Grillée fritee à la vapeur en sauce Autres

Précisez.....

19. Est-ce que vous préférez la viande provenant des chèvres consommant des plantes aromatiques ou n'importe quels fourrages ? Oui Non

20. Si oui, pourquoi ?

.....

Volet 2. Renseignements sur l'élevage des chèvres

1. Est ce que vous élevez des chèvres ? Oui Non

2. Quel est le nombre de tête caprine :.....

3. Sont elles de la même race ?

4. Citer ces races par ordre de dominance

?

5. Donner les principales caractéristiques des principales races ?

Race1 :

Appellation locale :

Age moyen des chèvres:.....

Adaptation au climat : Très difficile difficile moyenne facile très facile

Adaptation au type d'alimentation : Très difficile difficile moyenne facile très facile

Chez cette race, la production de la viande est: très faible faible moyenne satisfaisante
 très satisfaisante

La qualité de sa viande : très faible faible moyenne satisfaisante très satisfaisante

Remarques à ajouter :

.....

Race3 :

Appellation locale :

Age moyen des chèvres:.....

Adaptation au climat : Très difficile difficile moyenne facile très facile

Adaptation au type d'alimentation : Très difficile difficile moyenne facile très facile

Chez cette race, la production de la viande est: très faible faible moyenne satisfaisante
 très satisfaisante

La qualité de sa viande : très faible faible moyenne satisfaisante très satisfaisante

Remarques à ajouter :

.....
.....
.....

Race3 :

Appellation locale :

Age moyen des chèvres:.....

Adaptation au climat : Très difficile difficile moyenne facile très facile

Adaptation au type d'alimentation : Très difficile difficile moyenne facile très facile

Chez cette race, la production de la viande est: très faible faible moyenne satisfaisante

très satisfaisante

La qualité de sa viande : très faible faible moyenne satisfaisante très satisfaisante

Remarques à ajouter :

.....
.....
.....

Annexe II.

Chapitre 3

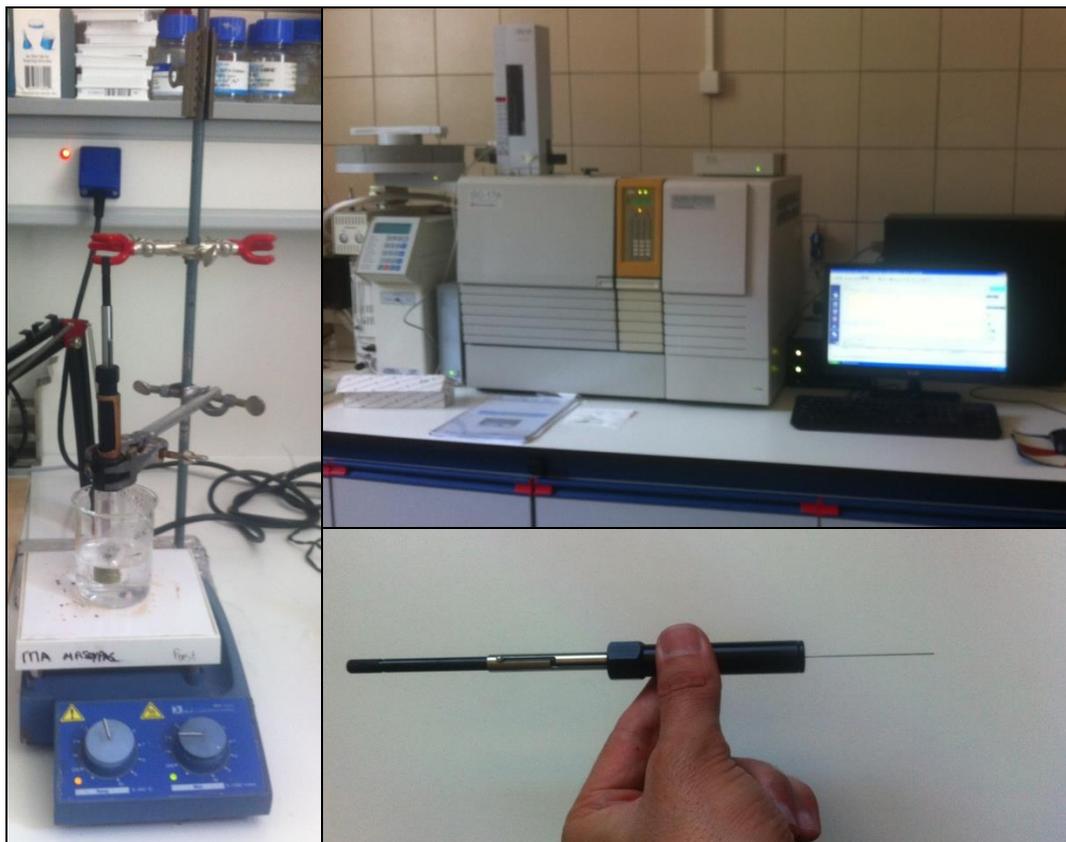


Figure 40. (A) : Diapositive de déroulement de la micro-extraction en phase solide des composés organiques volatils ; (B) : GC-MS « SHIMADZU GC17A/GC MS – QP 5050 » et (C): l'aiguille du support manuel de HS-SPME menu d'une fibre de type «CAB/PDMS,75 μm ».

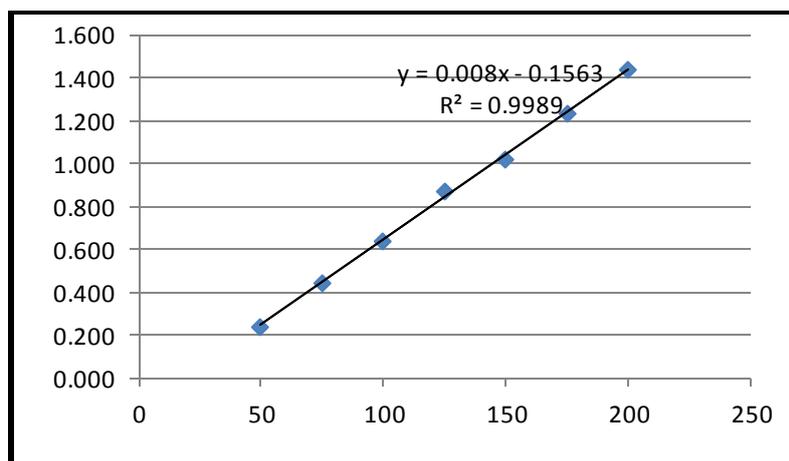


Figure 41. Courbe d'étalonnage d'acide gallique.

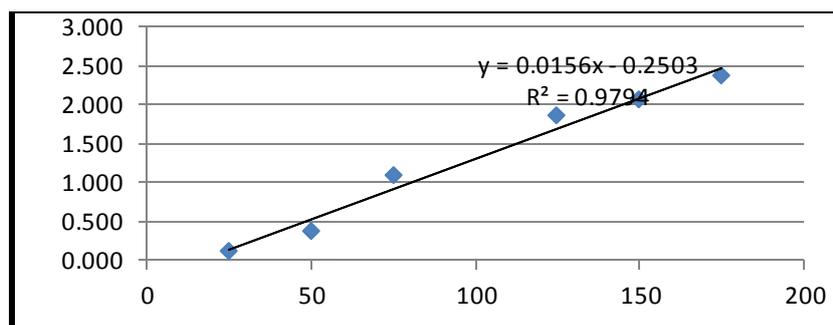


Figure 42. Courbe d'étalonnage de Quercétine.

Tableau 10. Analyse de la variance entre les teneurs des composés organiques volatils de chaque famille chimique des plantes étudiées.

Familles des COV	Variables	DF	SS	MS	F	P
Monoterpènes	Espèces	5	89.83	17.97	1.12	0.359
	Erreur	72	1157.45	16.08		
Sesquiterpènes	Espèces	5	80.92	16.18	2.98	0.013
	Erreur	162	878.94	5.43		
Cétones monoterpéniques	Espèces	5	252.80	50.56	2.04	0.097
	Erreur	36	894.39	24.84		
Oxolanes	Espèces	5	15.15	3.03	1.13	0.358
	Erreur	48	128.76	2.68		
Alcools monoterpéniques	Espèces	5	13.87	2.77	2.29	0.071
	Erreur	30	36.41	1.21		
Alcools sesquiterpéniques	Espèces	5	70.41	14.08	3.66	0.018
	Erreur	18	69.25	3.85		
Monoterpénoïdes phénolique	Espèces	5	0.16	0.03	16.54	0.002
	Erreur	6	0.01	0.00		
Cétones	Espèces	5	12.38	2.48	4.78	0.001
	Erreur	48	24.85	0.52		
Aldéhydes	Espèces	5	1.27	0.25	0.55	0.738
	Erreur	18	8.36	0.46		
Esters	Espèces	5	0.25	0.05	0.80	0.586
	Erreur	6	0.38	0.06		
acides carboxyliques	Espèces	5	2.63	0.53	0.27	0.914
	Erreur	6	11.70	1.95		
Alcools	Espèces	5	3.27	0.65	0.81	0.584
	Erreur	6	4.87	0.81		
alkadiynes cycliques	Espèces	5	4.50	0.90	0.94	0.517
	Erreur	6	5.74	0.96		

(DF: degrés de liberté, SS: somme carrés, MS: moyens carrés, F: F-statistiques, P: P-valeur)

Tableau 12. Analyse de la variance de polyphénols totaux (PT).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	5	7305,85	1461,17	2953,10	< 0.0001
Erreur	12	5,94	0,49		
Total corrigé	17	7311,79			

Tableau 13. Analyse de Tukey (HSD) entre les PAM en teneur moyenne en polyphénols
Totaux (intervalle de confiance à 95%).

Contraste	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Pr > Diff	Significatif
T. algeriensis vs J. phoenicea	55,75	97,07	3,36	< 0.0001	Oui
T. algeriensis vs T. polium	49,08	85,46	3,36	< 0.0001	Oui
T. algeriensis vs A. herba-alba	24,13	42,01	3,36	< 0.0001	Oui
T. algeriensis vs A. campestris	22,83	39,76	3,36	< 0.0001	Oui
T. algeriensis vs R. officinalis	7,83	13,64	3,36	< 0.0001	Oui
R. officinalis vs J. phoenicea	47,92	83,43	3,36	< 0.0001	Oui
R. officinalis vs T. polium	41,25	71,82	3,36	< 0.0001	Oui
R. officinalis vs A. herba-alba	16,29	28,37	3,36	< 0.0001	Oui
R. officinalis vs A. campestris	15,00	26,12	3,36	< 0.0001	Oui
A. campestris vs J. phoenicea	32,92	57,31	3,36	< 0.0001	Oui
A. campestris vs T. polium	26,25	45,71	3,36	< 0.0001	Oui
A. campestris vs A. herba-alba	1,29	2,25	3,36	0,29	Non
A. herba-alba vs J. phoenicea	31,63	55,06	3,36	< 0.0001	Oui
A. herba-alba vs T. polium	24,96	43,46	3,36	< 0.0001	Oui
T. polium vs J. phoenicea	6,67	11,61	3,36	< 0.0001	Oui
<i>Valeur critique du d de Tukey :</i>			4,75		

Tableau 14. Analyse de la variance de flavonoïdes totaux (FT).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	5	73,80	14,76	42,08	< 0.0001
Erreur	12	4,21	0,35		
Total corrigé	17	78,01			

Tableau 15. Analyse de Tukey (HSD) entre les PAM en teneur moyenne en Flavonoïdes
Totaux (intervalle de confiance à 95%).

Contraste	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Pr > Diff	Significatif
T. algeriensis vs J. phoenicea	6,60	13,66	3,36	< 0.0001	Oui
T. algeriensis vs T. polium	4,11	8,51	3,36	< 0.0001	Oui
T. algeriensis vs A. herba-alba	3,31	6,85	3,36	0,00	Oui
T. algeriensis vs A. campestris	2,56	5,29	3,36	0,00	Oui
T. algeriensis vs R. officinalis	1,94	4,01	3,36	0,02	Oui
R. officinalis vs J. phoenicea	4,67	9,65	3,36	< 0.0001	Oui
R. officinalis vs T. polium	2,18	4,50	3,36	0,01	Oui
R. officinalis vs A. herba-alba	1,38	2,85	3,36	0,12	Non
R. officinalis vs A. campestris	0,62	1,29	3,36	0,79	Non
A. campestris vs J. phoenicea	4,04	8,36	3,36	< 0.0001	Oui
A. campestris vs T. polium	1,55	3,21	3,36	0,06	Non
A. campestris vs A. herba-alba	0,75	1,56	3,36	0,64	Non
A. herba-alba vs J. phoenicea	3,29	6,80	3,36	0,00	Oui
A. herba-alba vs T. polium	0,80	1,65	3,36	0,58	Non
T. polium vs J. phoenicea	2,49	5,15	3,36	0,00	Oui
<i>Valeur critique du d de Tukey :</i>			4,75		

Tableau 16. Analyse de la variance de DPPH (IC50 µg/ml).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	6	22648,25	3774,71	3551,73	< 0.0001
Erreur	14	14,88	1,06		
Total corrigé	20	22663,13			

Tableau 17. Analyse de Tukey (HSD) entre les PAM en teneur moyenne en DPPH (IC50 µg/ml) (intervalle de confiance à 95%).

Contraste	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Pr > Diff	Significatif
T. algeriensis vs J. phoenicea	94,63	112,42	3,41	< 0.0001	Oui
T. algeriensis vs T. polium	14,45	17,17	3,41	< 0.0001	Oui
T. algeriensis vs A. herba-alba	2,77	3,30	3,41	0,06	Non
T. algeriensis vs A. campestris	2,95	3,50	3,41	0,04	Oui
T. algeriensis vs R. officinalis	1,09	1,30	3,41	0,84	Non
R. officinalis vs J. phoenicea	93,54	111,12	3,41	< 0.0001	Oui
R. officinalis vs T. polium	13,36	15,87	3,41	< 0.0001	Oui
R. officinalis vs A. herba-alba	1,68	2,00	3,41	0,46	Non
R. officinalis vs A. campestris	1,85	2,20	3,41	0,35	Non
A. campestris vs J. phoenicea	91,68	108,92	3,41	< 0.0001	Oui
A. campestris vs T. polium	11,50	13,66	3,41	< 0.0001	Oui
A. campestris vs A. herba-alba	0,17	0,21	3,41	1,00	Non
A. herba-alba vs J. phoenicea	91,86	109,13	3,41	< 0.0001	Oui
A. herba-alba vs T. polium	11,67	13,87	3,41	< 0.0001	Oui
T. polium vs J. phoenicea	80,18	95,26	3,41	< 0.0001	Oui
Valeur critique du d de Tukey :			4,83		

Tableau 18. Analyse de la variance de ABTS (IC50 µg/ml).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	6	24478,93	4079,82	1651,94	< 0.0001
Erreur	14	34,58	2,47		
Total corrigé	20	24513,50			

Tableau 19. Analyse de Tukey (HSD) entre les PAM en teneur moyenne en ABTS (IC50 $\mu\text{g/ml}$) (intervalle de confiance à 95%).

Contraste	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Pr > Diff	Significatif
T. algeriensis vs J. phoenicea	99,28	77,37	3,41	< 0.0001	Oui
T. algeriensis vs T. polium	17,23	13,42	3,41	< 0.0001	Oui
T. algeriensis vs A. herba-alba	12,39	9,65	3,41	< 0.0001	Oui
T. algeriensis vs A. campestris	8,18	6,38	3,41	0,00	Oui
T. algeriensis vs R. officinalis	2,30	1,79	3,41	0,57	Non
R. officinalis vs J. phoenicea	96,98	75,58	3,41	< 0.0001	Oui
R. officinalis vs T. polium	82,05	63,94	3,41	< 0.0001	Oui
R. officinalis vs A. herba-alba	10,09	7,86	3,41	< 0.0001	Oui
R. officinalis vs A. campestris	5,88	4,58	3,41	0,01	Oui
A. campestris vs J. phoenicea	91,09	70,99	3,41	< 0.0001	Oui
A. campestris vs T. polium	9,04	7,05	3,41	0,00	Oui
A. campestris vs A. herba-alba	4,21	3,28	3,41	0,06	Non
A. herba-alba vs J. phoenicea	86,89	67,71	3,41	< 0.0001	Oui
A. herba-alba vs T. polium	4,84	3,77	3,41	0,03	Oui
T. polium vs J. phoenicea	82,05	63,94	3,41	< 0.0001	Oui
Valeur critique du d de Tukey :			4,83		

Tableau 20. Analyse de la variance de CUPRAC (A0.50 $\mu\text{g/ml}$).

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	Pr > F
Modèle	6	26816,74	4469,46	1811,31	< 0.0001
Erreur	14	34,55	2,47		
Total corrigé	20	26851,28			

Tableau 21. Analyse de Tukey (HSD) entre les PAM en teneur moyenne en CUPRAC (A0.50 $\mu\text{g/ml}$) (intervalle de confiance à 95%).

Contraste	Différence	Différence standardisée	Valeur critique	Pr > Diff	Significatif
T. algeriensis vs J. phoenicea	104,02	81,10	3,41	< 0.0001	Oui
T. algeriensis vs T. polium	8,94	6,97	3,41	0,00	Oui
T. algeriensis vs A. herba-alba	8,31	6,48	3,41	0,00	Oui
T. algeriensis vs A. campestris	7,40	5,77	3,41	0,00	Oui
T. algeriensis vs R. officinalis	5,26	4,10	3,41	0,01	Oui
R. officinalis vs J. phoenicea	98,76	77,00	3,41	< 0.0001	Oui
R. officinalis vs T. polium	3,67	2,87	3,41	0,13	Non
R. officinalis vs A. herba-alba	3,05	2,38	3,41	0,28	Non
R. officinalis vs A. campestris	2,14	1,66	3,41	0,65	Non
A. campestris vs J. phoenicea	96,62	75,33	3,41	< 0.0001	Oui
A. campestris vs T. polium	1,54	1,20	3,41	0,88	Non
A. campestris vs A. herba-alba	0,91	0,71	3,41	0,99	Non
A. herba-alba vs J. phoenicea	95,71	74,62	3,41	< 0.0001	Oui
A. herba-alba vs T. polium	0,63	0,49	3,41	1,00	Non
T. polium vs J. phoenicea	95,08	74,13	3,41	< 0.0001	Oui
Valeur critique du d de Tukey :			4,83		

Annexe III.

Chapitre 3

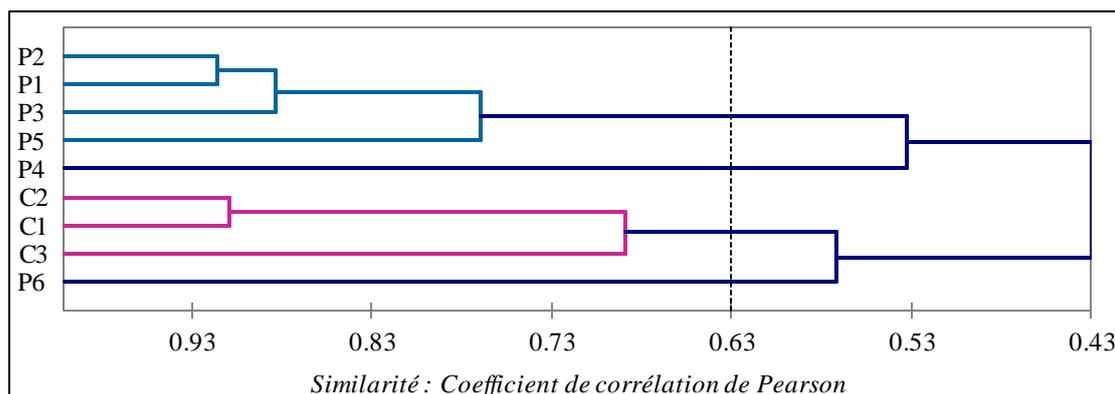


Figure 61. Dendrogramme des teneurs en composés organiques volatils des COV dans les viandes selon le type du régime.

P₁, P₂, P₃, P₄, P₅ et P₆ : chèvres de régime de pâturage. C₁, C₂, C₃ : chèvres de régime de concentré.

Tableau 24. Analyses de la variance à un seul critère de classification (One-way ANOVA) testant la variation des pourcentages des composés organique volatiles par famille chimique dans les viandes selon le type du régime alimentaire des chèvres dans la région de Biskra.

Familles des COV	Variables	DDL	SCE	CM	F	P
Acides carboxyliques	Régime	1	8.02	8.02	1.83	0.195
	Erreur	16	70.13	4.38		
Alcènes aromatique	Régime	1	50.60	50.62	0.75	0.417
	Erreur	7	475.30	67.90		
Alcools acényliques	Régime	1	4.17	4.17	7.15	0.032
	Erreur	7	4.08	0.58		
Aldéhydes	Régime	1	27.30	27.32	4.10	0.048
	Erreur	52	346.80	6.67		
Alkyles aromatiques	Régime	1	12.91	12.91	10.67	0.005
	Erreur	16	19.36	1.21		
Cétones	Régime	1	0.00	0.00	0.00	0.978
	Erreur	16	34.92	2.18		
Dérivées de benzène	Régime	1	0.04	0.04	0.06	0.817
	Erreur	7	5.02	0.72		
Esters méthyliques d'acides gras	Régime	1	4.33	4.33	1.09	0.332
	Erreur	7	27.89	3.99		
Esters monoterpéniques	Régime	1	3.68	3.68	11.22	0.004
	Erreur	16	5.24	0.33		
Ether	Régime	1	1.67	1.67	1.18	0.314
	Erreur	7	9.94	1.42		
Monoterpénoïdes phénoliques	Régime	1	0.03	0.03	0.07	0.794
	Erreur	16	7.46	0.47		
Oxanes	Régime	1	0.00	0.00	0.00	0.978
	Erreur	43	109.20	2.54		
Phénols allyliques	Régime	1	3.00	3.00	3.46	0.105
	Erreur	7	6.08	0.87		
Monoterpènes	Régime	1	26.10	26.15	0.61	0.436
	Erreur	61	2596	42.56		
Alcools	Régime	1	33.70	33.70	1.85	0.177
	Erreur	88	1601.40	18.20		

(DDL: degrés de liberté, SCE: somme des carrés des écarts, CM: moyens carrés, F: F-statistiques, P: P-valeur)

Tableau 25. Analyses de la variance à un seul critère de classification (One-way ANOVA) testant la variation des pourcentages des composés organique volatiles dans les viandes selon le type du régime alimentaire des chèvres dans la région de Biskra.

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	P
Modèle	1	0.00	0.00	0.00	1.000
Erreur	394	5938	15.07		

Tableau 26. Analyses de la variance des modèles linéaires généralisés (GLM binomial) testant la variation des occurrences des COV par famille chimique dans les viandes selon le type du régime alimentaire des chèvres dans la région de Biskra.

Familles des COV	Variables	DDL	SCE	CM	F	P
Acides carboxyliques	Régime	1	0.00	0.00	0.49	0.496
	Erreur	16	0.00	0.00		
Alcènes aromatique	Régime	1	0.22	0.22	1.17	0.316
	Erreur	7	1.33	0.19		
Alcools acényliques	Régime	1	2.00	2.00	2.1E+32	<0.001
	Erreur	7	0.00	0.00		
Aldéhydes	Régime	1	0.04	0.04	0.22	0.640
	Erreur	52	8.72	0.17		
Alkyles aromatiques	Régime	1	2.78	2.78	26.67	<0.001
	Erreur	16	1.67	0.10		
Cétones	Régime	1	1.00	1.00	10.67	0.005
	Erreur	16	1.50	0.09		
Dérivées de benzène	Régime	1	0.00	0.00	0.47	0.516
	Erreur	7	0.00	0.00		
Esters méthyliques d'acides gras	Régime	1	0.00	0.00	0.47	0.516
	Erreur	7	0.00	0.00		
Esters monoterpéniques	Régime	1	4.00	4.00	2.1E+32	<0.001
	Erreur	16	0.00	0.00		
Ether	Régime	1	1.39	1.39	11.67	0.011
	Erreur	7	0.83	0.12		
Monoterpénoïdes phénoliques	Régime	1	0.03	0.03	0.10	0.755
	Erreur	16	4.42	0.28		
Oxanes	Régime	1	0.90	0.90	6.14	0.017
	Erreur	7	6.30	0.15		
Phénols allyliques	Régime	1	2.00	2.00	2.1E+32	<0.001
	Erreur	7	0.00	0.00		
Monoterpènes	Régime	1	3.50	3.50	26.93	<0.001
	Erreur	61	7.93	0.13		
Alcools	Régime	1	0.14	0.14	0.74	0.392
	Erreur	88	16.48	0.19		

(DDL: degrés de liberté, SCE: somme des carrés des écarts, CM: moyens carrés, F: F-statistiques, P: P-valeur)

Tableau 27. Analyses de la variance des modèles linéaires généralisés (GLM binomial) testant la variation des occurrences des COV dans les viandes selon le type du régime alimentaire des chèvres dans la région de Biskra.

Source	DDL	Somme des carrés	Moyenne des carrés	F	P
Modèle	1	8.28	8.28	49.48	0.000
Erreur	394	65.97	0.17		

Annexe IV.

Production scientifique

Provided for non-commercial research and education use.
Not for reproduction, distribution or commercial use.



(This is a sample cover image for this issue. The actual cover is not yet available at this time.)

This is an open access article which appeared in a journal published by Elsevier. This article is free for everyone to access, download and read.

Any restrictions on use, including any restrictions on further reproduction and distribution, selling or licensing copies, or posting to personal, institutional or third party websites are defined by the user license specified on the article.

For more information regarding Elsevier's open access licenses please visit:

<http://www.elsevier.com/openaccesslicenses>



Contents lists available at ScienceDirect

NFS Journal

journal homepage: www.elsevier.com/locate/nfs

Original article

Characterization of volatile organic compounds from six aromatic and medicinal plant species growing wild in North African drylands

Nassim Zouaoui^{a,b}, Haroun Chenchouni^{c,d,*}, Ali Bouguerra^b, Theofilos Massouras^e, Malika Barkat^b

^a Department of Applied Biology, Faculty of Exact Sciences and Natural and Life Sciences, University of Tebessa, 12002 Tebessa, Algeria

^b BIOQUAL, INATAA, University of Constantine 1, 25000 Ain El Bey, Constantine, Algeria

^c Department of Natural and Life Sciences, Faculty of Exact Sciences and Natural and Life Sciences, University of Tebessa, 12002 Tebessa, Algeria

^d Laboratory of Natural Resources and Management of Sensitive Environments 'RNAMS', University of Oum-El-Bouaghi, 04000 Oum-El-Bouaghi, Algeria

^e Department of Food Science and Human Nutrition, Laboratory of Dairy Science and Technology, Agricultural University of Athens, Ieraodos 75, 11855 Athens, Greece

ARTICLE INFO

Keywords:

Volatile organic compounds
Medicinal plants
Aromatic plants
Secondary metabolites
Arid regions
HS-SPME
GC-MS
Artemisia campestris
Artemisia herba-alba
Juniperus phoenicea
Teucrium polium
Rosmarinus officinalis
Thymus algeriensis

ABSTRACT

Aromatic and medicinal plants are large producers of secondary metabolites. Drylands of North Africa are characterized by high species richness of aromatic and medicinal plants which are still used by local populations in traditional medicine and culinary. The study aimed at characterizing the volatile organic compounds (VOC) of six wild plant species (*Thymus algeriensis* L., *Artemisia campestris* L., *Juniperus phoenicea* L., *Teucrium polium* L., *Artemisia herba-alba* Asso. and *Rosmarinus officinalis* L.) growing in arid regions of Algeria. This survey compared VOC composition between plants through the analysis of quantitative and qualitative similarity in order to detect the species that have more VOC, and also uncover the dominant VOC of each species for subsequent potential use in various fields such as the industry of food, cosmetics, therapeutics, etc. The micro-extraction of VOC was carried out using headspace-solid phase microextraction (HS-SPME) method whereas Gas chromatography–mass spectrometry (GC-MS) identified a total of 91 VOC: 39 VOC were identified in *T. algeriensis* (with dominance of β -myrcene = 13.78%, camphor = 12.29%, linalyl acetate = 9.11%); 37 VOC in *A. campestris* (β -farnesene = 14.17%, β -myrcene = 13.84%); 50 VOC in *J. phoenicea* (α -pinene = 27.18%); 42 VOC in *T. polium* (α -guaiene = 11.33%, trans-caryophyllene = 9.49%, γ -elemene = 9.25%), 45 VOC in *R. officinalis* (camphor = 17.46%, trans-caryophyllene = 14.83%); and 41 in *A. herba-alba* (α -thujone = 24.59%, β -thujone = 13.73%). The analysis of similarity revealed three different groups of species: the first group comprised *T. algeriensis*, *R. officinalis*, *J. phoenicea* and *A. campestris*, the second and third groups included one species, *T. polium* and *A. herba-alba*, respectively. VOC composition in *A. herba-alba* largely differed of other species. The screened species presented high VOC diversity, which indicates that ecological conditions of drylands incite plants to produce secondary metabolites that can be exploited for various purposes.

1. Introduction

Africa is a real sanctuary of natural and genetic resources among which a wide variety of medicinal and aromatic plants thrive in arid and semi-arid regions [27,51]. North Africa, including Algeria, is recognized for its wide varietal diversity in medicinal and aromatic plants, especially in the semi-arid, arid and Saharan regions [12,41]. For millennia, medicinal and aromatic plants have been the basis of traditional medicine worldwide [1,21,24,29]. Because of their richness in natural bioactive molecules [7,56], medicinal and aromatic plants

are currently used extensively in herbal medicine and other sectors such as agri-food and cosmetics industry. They are proven to play a key role in the prevention and treatment of several diseases such as cancer [36,43], inflammatory diseases [46], diabetes [8], atherosclerosis [6], and cardiovascular diseases [29,52]. These plants are also used as spices and condiments to enhance the flavor and organoleptic properties of many types of foods. They are also considered stabilizing agents because of their conservative effects related to their multiple antioxidant and antimicrobial activities [19,47,48,54].

Plant bioactive compounds are produced as secondary metabolites

* Corresponding author at: Department of Natural and Life Sciences, Faculty of Exact Sciences and Natural and Life Sciences, University of Tebessa, 12002 Tebessa, Algeria

E-mail addresses: zounassim@yahoo.fr (N. Zouaoui), chenchouni@gmail.com (H. Chenchouni), ali.bouguerra@umc.edu.dz (A. Bouguerra), theomas@aua.gr (T. Massouras), barkat.inataa@yahoo.fr (M. Barkat).

<https://doi.org/10.1016/j.nfs.2019.12.001>

Received 17 September 2019; Received in revised form 14 December 2019; Accepted 17 December 2019

Available online 18 December 2019

2352-3646/ © 2019 The Authors. Published by Elsevier GmbH on behalf of Society of Nutrition and Food Science e.V. This is an open access article under the CC BY-NC-ND license (<http://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/4.0/>).

that play a major role in plant adaptations to environmental changes [7]. Plants have an almost unlimited capacity to synthesize these metabolites. Triggered by biotic or abiotic stresses, plants adopt these defensive mechanisms through the regulation of accumulation or biogenesis of secondary metabolites [32, 60]. The latter are characterized by large chemical diversity where each plant has its own characteristic set of secondary metabolites [37]. Some metabolites are volatile, and chemically these are relatively simple compounds with low molecular weight and high vapor pressure. Therefore, they occur in relatively high concentration in the gas phase. Different groups of chemical compounds such as terpenes, alcohols, aldehydes, ketones, esters and heterocyclic compounds are normally found in volatile organic compounds 'VOC' [17].

In this context, the present study focused on the identification and semi-quantification of VOC in six aromatic and medicinal plant species growing wild under hot arid climatic conditions at Biskra region in northeastern Algeria. The study seeks to compare the quantitative and qualitative composition of VOC and chemical families between these species, then to determine the characteristic compounds/chemical families of each plant species. The study aims also at analyzing the qualitative and quantitative similarities between species in order to group them according to the homogeneity of the common volatile compounds.

2. Materials and methods

2.1. Plant material

The plant material analyzed was the aerial parts including tender, woody and hard stems, leaves, flowers and fruits (if existing) of six aromatic and medicinal plant species namely: *Thymus algeriensis* L., *Artemisia campestris* L., *Juniperus phoenicea* L., *Teucrium polium* L., *Artemisia herba-alba* Asso. and *Rosmarinus officinalis* L. Samples were harvested during the period April–May 2016, which coincides with the flowering stage and high vegetative growth. All samples were collected from the Biskra region, precisely the region of Djemorah (latitude: 35°04'27"N, longitude: 05°53'00"E, elevation: 600–900 m a.s.l.) in northeastern Algeria. The region is characterized by a hot arid climate (De Martonne aridity index = 9), where the dry season lasts eight months a year (Fig. 1) and annual precipitation is < 250 mm which is much lower than the potential evapotranspiration that exceeds 1200 mm/year [34].

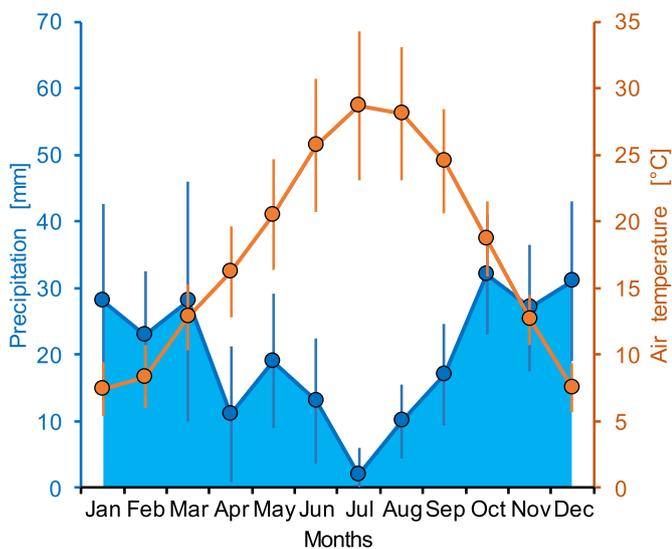


Fig. 1. Omrothermic diagrams of Gaussen and Bagnouls applied for long-term meteorological data of the region of Djemorah in Biskra (Algeria). Monthly averages (colored circles) are associated with \pm standard errors (vertical bars).

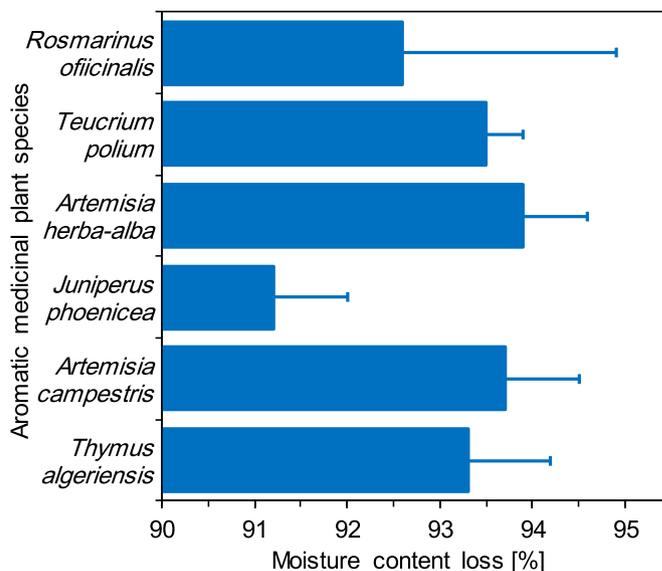


Fig. 2. Averages \pm standard deviations (bars) of weight loss values (i.e. moisture content, %) of plant materials after shade drying at room temperature (~ 20 °C). One-way ANOVA showed no significant difference between species ($F = 1.529$, $P = .308$).

The collected plant materials were dried at room temperature in the shade and away of direct sunlight to prevent photo-oxidation. Drying lasted until the moisture stabilized in all samples; where plant samples of each species were weighted before and after drying. The moisture content lost after shade drying varied slightly between species, with minimum recorded in *J. phoenicea* ($91.2 \pm 0.8\%$) and maximum in *A. herba-alba* ($93.9 \pm 0.7\%$) (Fig. 2). Plant samples prepared for the analysis of VOC included a grinded mixture of all the aerial parts of each species. The six above-mentioned plant species were selected based on the results of a botanical survey carried out in the arid regions of Biskra and which aimed at determining the most abundant and consumed aromatic and medicinal plants by goats in this region.

2.2. HS-SPME and GC-MS analysis

We employed the HS-SPME and GC-MS analytical method described by Benyelles et al. [13] with a minor modification. Plant samples were crushed to a fine powder using a FOSS electric grinder before undergoing solid phase micro-extraction (HS-SPME). The HS-SPME device has a carboxen/polydimethylsiloxane fiber-type (CAB/PDMS, 75 μm) for extracting VOC from plants. A 1 g-sample of each plant was placed in a 22 mL tube equipped with a silicone septum. The latter was then immersed in a water bath at 70 °C with magnetic stirring bar. After 30 min of sample conditioning and equilibration with the headspace of HS-SPME, the fiber was exposed to the free space of the sample for an extraction time of 30 min. After extraction, the manual support needle of HS-SPME was inserted directly into a gas chromatographic injection port coupled to mass spectrometry (GC-MS) for the desorption of VOC and the fiber was directly exposed to the hot injector at 250 °C for three minutes. The desorption was carried out in splitless mode.

The identification of VOC was performed using mass coupled gas chromatography (SHIMADZU GC17A/GC MS-QP 5050). The column used is an HP-INNOWAX capillary column (60 m \times 0.25 mm \times 0.25 μm) traversed by a stream of helium fixed at a linear speed of 0.9 mL/min. The working conditions are: injector temperature = 250 °C, interface temperature = 230 °C, column temperature was maintained at 40 °C for 5 min and then increased to 250 °C at a rate of 3 °C/min. The mass spectrometer was run at an ionization energy of 70 eV and the spectra were recorded in the range of $m/z = 33\text{--}350$ in scan mode. VOC were identified by comparing their

mass spectra with data from the integrated Wiley 7 and NIST 08 library [35]. Thus, the concentration of individual VOC was semi-quantified based on the peak area obtained by HS-SPME in GC–MS chromatograms.

2.3. Statistical analysis

The variation of VOC contents between study plant species was tested for each VOC chemical family separately using one-way analysis of variance (ANOVA). Using data of individual VOC per plant (Supplementary Table 1), compositional relationships between plant species were investigated using Pearson correlation tests. Then, study plants were clustered into homogenous groups (based on their VOC compositions) using an agglomerative hierarchical clustering (AHC) performed upon the matrix of Pearson's correlations with 'unweighted pair-group average' as agglomeration method. Correlations were computed and visualized using the R package {corrplot} [55]. The analysis of similarity of VOC between plant species was carried out qualitatively (i.e. presence/absence of VOC) using Jaccard and Sørensen indices and quantitatively (i.e. actual VOC contents) using Morisita-Horn and Bray-Curtis indices [16]. Venn diagram was used to plot common and species-specific VOC of each plant species [26]. Finally, a correspondence analysis (CA) was performed based on a contingency table including individual VOC contents and plants studied in order to distinguish VOC that characterize each plant species. VOC present at trace concentrations (< 0.01%) were excluded from analyses.

3. Results

3.1. Characterization of the VOC of studied species

The chromatographic analysis of six aromatic and medicinal species allowed the identification and semi-quantification of a total of 91 VOC (Table 1). *T. algeriensis* contains 39 VOC, while 37 VOC were identified in *A. campestris*, 50 VOC in *J. phoenicea*, 42 VOC in *T. polium*, 35 VOC in *R. officinalis* and 41 VOC in *A. herba-alba*. Sesquiterpenes were the major VOC for the species: *A. campestris*, *T. polium* and *R. officinalis*; of which the higher percentage was observed in *A. campestris* with 52.83% while the lower percentage was recorded in *A. herba-alba* with 5.73%. Concerning the species *J. phoenicea*, *A. campestris*, *T. algeriensis* and *R. officinalis*, monoterpenes constituted the majority compounds with percentages varying between 31.57% and 39.38%. The lowest level of monoterpenes was observed in *T. polium* and *A. herba-alba* with 5.94% and 4.83%, respectively. Monoterpene ketones were the dominant compounds in *A. herba-alba* at 52.11% while the lowest level was observed in *A. campestris* and *J. phoenicea* with 0.26% and 6.43%, respectively.

With regard to sesquiterpene ketones, sesquiterpene alcohols, phenylpropenes, monoterpene esters, monoterpene alcohols, monoterpene oxides, ketones, cyclic alkadiynes, carboxylic acids, aldehydes and alcohols, they were either represented in small quantities in some species or absent in others. These compounds occurred in relatively considerable percentages in some species such as sesquiterpene alcohols in *T. polium* (11.36%), monoterpene esters in *T. algeriensis* (13.9%), ketones in *A. herba-alba* (11.46%), and monoterpene alcohols in *A. campestris*, *J. phoenicea* and *T. algeriensis* with 12.21%, 11.83% and 9.34%, respectively (Fig. 3).

The distribution of shared and species-specific VOC is shown in Fig. 4. Most of shared VOC were observed between *A. campestris*, *T. algeriensis*, *R. officinalis*, and *J. phoenicea*. Whereas the largest number of species-specific VOC were found in *A. herba-alba*, *J. phoenicea* and *T. polium* with 9, 9, and 8 VOC, respectively.

3.2. Variation of VOC between plant species

A significant difference was observed between the species screened

for the percentages of VOC belonging to the families of sesquiterpenes ($F_{(5,162)} = 2.98$, $P = .013$), sesquiterpene alcohols ($F_{(5,18)} = 3.66$, $P = .018$), phenolic monoterpenoids ($F_{(5,6)} = 16.54$, $P = .002$) and ketones ($F_{(5,48)} = 4.78$, $P = .001$) (Table 2). On the other hand, no significant variation was found ($P > .05$) between plant species for the percentages of VOC belonging to the chemical families of monoterpenes, monoterpene ketones, oxolanes, monoterpene alcohols, aldehydes, esters, carboxylic acids, alcohols, and cyclic alkadiynes.

3.3. Similarity of VOC between species

According to values of Pearson correlation coefficient, the six species screened were grouped into three different groups at a quantitative similarity threshold = 19.11% based on the similarity between their VOC (Fig. 5). The first group includes four species namely: *T. algeriensis*, *R. officinalis*, *J. phoenicea* and *A. campestris*. *T. algeriensis* and *R. officinalis* recorded the highest qualitative and quantitative similarities (Table 3). The second group includes only one species: *T. polium*. While the third group is presented by *A. herba-alba* (Fig. 5). The latter species recorded the lowest levels of both qualitative and quantitative similarities with other species, while *T. algeriensis* showed the highest similarities with others species (Table 3).

3.4. Distributional patterns of characteristic VOC per medicinal species

The application of the factorial correspondence analysis (CA) to the VOC of studied plant species helped to represent 57.5% of inertia on the F1 × F2 symmetrical factorial biplot (Fig. 6). According to the Chi-squared test associated with the CA, there is a very highly significant link for the distribution of VOC contents on the studied species ($\chi^2 = 1271.9$, $DF = 450$, $P < .0001$). The CA determined the VOC characterizing the plant species studied, which were grouped into three different groups: (i) the first group of species (*T. algeriensis*, *R. officinalis*, *J. phoenicea*, and *A. campestris*) is characterized by a multitude of VOC belonging mainly to monoterpenes (compounds 1–3, 5–13), sesquiterpenes (with compounds 14–27, 29, 31–37), monoterpene alcohols (with the compounds 50–56), monoterpene esters (including Linalyl acetate and Bornyl acetate), monoterpene oxides (*p*-Cineole), phenylpropenes (Methyl Eugenol and Eugenol), esters (Hexyl isovalerate, 2-Hexenyl acetate and Geranyl propionate), carboxylic acids (hexanoic acid and acetic acid), aldehydes (cis-4-Decenal and Benzaldehyde), alcohols (2-Pentadecyn-1-ol), cyclic alkadiynes (1,5,9-Cyclododecatriene) and sesquiterpene alcohols (Elemol and α -Bisabolol); (ii) the second group (*T. polium*) is characterized mainly by the VOC belonging to monoterpene ketones (with the compounds 38–41, 47 and 48), sesquiterpene alcohols (compounds 59–62), ketones (2-Propanone and 6-Methyl-5-hepten-2-one), the cyclic alkadiynes (1,8-Cyclopentadecadiene) and the sesquiterpenes (with the compounds 18, 19, 22, 23, 25, 26, 28, 29 and 30); and (iii) third group (*A. herba-alba*) is characterized by VOC belonging to monoterpene ketones (42, 44–46), ketones (73, 75–79) and the compound Davanone (Fig. 6).

4. Discussion

The qualitative and quantitative variability of different VOC in medicinal and aromatic plant species screened in the current study can be related to several factors mainly: genetic pool [21], stage of plant growth [42], the state of plant material (fresh or dry) [9], environmental and geographical conditions including soil composition [49], climatic conditions [31,39] with emphasis on stressful environmental conditions such as drought of arid and semi-arid zones [40], seasonal variations [20], and soils characteristics [33]. In addition, the nutritional elements are vital for the growth of plants [38], in the same way that soil moisture, mineral elements in particular nitrogen play an important role in quantitative and qualitative variation of VOC in plants [15, 58]. Moreover, the qualitative and quantitative composition in

Table 1

Relative quantities (%) and retention time (RT, expressed as average \pm standard deviation) of volatile organic compounds (VOC) identified from six medicinal aromatic plant species collected from the region of Biskra (Algeria). Boldface values indicate dominant VOC of each plant. + : VOC present at trace concentrations (< 0.01%).

Chemical family	Organic volatile compounds	ID	RT [minute]	Study medicinal plants					
				<i>Artemisia campestris</i>	<i>Artemisia herba-alba</i>	<i>Juniperus phoenicea</i>	<i>Rosmarinus officinalis</i>	<i>Teucrium polium</i>	<i>Thymus algeriensis</i>
Monoterpenes	α -Pinene	1	13.85 \pm 0.13	4.63	–	27.18	9.69	0.50	4.65
	Camphene	2	15.91 \pm 0.05	–	0.33	–	9.73	–	4.61
	β -Pinene	3	17.81 \pm 0.11	4.21	–	0.43	5.32	1.93	1.26
	Sabinene	4	18.54 \pm 0.07	–	1.09	–	–	–	0.36
	β -Myrcene	5	20.69 \pm 0.05	13.84	0.36	2.35	1.86	0.29	13.78
	Limonene	6	22.09 \pm 0.04	3.72	–	1.51	2.00	1.29	2.35
	α -Terpinene	7	25.37 \pm 0.01	–	0.28	–	0.79	–	0.20
	γ -Terpinene	8	23.97 \pm 0.03	2.06	0.72	0.33	1.12	–	0.30
	β -Ocimene	9	24.23 \pm 0.03	3.54	–	+	–	–	0.69
	δ -3-carene	10	19.94 \pm 0.00	–	–	4.78	–	–	–
	p-Cymene	11	24.98 \pm 0.02	1.95	1.24	0.88	1.06	0.28	0.59
	α -terpinolene	12	34.21 \pm 0.01	0.91	0.81	1.38	–	1.65	3.34
	1,5,8-p-menthatriene	13	22.84 \pm 0.00	–	–	0.54	–	–	–
Sesquiterpenes	α -Cubebene	14	31.35 \pm 0.03	1.08	–	0.88	0.58	0.54	0.46
	α -Copaene	15	32.63 \pm 0.20	2.19	0.08	0.09	2.43	–	1.07
	α -Bourbonene	16	33.59 \pm 0.00	0.56	–	–	–	–	–
	β -Elemene	17	36.27 \pm 0.10	–	0.33	2.28	–	–	0.86
	β -Farnesene	18	36.76 \pm 0.11	14.17	0.62	4.71	2.31	7.56	5.23
	γ -Cadinene	19	41.51 \pm 0.08	0.88	0.15	0.32	–	1.20	0.62
	δ -Cadinene	20	41.40 \pm 0.08	1.16	0.45	3.26	3.01	2.72	1.68
	Calamenene	21	43.27 \pm 0.05	0.91	–	1.77	0.59	–	0.54
	α -Murolene	22	42.28 \pm 0.03	2.54	–	0.29	0.52	1.54	0.88
	α -Calacorene	23	45.14 \pm 0.03	0.35	–	0.38	0.48	0.73	0.23
	Germacrene D	24	39.89 \pm 0.52	7.29	1.19	3.50	2.82	0.19	0.86
	trans-Caryophyllene	25	37.35 \pm 1.21	1.60	0.42	1.13	14.83	9.49	1.78
	α -Amorphene	26	39.35 \pm 0.28	1.18	–	–	–	0.91	0.71
	α -Humulene	27	40.77 \pm 0.00	+	1.41	–	2.78	–	–
	γ -Elemene	28	32.14 \pm 0.00	2.38	0.75	1.71	–	9.25	–
	Aromadendrene	29	40.18 \pm 0.84	0.88	0.33	–	0.18	1.05	–
	Allo-aromadendrene	30	39.08 \pm 0.00	–	–	–	–	4.34	–
	α -Cedrene	31	43.69 \pm 4.20	7.88	–	1.27	0.32	–	0.72
	α -Farnesene	32	36.74 \pm 5.83	3.60	–	2.15	+	–	–
	α -Longipinene	33	42.09 \pm 0.04	–	–	2.17	2.44	0.98	–
	α -Curcumene	34	41.75 \pm 0.00	4.18	–	–	–	–	–
	δ -Elemene	35	31.75 \pm 0.00	–	–	1.16	–	–	–
	β -Bisabolene	36	04.84 \pm 0.00	–	–	–	4.84	–	–
	Cadalene	37	51.95 \pm 0.00	–	–	0.27	–	–	–
	α -Guaiene	38	36.87 \pm 0.54	0.26	–	–	–	11.33	–
γ -Gurjunene	39	39.21 \pm 0.00	–	–	–	–	1.19	–	
α -Gurjunene	40	40.89 \pm 1.11	–	–	0.11	–	3.36	–	
δ -Guaiene	41	40.51 \pm 0.00	–	–	–	–	4.21	–	
Monoterpenic ketones	α -thujone	42	30.40 \pm 0.25	–	24.59	–	–	–	0.54
	Camphor	43	33.79 \pm 0.13	–	0.44	2.24	17.46	0.72	12.29
	Carvone	44	42.16 \pm 1.91	–	5.05	–	–	–	1.24
	β -thujone	45	31.07 \pm 0.00	–	13.73	–	–	–	–
	Verbenone	46	46.28 \pm 1.57	–	8.3	1.07	–	0.47	+
	Geranyl acetone	47	42.42 \pm 3.07	–	–	3.01	2.69	3.65	1.36
	Pinocarvone	48	35.70 \pm 0.00	–	–	–	–	1.11	–
Oxolanes	Davanone	49	47.35 \pm 0.00	–	2.63	–	–	–	–
	Monoterpenic alcohols	α -Terpineol	50	39.63 \pm 0.02	–	–	4.12	0.77	–
Pinocarveol		51	39.83 \pm 0.05	–	0.25	1.00	–	–	–
β -Citronellol		52	43.48 \pm 2.04	0.39	1.15	6.13	–	0.41	–
Myrtanol		53	43.09 \pm 16.16	0.29	–	–	0.53	–	–
Borneol		54	41.99 \pm 0.00	–	–	–	–	–	3.97
Myrtenol		55	44.35 \pm 0.00	–	–	–	–	2.42	–
trans-carveol		56	42.49 \pm 2.67	–	–	0.14	–	–	0.30
Sabinol		57	38.19 \pm 0.00	–	7.51	–	–	–	–
Sesquiterpenic alcohols	2,6-dimethyl-3, 7-Octadien-2-ol	58	35.40 \pm 0.05	+	2.92	0.82	–	1.15	–
	Spathulenol	59	49.66 \pm 0.03	2.78	0.61	0.99	–	2.82	–
	α -Cadinol	60	50.66 \pm 0.00	–	–	–	–	1.21	–
	β -Eudesmol	61	52.21 \pm 0.04	0.92	–	0.31	–	0.59	0.28
	Farnesol	62	47.19 \pm 0.14	1.14	–	0.51	0.10	6.14	0.97
	Elemol	63	48.43 \pm 0.04	–	–	0.58	–	–	1.20
	α -Bisabolol	64	47.99 \pm 3.21	0.32	–	+	0.25	0.6	2.12
Monoterpene esters	Linalyl acetate	65	34.69 \pm 0.10	–	0.58	0.51	–	–	9.11
	Bornyl acetate	66	35.91 \pm 0.06	–	–	0.25	2.46	0.61	4.79
	Geranyl propionate	67	44.77 \pm 0.00	0.60	–	0.57	–	–	–
	1,8-cineole	68	29.92 \pm 0.05	–	4.81	–	3.30	–	6.31

(continued on next page)

Table 1 (continued)

Chemical family	Organic volatile compounds	ID CA ^a	RT [minute]	Study medicinal plants					
				<i>Artemisia campestris</i>	<i>Artemisia herba-alba</i>	<i>Juniperus phoenicea</i>	<i>Rosmarinus officinalis</i>	<i>Teucrium polium</i>	<i>Thymus algeriensis</i>
Phenolic monoterpenoids	Methyl Eugenol	69	46.78 ± 0.00	–	–	–	0.23	–	–
	Eugenol	70	50.30 ± 0.00	–	–	–	0.38	–	–
Ketones	2-Propanone	71	06.57 ± 0.05	–	+	0.83	–	1.97	–
	p-Methylacetophenone	72	41.95 ± 0.00	–	–	0.18	–	–	–
	3,5-Dimethyl-4-heptanone	73	25.42 ± 0.00	–	1.65	–	–	–	–
	6-Methyl-5-hepten-2-one	74	46.66 ± 0.03	–	1.90	–	–	4.41	–
	3-methyl-3-Buten-2-one	75	12.62 ± 0.00	–	2.15	–	–	–	–
	Trans-3,4-dimethyl-3-hexen-2-one	76	32.51 ± 0.00	–	1.90	–	–	–	–
	2-methyl-1-Penten-1-one	77	52.63 ± 0.04	0.41	1.42	–	–	–	–
	3-Octen-2-one	78	39.04 ± 0.00	–	0.82	–	–	–	–
Aldehydes	cis-Jasmone	79	45.62 ± 0.00	–	1.62	–	–	–	–
	cis-4-Decenal	80	47.72 ± 0.00	–	–	2.15	–	–	–
	(E)-2-Hexenal	81	23.00 ± 0.02	+	0.58	–	0.62	2.00	–
	Cinnamaldehyde	82	45.83 ± 0.00	–	1.55	–	–	–	–
	Benzaldehyde	83	33.96 ± 0.00	0.53	–	0.23	–	–	–
Esters	Hexyl isovalerate	84	37.89 ± 0.00	–	–	0.67	–	–	–
	2-Hexenyl acetate	85	28.60 ± 0.00	–	–	–	–	0.55	–
Carboxylic acids	Hexanoic acid	86	43.09 ± 0.00	–	–	0.97	–	–	–
	Acetic acid	87	30.84 ± 0.06	1.32	2.04	3.04	1.22	2.13	2.68
Alcohols	1-Octen-3-ol	88	54.13 ± 2.83	–	1.24	–	0.29	–	–
	2-Pentadecyn-1-ol	89	44.34 ± 0.00	–	+	2.85	–	+	+
Cyclic alkadiynes	1,5,9-Cyclododecatriyne	90	45.69 ± 0.00	3.35	–	–	–	–	–
	1,8-Cyclopentadecadiyne	91	41.79 ± 0.00	–	–	–	–	0.51	–

^a ID CA: indicate codes used in the correspondence analysis (CA, Fig. 6) for each VOC.

VOC vary following extraction methods and analysis conditions [45], the conservation method of plant material [5]. According to Sellami et al. [44], it appears that samples air-dried away from sunlight resulted in small loss of volatile components. Besides, the quantity of volatile bioactive compounds obtained using this sample-preparation method (shade drying) was much larger compared to other artificial drying methods such as drying in hot-air oven or microwave at different temperatures.

In the current study, VOC were extracted using HS-SPME which represents a simpler and faster procedure for extracting the volatile fraction from aromatic and medicinal plants compared to hydro-distillation, which is time consuming and requires a large amount of plant material. However, the working conditions of HS-SPME (i.e. extraction at 70 °C for 30 min), might cause changes in volatile profiles. Nevertheless, these conditions are optimized after conducting several experiments [13], in which different conditions were tested and criss-crossed with each other, such as different temperatures (30, 50, 70 and 90 °C), different equilibration times (20, 40, 60 and 80 min) and different extraction times (15, 30 and 45 min). In conclusion, the maximum sum of the total area of VOC peaks was acquired for a temperature of 70 °C, an equilibration duration of 60 min and an extraction duration of 30 min.

Yet, large number of VOC is expected to be found in GC–MS chromatograms when the sensitive extraction using HS-SPME is involved. However, this does not necessarily apply for all plants, especially species growing in hot arid regions as it is the case of this study. Our results revealed that even with the inclusion of VOC present at trace concentrations (< 0.01%), the number of VOC per plant does not increase to reach the expectations as to having hundreds of compounds should HS-SPME be used. Our findings are in agreement with many previous studies that applied the same extraction procedures. For instance, when the same HS-SPME technique coupled with GC–MS was used, the number of VOC was 61 compounds in *Teucrium polium* [22] and 42 compounds in *Rhaponticum acaule* roots [13].

The chemical composition of *T. algeriensis* is marked by the presence of β -Myrcene (13.78%), Camphor (12.29%) and linalyl acetate (9.11%) as the major constituents, followed by p-Cineole (6.31%), β -Farnesene

(5.23%), Terpeneol (5.07%), Bornyl acetate (4.79%), α -Pinene (4.65%) and Camphene (4.61%). These results are partially in line with those reported by Zouari et al. [59] and Ben El Hadj et al. [11]. Whereas this partial quantitative difference in the content of major VOC may be explained by (i) genetic variation and geographical origin (plants of the previous studies were collected from arid zones of Tunisia), (ii) extraction method, (iii) analysis conditions, and (iv) the parts of the plant used for VOC characterization. These slight differences in VOC quantities may be related to plant parts screened in the previous studies; Zouari et al. [59] used leaves and flowers while Ben El Hadj et al. [11] analyzed only leaves. According to Ben El Hadj et al. [10], there is a large quantitative and qualitative variations in VOC between leaves, stems and roots of the same plant species.

In *A. campestris* growing in Algerian drylands, the major VOC are β -Farnesene (14.17%) and β -Myrcene (13.84%) followed by α -Cedrene (7.88%), Germacrene D (7.29%), α -Pinene (4.63%), and β -Pinene (4.21%). These results are partially in line with those reported by Ghorab et al. [23] and Al Jahid et al. [4]. The slight quantitative difference in contents of major VOC may be due to genetic variation and geographical origin of plant material; knowing that Al Jahid et al. [4] collected samples from Saharan zones of Morocco and whereas Ghorab et al. [23] harvested plants from semi-arid areas of Algeria. Besides, differences in VOC contents between studies can be related to differences in extraction method, analysis conditions or even the vegetal organ analyzed 'leaves in Al Jahid et al. [4]' or the freshness of plant materials, as Ghorab et al. [23] used fresh plants in VOC screening while most studies use dried plant materials.

α -Pinene (27.18%) was the major compound in *J. phoenicea* growing in drylands of Algeria. It is followed by β -Citronellol (6.13%), δ -3-carene (4.78%), β -Farnesene (4.71%), α -Terpineol (4.12%), Germacrene D (3.50%), δ -Cadinene (3.26%), and Geranyl acetone (3.01%). These results are in agreement with those described by Mazari et al. [30] in the region of Sidi Safi (Tlemcen, Algeria) and Ait-Ouazzou et al. [3] in the region of Angad (Oujda, Morocco).

The major VOC in *T. polium* were α -Guaiene (11.33%), trans-Caryophyllene (9.49%), and γ -Elemene (9.25%). These are followed by β -farnesene (7.56%), farnesol (6.14%), allo-aromadendrene (4.34%), δ -

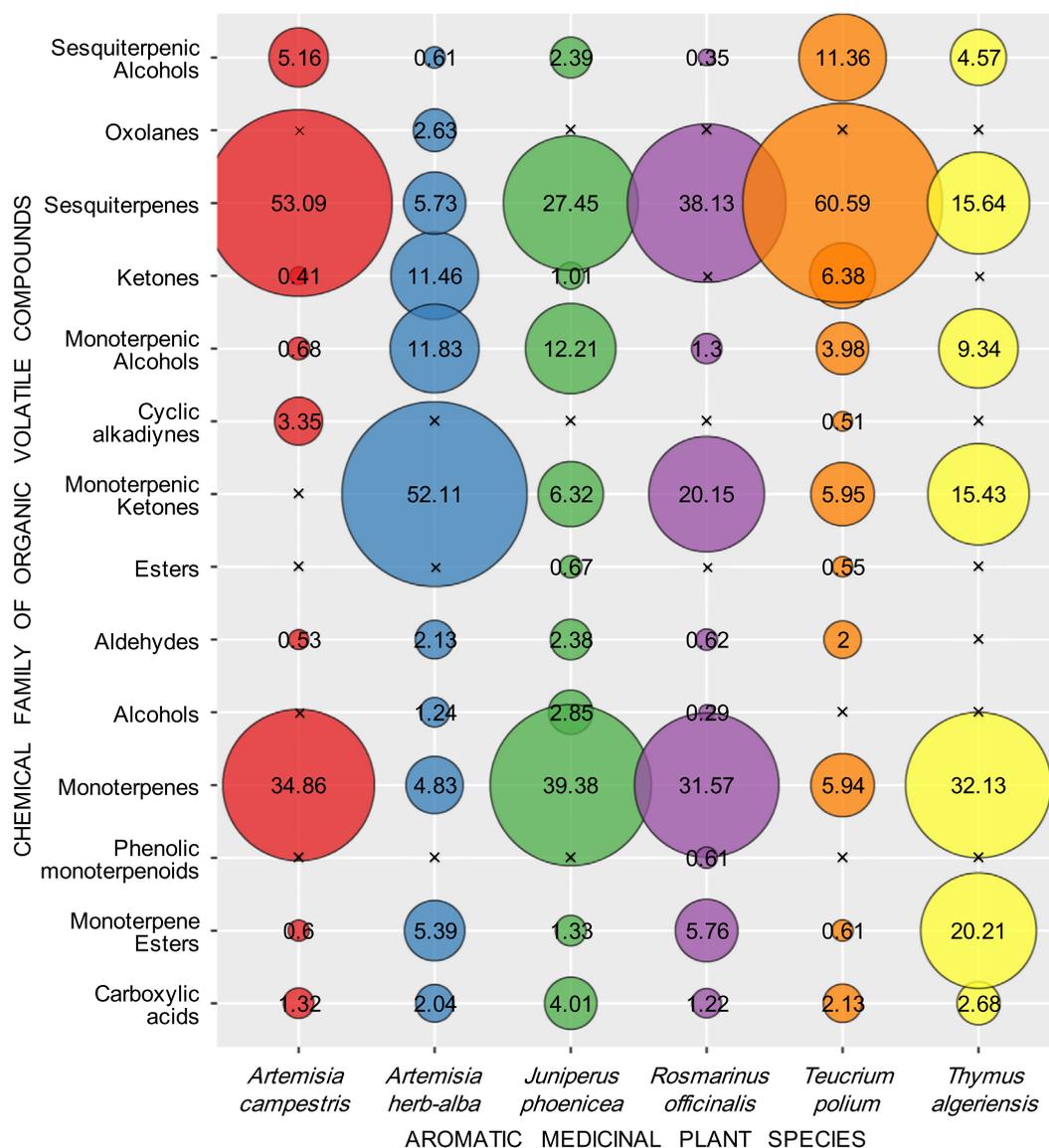


Fig. 3. Quantitative distribution of chemical families of volatile compounds per aromatic medicinal plants growing in the arid regions of Algeria. Numbers within circles are percentages.

guaiene (4.21%), Geranyl acetone (3.65%) and α -Gurjunene (3.36%). These results are partially in line with those reported by Gholivand et al. [22]. This partial quantitative difference in contents of the major VOC may be due to genetic variation and/or geographical origin of plant material, as the previous cited study screened plant from the Kermanshah region (Iran) on the one hand, with a slight difference in extraction method and/or analysis conditions on the other hand.

In *A. herba-alba* growing in the region of Biskra, α -thujone (24.59%) and β -thujone (13.73%) were the major compounds, followed by: Verbenene (8.30%), Sabinol (7.51%), Carvone (5.05%), and p-Cineole (4.81%). These results are partially similar to those reported by Belhattab et al. [9] that used plant samples from different regions (Benifouda, Bougaa, Boussaada and Boutaleb) of Algeria; and Abudarwish et al. [2] from the region of Buseirah (Jordan). The quantitative variations in VOC between studies may be related also to the timing and season of plant material harvest. The period of plant sampling influences VOC composition in the same plant because the plant undergoes different phenological growth phases over seasons of the year with large physiological and morphological changes. However, our findings are in agreement with the results of Younsi et al. [57] that screened

aerial parts of *A. herba-alba* growing in arid lands of Tunisia for total phenols, flavonoids, flavonols and flavanols.

As for *R. officinalis* from the study area, GC-MS showed that Camphor (17.46%) and trans-Caryophyllene (14.83%) were the major constituents, followed by Camphene (9.73%), α -Pinene (9.69%), β -Pinene (5.32%), β -Bisabolene (4.84%), p-Cineole (3.30%), and δ -Cadinene (3.01%). These results are partially consistent with the study of Jordán et al. [28]. This partial quantitative difference in VOC contents can be related to the seasons during which plants were collected and also the difference in geographical origin that influences plant growth, metabolism and adaptive physiology [14].

Plant secondary metabolites are significantly influenced in quantity and quality by several environmental factors, among which climatic variables prevail viz. elevation, latitude, precipitation, wind speed, air humidity and aridity [31]. Indeed, the ecological factors influencing plant growth during the vegetative season [18] generate also a significant impact on the chemical composition of these natural products. In addition, environmental stress can have significant effects on gene expression, enzyme production and transformation of various chemical compounds into volatile compounds present in the metabolism of the

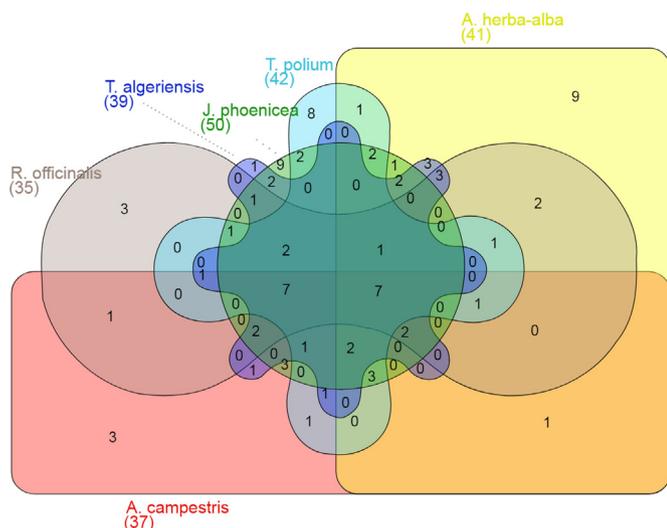


Fig. 4. Six-set Venn diagram showing the distribution of volatile compounds between aromatic medicinal plants growing in the arid regions of Algeria.

Table 2

One-way ANOVA testing the variation of volatile compound levels of each VOC family between study medicinal and aromatic plant species growing in drylands of Algeria.

Families of VOC	Variables	DF	SS	MS	F	P
Monoterpenes	Species	5	89.83	17.97	1.12	0.359
	Error	72	1157.45	16.08		
Sesquiterpenes	Species	5	80.92	16.18	2.98	0.013
	Error	162	878.94	5.43		
Monoterpenic ketones	Species	5	252.80	50.56	2.04	0.097
	Error	36	894.39	24.84		
Oxolanes	Species	5	15.15	3.03	1.13	0.358
	Error	48	128.76	2.68		
Monoterpenic alcohols	Species	5	13.87	2.77	2.29	0.071
	Error	30	36.41	1.21		
Sesquiterpenic alcohols	Species	5	70.41	14.08	3.66	0.018
	Error	18	69.25	3.85		
Phenolic monoterpenoids	Species	5	0.16	0.03	16.54	0.002
	Error	6	0.01	0.00		
Ketones	Species	5	12.38	2.48	4.78	0.001
	Error	48	24.85	0.52		
Aldehydes	Species	5	1.27	0.25	0.55	0.738
	Error	18	8.36	0.46		
Esters	Species	5	0.25	0.05	0.80	0.586
	Error	6	0.38	0.06		
Carboxylic acids	Species	5	2.63	0.53	0.27	0.914
	Error	6	11.70	1.95		
Alcohols	Species	5	3.27	0.65	0.81	0.584
	Error	6	4.87	0.81		
Cyclic alkadiynes	Species	5	4.50	0.90	0.94	0.517
	Error	6	5.74	0.96		

DF: degrees of freedom, SS: sum squares, MS: mean squares, F: F-statistics, P: P-value.

plant [25,31]. Likewise, edaphic variables have their part in controlling quantities and quality of secondary metabolites synthesized in plants. Salinity and chemical composition of the soil affect the chemical composition of VOC in plants. Other soil variables such as pH, mobile phosphorus (P₂O₅) and mobile potassium (K₂O), active CaCO₃, nitrogen, sulfates, manganese are determinants of the variability of secondary metabolites following regions, seasons and plant species [33,50,53]. In addition, mutualistic and symbiotic micro-organisms, such as plant growth-promoting rhizobacteria and mycorrhizal fungi, increase plant growth [61], thus influence secondary metabolite contents [15].

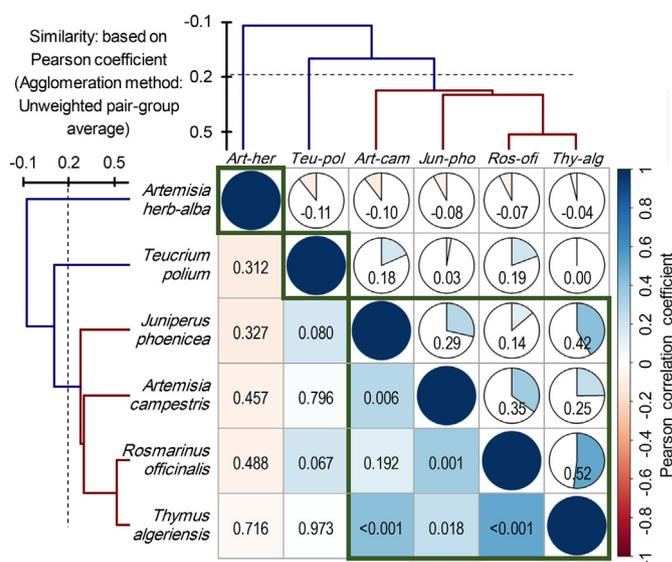


Fig. 5. Correlation matrix between aromatic medicinal species growing in arid lands of Algeria. Correlation tests are expressed as Pearson correlation coefficients (shown by color and intensity of shading in pie charts and squares, and values above diagonal) and P-values (above diagonal). Side dendrograms are plots of the agglomerative hierarchical clustering (AHC). Green rectangles within the matrix represent AHC clusters of plants based on their quantitative composition with VOC. (For interpretation of the references to color in this figure legend, the reader is referred to the web version of this article.)

5. Conclusion

The biological resources of North African arid regions remain underestimated although they contain high diversity of medicinal and aromatic plants. The latter have a high potential of both quantitatively and qualitatively bioactive molecules, namely voltaic organic compounds. The medicinal and aromatic plants *A. campestris*, *R. officinalis*, *J. phoenicea* and *T. algeriensis* growing in drylands of Algeria are rich in sesquiterpenes and monoterpenes. *T. polium* is rich in sesquiterpenes and ketones monoterpenes whereas *A. herba-alba* is rich in monoterpene ketones. All the study species revealed high VOC diversity, although their contents are low or absent in some species. This mainly concerns sesquiterpene ketones, sesquiterpene alcohols, phenylpropenes, monoterpene esters, monoterpene alcohols, monoterpene oxides, ketones, esters, cyclic alkadiynes, carboxylic acids, aldehydes and alcohols. The analysis of similarity highlighted that VOC composition in *A. herba-alba* is qualitatively and quantitatively different of *T. polium*, which also differed from the rest of plant species (*T. algeriensis*, *R. officinalis*, *J. phoenicea* and *A. campestris*) that have chemically quite similar VOC composition. The VOC identified in this survey may be high-value exploitable resources in the agri-food sector as economically profitable bioconservants. Further studies are recommended to investigate the antioxidant activities of phenolic compounds of these plant species alongside to the characterization of VOC and evaluation of the antioxidant activity in meat of goats grazed on these aromatic and medicinal plants.

Supplementary data to this article can be found online at <https://doi.org/10.1016/j.nfs.2019.12.001>.

Funding

This study was not funded by any source.

Declaration of Competing Interests

The authors declare that they have no known competing financial

Table 3

Analysis of qualitative and quantitative similarity between volatile organic compounds screened in aromatic medicinal plants growing in the arid regions of Biskra (Algeria). Values between square brackets represent the number of VOC of the corresponding plant species.

Pair comparisons		Shared VOC	Similarity scores [%]			
First species	Second species		Jaccard index	Sørensen index	Morisita-Horn index	Bray-Curtis index
<i>Artemisia campestris</i> [VOC = 30]	<i>Artemisia herba-alba</i> [VOC = 30]	8	15.4	26.7	3.9	8.2
<i>Artemisia campestris</i> [VOC = 30]	<i>Juniperus phoenicea</i> [VOC = 37]	17	34.0	50.7	22.0	28.9
<i>Artemisia campestris</i> [VOC = 30]	<i>Rosmarinus officinalis</i> [VOC = 2]	14	32.6	49.1	20.5	24.7
<i>Artemisia campestris</i> [VOC = 30]	<i>Teucrium polium</i> [VOC = 37]	16	31.4	47.8	32.9	29.7
<i>Artemisia campestris</i> [VOC = 30]	<i>Thymus algeriensis</i> [VOC = 32]	18	40.9	58.1	49.4	37.9
<i>Artemisia herba-alba</i> [VOC = 30]	<i>Juniperus phoenicea</i> [VOC = 37]	11	19.6	32.8	3.8	12.1
<i>Artemisia herba-alba</i> [VOC = 30]	<i>Rosmarinus officinalis</i> [VOC = 27]	8	16.3	28.1	2.9	10.1
<i>Artemisia herba-alba</i> [VOC = 30]	<i>Teucrium polium</i> [VOC = 37]	8	13.6	23.9	4.9	10.0
<i>Artemisia herba-alba</i> [VOC = 30]	<i>Thymus algeriensis</i> [VOC = 32]	9	17.0	29.0	10.0	14.0
<i>Juniperus phoenicea</i> [VOC = 37]	<i>Rosmarinus officinalis</i> [VOC = 27]	15	30.6	46.9	42.9	35.4
<i>Juniperus phoenicea</i> [VOC = 37]	<i>Teucrium polium</i> [VOC = 37]	16	27.6	43.2	19.4	26.1
<i>Juniperus phoenicea</i> [VOC = 37]	<i>Thymus algeriensis</i> [VOC = 32]	19	38.0	55.1	35.3	36.2
<i>Rosmarinus officinalis</i> [VOC = 27]	<i>Teucrium polium</i> [VOC = 37]	14	28.0	43.8	32.5	28.1
<i>Rosmarinus officinalis</i> [VOC = 27]	<i>Thymus algeriensis</i> [VOC = 32]	19	47.5	64.4	58.1	46.2
<i>Teucrium polium</i> [VOC = 37]	<i>Thymus algeriensis</i> [VOC = 32]	16	30.2	46.4	20.2	24.0

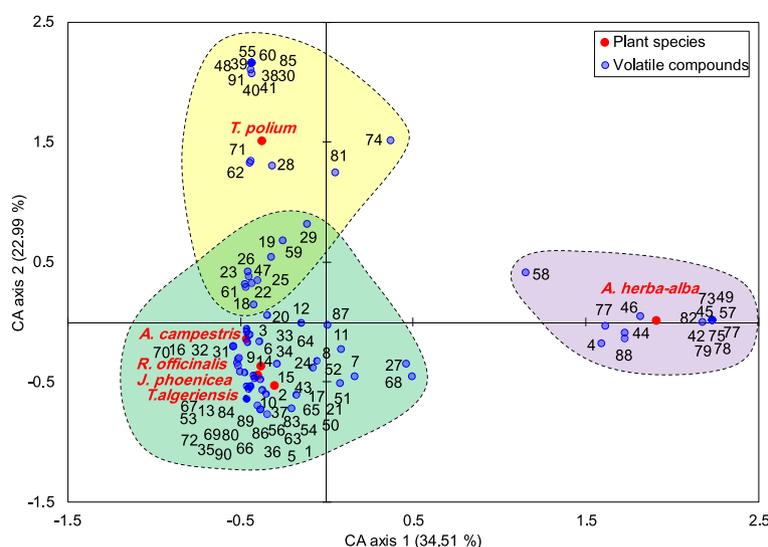


Fig. 6. Factorial correspondence analysis (CA) biplot displaying the distribution of volatile compounds by aromatic medicinal plant species growing in drylands of Algeria. (see Table 1 for VOC codes).

interests or personal relationships that could have appeared to influence the work reported in this paper.

Availability of data and materials

The datasets used and analyzed during the current study are available from the corresponding author on reasonable request.

Authors' contributions

NZ and MB conceived the study. NZ conducted fieldwork and collected plant samples. NZ, TM and AB carried out laboratory experiments and compiled data. HC and NZ analyzed data. NZ, HC, TM and MB wrote the original manuscript. NZ and HC revised the final article. All authors read and approved the final paper.

References

[1] R. Abe, K. Ohtani, An ethnobotanical study of medicinal plants and traditional therapies on Batan Island, the Philippines, *J. Ethnopharmacol.* 145 (2) (2013) 554–565, <https://doi.org/10.1016/j.jep.2012.11.029>.
 [2] M.S. Abu-Darwish, C. Cabral, M.J. Goncalves, C. Cavaleiro, M.T. Cruz, T. Efferth, L. Salgueiro, *Artemisia herba-alba* essential oil from Buseirah (South Jordan):

chemical characterization and assessment of safe antifungal and anti-inflammatory doses, *J. Ethnopharmacol.* 174 (2015) 153–160, <https://doi.org/10.1016/j.jep.2015.08.005>.
 [3] A. Ait-Ouazzou, S. Lorán, A. Arakrak, A. Laglaoui, C. Rota, A. Herrera, R. Pagán, P. Conchello, Evaluation of the chemical composition and antimicrobial activity of *Mentha pulegium*, *Juniperus phoenicea*, and *Cyperus longus* essential oils from Morocco, *Food Res. Int.* 45 (1) (2012) 313–319, <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2011.09.004>.
 [4] A. Al Jahid, S. Essabaq, A. Elamrani, M. Blaghen, J. Jamal Eddine, Chemical composition, antimicrobial and antioxidant activities of the essential oil and the hydro-alcoholic extract of *Artemisia campestris* L. leaves from southeastern Morocco, *J. Biol. Active Prod. Nat.* 6 (5–6) (2016) 393–405, <https://doi.org/10.1080/22311866.2016.1268068>.
 [5] K. An, D. Zhao, Z. Wang, J. Wu, Y. Xu, G. Xiao, Comparison of different drying methods on Chinese ginger (*Zingiber officinale* Roscoe): changes in volatiles, chemical profile, antioxidant properties, and microstructure, *Food Chem.* 197 (2016) 1292–1300, <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.11.033>.
 [6] M. Asadbeigi, T. Mohammadi, M. Rafeian-Kopaei, K. Saki, M. Bahmani, M. Delfan, Traditional effects of medicinal plants in the treatment of respiratory diseases and disorders: an ethnobotanical study in the Urmia, *Asian Pac. J. Trop. Med.* 7 (2014) S364–S368, [https://doi.org/10.1016/S1995-7645\(14\)60259-5](https://doi.org/10.1016/S1995-7645(14)60259-5).
 [7] J. Azmir, I.S.M. Zaidul, M.M. Rahman, K.M. Sharif, A. Mohamed, F. Sahena, M.H.A. Jahurul, K. Ghafoor, N.A.N. Norulaini, A.K.M. Omar, Techniques for extraction of bioactive compounds from plant materials: a review, *J. Food Eng.* 117 (4) (2013) 426–436, <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2013.01.014>.
 [8] M. Bahmani, H. Shirzad, M. Majlesi, N. Shahinfard, M. Rafeian-Kopaei, A review study on analgesic applications of Iranian medicinal plants, *Asian Pac. J. Trop. Med.* 7 (2014) S43–S53, [https://doi.org/10.1016/S1995-7645\(14\)60202-9](https://doi.org/10.1016/S1995-7645(14)60202-9).

- [9] R. Belhatab, L. Amor, J.G. Barroso, L.G. Pedro, A.C. Figueiredo, Essential oil from *Artemisia herba-alba* Asso grown wild in Algeria: variability assessment and comparison with an updated literature survey, Arab. J. Chem. 7 (2) (2014) 243–251, <https://doi.org/10.1016/j.arabj.2012.04.042>.
- [10] A. Ben El Hadj, M. Chaouachi, R. Bahri, I. Chaieb, M. Boussaid, F. Harzallah-Skhiri, Chemical composition and antioxidant, antibacterial, allelopathic and insecticidal activities of essential oil of *Thymus algeriensis* Boiss. et Reut, Ind. Crop. Prod. 77 (2015) 631–639, <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2015.09.046>.
- [11] A. Ben El Hadj, A. Guetat, M. Boussaid, Chemical and genetic variability of *Thymus algeriensis* Boiss. et Reut. (Lamiaceae), a North African endemic species, Ind. Crop. Prod. 40 (2012) 277–284, <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2012.03.021>.
- [12] D. Bensizerara, T. Menasria, M. Melouka, L. Cheriet, H. Chenchouni, Antimicrobial activity of xerophytic plant (*Cotula cinerea* Delile) extracts against some pathogenic bacteria and fungi, Jordan J. Biol. Sci. 6 (2013) 266–271, <https://doi.org/10.12816/0001624>.
- [13] B. Benyelles, H. Allali, M.E.A. Dib, N. Djabou, B. Tabti, J. Costa, Essential oil from *Rhaponticum acule* L. roots: comparative study using HS-SPME/GC/GC-MS and hydrodistillation techniques, J. Saudi Chem. Soc. 18 (6) (2014) 972–976, <https://doi.org/10.1016/j.jscs.2011.12.001>.
- [14] A. Bezzalla, S. Boudjabi, H. Chenchouni, Seedlings of Argan (*Argania spinosa*) from different geographical provenances reveal variable morphological growth responses to progressive drought stress under nursery conditions, Agrofor. Syst. 92 (5) (2018) 1201–1211, <https://doi.org/10.1007/s10457-016-0057-2>.
- [15] D.R.L. Cappellari, M.V. Santoro, F. Nieves, W. Giordano, E. Banchio, Increase of secondary metabolite content in marigold by inoculation with plant growth-promoting rhizobacteria, Appl. Soil Ecol. 70 (2013) 16–22, <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2013.04.001>.
- [16] S. Chafaa, F. Mimeche, H. Chenchouni, Diversity of insects associated with olive (*Oleaceae*) groves across a dryland climate gradient in Algeria, Can. Entomol. 151 (2019) 629–647, <https://doi.org/10.4039/tce.2019.35>.
- [17] G. Charalambous (Ed.), Off-Flavors in Foods and Beverages, Vol. 28 Elsevier, Amsterdam, Netherlands, 1992.
- [18] H. Chenchouni, Edaphic factors controlling the distribution of inland halophytes in an ephemeral salt lake “Sabkha ecosystem” at North African semi-arid lands, Sci. Total Environ. 575 (2017) 660–671, <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2016.09.071>.
- [19] E. Christaki, E. Bonos, I. Giannenas, P. Florou-Paneri, Aromatic plants as a source of bioactive compounds, Agriculture 2 (3) (2012) 228–243, <https://doi.org/10.3390/agriculture2030228>.
- [20] M. Dhouioui, A. Boulila, H. Chaabane, M.S. Zina, H. Casabianca, Seasonal changes in essential oil composition of *Aristolochia longa* L. ssp. *paucinervis* Batt. (Aristolochiaceae) roots and its antimicrobial activity, Ind. Crop. Prod. 83 (2016) 301–306, <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2016.01.025>.
- [21] O. Folashade, H. Omoregie, P. Ochogo, Standardization of herbal medicines—a review, Int. J. Biodiv. Conserv. 4 (3) (2012) 101–112, <https://doi.org/10.5897/IJBC11.163>.
- [22] M.B. Gholivand, M. Piryaee, M.M. Abolghasemi, S.M. Maassoumi, Rapid analysis of volatile components from *Teucrium polium* L. by nanoporous silica-polyaniline solid phase microextraction fibre, Phytochem. Anal. 24 (1) (2013) 69–74, <https://doi.org/10.1002/pca.2382>.
- [23] H. Ghorab, S. Laggoune, A. Kabouche, Z. Semra, Z. Kabouche, Essential oil composition and antibacterial activity of *Artemisia campestris* L. from Khenchela (Algeria), Pharm. Lett. 5 (2) (2013) 189–192.
- [24] A. Gurib-Fakim, Medicinal plants: traditions of yesterday and drugs of tomorrow, Mol. Asp. Med. 27 (1) (2006) 1–93, <https://doi.org/10.1016/j.jmam.2005.07.008>.
- [25] R. Hasani, I. Mehregan, K. Larjani, T. Nejadattari, R. Scalone, Survey of the impacts of soil and climatic variations on the production of essential oils in *Heracleum persicum*, Biodiver. J. Biol. Div. 18 (1) (2017) 365–377, <https://doi.org/10.13057/biodiv/d180147>.
- [26] H. Heberle, G.V. Meirelles, F.R. da Silva, G.P. Telles, R. Minghim, InteractiVenn: a web-based tool for the analysis of sets through Venn diagrams, BMC Bioinform. 16 (2015) 169, <https://doi.org/10.1186/s12859-015-0611-3>.
- [27] M.M. Iwu, Handbook of African Medicinal Plants, 2nd edition, CRC Press, Taylor and Francis, Boca Raton, US, 2014.
- [28] M.J. Jordán, V. Lax, M.C. Rota, S. Lorán, J.A. Sotomayor, Effect of bioclimatic area on the essential oil composition and antibacterial activity of *Rosmarinus officinalis* L., Food Control 30 (2) (2013) 463–468, <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2012.07.029>.
- [29] D. Krishnaiah, R. Sarbaty, R. Nithyanandam, A review of the antioxidant potential of medicinal plant species, Food Bioprod. Process. 89 (3) (2011) 217–233, <https://doi.org/10.1016/j.fbp.2010.04.008>.
- [30] K. Mazari, N. Bendimerad, C. Bekkechi, Chemical composition and antimicrobial activity of essential oils isolated from Algerian *Juniperus phoenicea* L. and *Cupressus sempervirens* L. J. Med. Plants Res. 4 (10) (2010) 959–964.
- [31] S. Mehalaine, H. Chenchouni, Effect of climatic factors on essential oil accumulation in two Lamiaceae species from Algerian semiarid lands, in: H. Chenchouni (Ed.), Exploring the Nexus of Geoeology, Geography, Geoarcheology and Geotourism: Advances and Applications for Sustainable Development in Environmental Sciences and Agroforestry Research, Springer, Cham, 2019, pp. 57–60, https://doi.org/10.1007/978-3-030-01683-8_12.
- [32] S. Mehalaine, O. Belfadel, T. Menasria, A. Messaili, Chemical composition and antibacterial activity of essential oils of three medicinal plants from Algerian semiarid climatic zone, Phytothérapie 15 (2017) 1–9, <https://doi.org/10.1007/s10298-017-1143-y>.
- [33] S. Mehalaine, H. Chenchouni, Effect of edaphic factors on essential oil production in wild plants growing under semiarid Mediterranean conditions, in: H. Chenchouni, H.I. Chaminé, M.F. Khan, B.J. Merkel, Z. Zhang, R. Li, A. Kallel, N. Khélfli (Eds.), New Prospects in Environmental Geosciences and Hydrogeosciences, Springer, Cham, 2020.
- [34] A. Mibi, N. Tarai, H. Chenchouni, Can palm date plantations and oasisification be used as a proxy to fight sustainably against desertification and sand encroachment in hot drylands? Ecol. Indic. 105 (2019) 365–375, <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2017.11.027>.
- [35] NIST, NIST 08: Mass Spectral Library (NIST/EPA/NIH), National Institute of Standards and Technology (NIST), Gaithersburg, USA, 2008.
- [36] D.O. Ochwang'i, C.N. Kimwele, J.A. Oduma, P.K. Gathumbi, J.M. Mbaria, S.G. Kiama, Medicinal plants used in treatment and management of cancer in Kakamega County, Kenya, J. Ethnopharmacol. 151 (3) (2014) 1040–1055, <https://doi.org/10.1016/j.jep.2013.11.051>.
- [37] I. Orhan (Ed.), Biotechnological Production of Plant Secondary Metabolites, Bentham Science Publishers, Ankara, Turkey, 2012.
- [38] M. Oustani, M.T. Halilat, H. Chenchouni, Effect of poultry manure on the yield and nutrients uptake of potato under saline conditions of arid regions, Emir. J. Food Agric. 27 (1) (2015) 106–120, <https://doi.org/10.9755/ejfa.v27i1.17971>.
- [39] I.B. Rebey, I. Jabri-Karoui, I. Hamrouni-Sellami, S. Bourgoi, F. Limam, B. Marzouk, Effect of drought on the biochemical composition and antioxidant activities of cummin (*Cuminum cyminum* L.) seeds, Ind. Crop. Prod. 36 (1) (2012) 238–245, <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2011.09.013>.
- [40] L. Riahi, H. Ghazghazi, B. Ayari, C. Aouadhi, I. Klay, H. Chograni, A. Cherif, N. Zoghliani, Effect of environmental conditions on chemical polymorphism and biological activities among *Artemisia absinthium* L. essential oil provenances grown in Tunisia, Ind. Crop. Prod. 66 (2015) 96–102, <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2014.12.036>.
- [41] L. Sahi, La dynamique des plantes aromatiques et médicinales en Algérie, Troisième Partie, 73 CIHEAM Options Méditerranéennes, Montpellier, 2016, pp. 101–140.
- [42] H. Sajed, A. Sahebkar, M. Iranshahi, *Zataria multiflora* Boiss. (Shirazi thyme) — an ancient condiment with modern pharmaceutical uses, J. Ethnopharmacol. 145 (3) (2013) 686–698, <https://doi.org/10.1016/j.jep.2012.12.018>.
- [43] D.M. Sakarkar, V.N. Deshmukh, Ethnopharmacological review of traditional medicinal plants for anticancer activity, Int. J. Pharm. Tech. Res. 3 (1) (2011) 298–308.
- [44] I.H. Sellami, W.A. Wannes, I. Bettaieb, S. Berrima, T. Chahed, B. Marzouk, F. Limam, Qualitative and quantitative changes in the essential oil of *Laurus nobilis* L. leaves as affected by different drying methods, Food Chem. 126 (2) (2011) 691–697, <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.11.022>.
- [45] I.H. Sellami, E. Maamouri, T. Chahed, W.A. Wannes, M.E. Kchouk, B. Marzouk, Effect of growth stage on the content and composition of the essential oil and phenolic fraction of sweet marjoram (*Origanum majorana* L.), Ind. Crop. Prod. 30 (3) (2009) 395–402, <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2009.07.010>.
- [46] E. Shaygani, M. Bahmani, S. Asgary, M. Rafeian-Kopaei, Inflammation and cardiovascular disease: management by medicinal plants, Phytomedicine 23 (11) (2016) 1119–1126, <https://doi.org/10.1016/j.phymed.2015.11.004>.
- [47] S. Škrovánková, L. Mišurová, L. Machů, Antioxidant activity and protecting health effects of common medicinal plants, Adv. Food Nutr. Res. 67 (2012) 75–139, <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-394598-3.00003-4>.
- [48] A. Szumny, A. Figiel, A. Gutiérrez-Ortiz, Á. Carbonell-Barrachina, Composition of rosemary essential oil (*Rosmarinus officinalis*) as affected by drying method, J. Food Eng. 97 (2) (2010) 253–260, <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2009.10.019>.
- [49] B. Teixeira, A. Marques, C. Ramos, et al., European pennyroyal (*Mentha pulegium*) from Portugal: chemical composition of essential oil and antioxidant and antimicrobial properties of extracts and essential oil, Ind. Crop. Prod. 36 (1) (2012) 81–87, <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2011.08.011>.
- [50] V. Vaičiulytė, K. Ložienė, R. Taraskevičius, R. Butkienė, Variation of essential oil composition of *Thymus pulegioides* in relation to soil chemistry, Ind. Crop. Prod. 95 (2017) 422–433, <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2016.10.052>.
- [51] B.E. Van Wyk, A review of commercially important African medicinal plants, J. Ethnopharmacol. 176 (2015) 118–134, <https://doi.org/10.1016/j.jep.2015.10.031>.
- [52] R.H. Vasanthi, N. ShriShriMal, D. K Das, Phytochemicals from plants to combat cardiovascular disease, Curr. Med. Chem. 19 (14) (2012) 2242–2251, <https://doi.org/10.2174/092986712800229078>.
- [53] N. Verma, S. Shukla, Impact of various factors responsible for fluctuation in plant secondary metabolites, J. Appl. Res. Med. Arom. Plants 2 (4) (2015) 105–113, <https://doi.org/10.1016/j.jarmap.2015.09.002>.
- [54] M. Viuda-Martos, M.A. Mohamady, J. Fernández-López, et al., In vitro antioxidant and antibacterial activities of essential oils obtained from Egyptian aromatic plants, Food Control 22 (11) (2011) 1715–1722, <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2011.04.003>.
- [55] T. Wei, V. Simko, R package “corrplot”: Visualization of a Correlation Matrix (Version 0.84), URL, 2017. <https://cran.r-project.org/web/packages/corrplot>.
- [56] G. Yakhlef, S. Laroui, L. Hambaba, M.C. Aberkane, A. Ayachi, Évaluation de l'activité antimicrobienne de *Thymus vulgaris* et de *Laurus nobilis*, plantes utilisées en médecine traditionnelle, Phytothérapie 9 (4) (2011) 209–218, <https://doi.org/10.1007/s10298-011-0641-6>.
- [57] F. Younsi, R. Trimech, A. Boulila, et al., Essential oil and phenolic compounds of *Artemisia herba-alba* (Asso.): composition, antioxidant, antiacetylcholinesterase, and antibacterial activities, Int. J. Food Prop. 19 (7) (2016) 1425–1438, <https://doi.org/10.1080/10942912.2015.1079789>.
- [58] S. Zeljković, M. Maksimović, Chemical composition and bioactivity of essential oil from *Thymus* species in Balkan Peninsula, Phytochem. Rev. 14 (3) (2015) 335–352, <https://doi.org/10.1007/s11101-014-9378-9>.
- [59] N. Zouari, N. Fakhfakh, S. Zouari, A. Bougataf, A. Karray, M. Neffati, M.A. Ayadi, Chemical composition, angiotensin I-converting enzyme inhibitory, antioxidant and antimicrobial activities of essential oil of Tunisian *Thymus algeriensis* Boiss. et Reut.

- (Lamiaceae), *Food Bioprod. Process.* 89 (4) (2011) 257–265, <https://doi.org/10.1016/j.fbp.2010.11.006>.
- [60] D.P. Pavarini, S.P. Pavarini, M. Niehues, N.P. Lopes, Exogenous influences on plant secondary metabolite levels, *Animal Feed Science and Technology* 176 (1-4) (2012) 5–16, <https://doi.org/10.1016/j.anifeedsci.2012.07.002>.
- [61] H. Chenchouni, M.N. Mekahlia, A. Beddiar, Effect of inoculation with native and commercial arbuscular mycorrhizal fungi on growth and mycorrhizal colonization of olive (*Olea europaea* L.), *Scientia Horticulturae* (2020), <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2019.108969>.

Effet du pâturage à base de plantes aromatiques et médicinales sur le profil volatil de la viande de chèvre

Résumé

Le Nord- Biskra est une région aride caractérisée par sa richesse et sa diversité en plantes aromatiques et médicinales (PAM), celles-ci sont considérées comme une source de molécules naturelles bioactives. Les chèvres élevées dans cette région pâturent habituellement ces herbes pendant le jour. Les objectifs de la présente thèse se focalisent autour des composés organiques volatils (COVs) caractérisant les PAM et la viande issue des chèvres consommant ces plantes. Pour atteindre ces objectifs, nous avons réalisé une enquête ethno-vétérinaire pour collecter le maximum d'information sur l'élevage des chèvres dans la zone de Biskra, la viande caprine et les PAM de la même région d'étude. Par la suite, la caractérisation des COVs des plantes les plus abondantes et les plus pâturées par les chèvres. De même la viande des chèvres issue du pâturage et celle issue d'un régime de concentré ont été caractérisées qualitativement et quantitativement par analyse HS-SPME couplée à la GC-MS. Les principaux résultats obtenus indiquent que la viande de chèvres est caractérisée par une couleur rouge, un goût et une odeur spécifiques. Au total, quatre-vingt-onze COVs ont été identifiés pour les PAM: trente-sept composés pour *A. campestris* (principalement : β -farnésène (14.17%) et β -myrcène (13.84%)), quarante-deux pour *T. polium* (principalement : α -guaïène (11.33%), trans-caryophyllène (9.49%) et γ -élémyène (9.25%)), trente-cinq pour *R. officinalis* (majoritairement : Camphre (17.46%) et trans-caryophyllène (14.83%)), cinquante pour *J. phoenicea* (principalement: α -pinène (27,18%)), quarante-et-un pour *A. herba-alba* (majoritairement : α -thujone (24,59%) et β -thujone (13,73%)) et trente-neuf pour *T. algeriensis* (majoritairement : β -myrcène (13,78%) et camphre (12,29%)). Quant aux viandes, quarante-quatre COVs ont été identifiés: quarante-deux pour la viande issue de pâturage (principalement : limonène (16,94%), azulène (8,01%) et 2-nonène-1-ol (7,31%)) et vingt-deux pour la viande issue de régime concentré (principalement : 2-nonène-1-ol (18,43%), azulène (11,01%), alcool benzylique (9,59%) et limonène (7,91%)). Il existe une différence hautement significative entre les deux groupes des viandes étudiées pour les occurrences des COVs. La viande caprine issue du pâturage a enregistré des niveaux les plus élevés des similarités avec les PAM par rapport à la viande caprine issue d'un régime de concentré. La viande de chèvre issue de régime du pâturage est riche en terpènes par rapport à la viande de chèvre issue de régime concentré ce qui pourrait être amélioré la qualité de la viande et limiter l'oxydation des lipides et par conséquent, augmenté la stabilité et la durée de conservation de la viande.

Mots clé : aride; pâturage ; viande ; composés volatils ; plantes ; aromatiques ; médicinales ;HS-SPME; GC-MS.

Effect of grazing based on aromatic and medicinal plants on the volatile profile of goat meat

Abstract

North Biskra is an arid region, characterized by its richness and diversity in aromatic and medicinal plants (AMP), which are considered to be a source of bioactive natural molecules. Goats raised in this region usually graze these herbs during the day. The objectives of this thesis focus on volatile organic compounds (VOCs) characterizing the AMP and meat from goats consuming these plants. First, ethno-veterinary survey was carried to collect as much information as possible on goat farming in the Biskra area, goat meat and APM from the same study region. Secondly, the characterization of the VOCs of the most abundant plants and the most grazed one. In addition, goat meat from pasture and a concentrate diet were characterized qualitatively and quantitatively by HS-SPME analysis coupled with GC-MS. The obtained results indicate that goat meat is characterized by a specific red color, taste and odor. A total of ninety-one VOCs have been identified for APM: thirty-seven compounds for *A. campestris* (mainly: β -farnesene (14.17%) and β -myrcene (13.84%)), forty-two for *T. polium* (mainly: α -guaiene (11.33%), trans-caryophyllene (9.49%) and γ -elemene (9.25%)), thirty-five for *R. officinalis* (mainly: camphor (17.46%) and trans-caryophyllene (14.83 %)), fifty for *J. phoenicea* (mainly: α -pinene (27.18%)), forty-one for *A. herba-alba* (mainly: α -thujone (24.59%) and β -thujone (13.73%)) and thirty-nine for *T. algeriensis* (mainly: β -myrcene (13.78%) and camphor (12.29%)). As for meat, forty-four VOCs have been identified: forty-two for meat from pasture (mainly: limonene (16.94%), azulene (8.01%), 2-nonene-1-ol (7, 31%)) and twenty-two for meat from a concentrated diet (mainly: 2-nonene-1-ol (18.43%), azulene (11.01%), benzyl alcohol (9.59%) and limonene (7.91%)). A highly significant difference was noted between the two groups of meats studied for the occurrences of VOCs. Grazing goat meat had the highest levels of similarity to APM compared to goat meat from a concentrate diet. The goat meat from the pasture diet is rich in terpenes compared to the goat meat from the concentrated diet which could improve the quality of the meat and limit the oxidation of lipids and consequently, increase the stability and shelf life of the meat.

Keywords: *arid; pasture; meat; volatile compounds; plants; aromatic; medicinal; HS-SPME; GC-MS.*

تأثير الرعي على أساس النباتات العطرية والطبية على المركبات العضوية المتطايرة للحم الماعز

المخلص

شمال بسكرة هي منطقة جافة تتميز بثراء و تنوع النباتات العطرية و الطبية، فهي تعتبر مصدرا للجزيئات الطبيعية الحيوية النشطة. ترعى الماعز التي تربي في هذه المنطقة عادة هذه الأعشاب خلال النهار. تتركز أهداف هذه الأطروحة حول المركبات العضوية المتطايرة التي تميز النباتات العطرية و الطبية و كذا لحم المعز التي تستهلك هذه النباتات. لتحقيق هذه الأهداف، أجرينا دراسة استقصائية لجمع أكبر عدد ممكن من المعلومات حول تربية الماعز في منطقة بسكرة، لحم الماعز و النباتات العطرية و الطبية المتواجدة في المنطقة. بعد ذلك، توصيف المركبات العضوية المتطايرة التي تتميز النباتات العطرية و الطبية الأكثر وفرة و التي ترعى أكثر من طرف الماعز. و بالمثل، توصيف المركبات العضوية المتطايرة من حيث الكمية و النوعية للحوم الماعز الناتجة من المراعي و من نظام غذائي مركز بواسطة تحليل HS-SPME مقروناً ب GC-MS. تشير النتائج الرئيسية إلى أن لحم الماعز يتميز باللون الأحمر و ذات ذوق و رائحة خاصة. إجمالياً، فقد تم تحديد واحد و تسعين من المركبات العضوية المتطايرة: سبعة و ثلاثون مركباً لـ *A. campestris* (أساساً: α -guaiène (11.33%)، β -farnésène (14.17%) و β -mycène (13.84%))، اثنان و أربعون لـ *T. polium* (أساساً: α -pinène (27.18%)، واحد و أربعون لـ *A. herba-alba* (بشكل رئيسي: α -thujone (24.59%) و β -thujone (13.73%)) و تسعة و ثلاثون لـ *T. algeriensis* (بشكل رئيسي: β -myrcène (13.78%) و camphre (12.29%)). أما بالنسبة للحوم، فقد تم تحديد أربعة و أربعين من المركبات العضوية المتطايرة: اثنان و أربعون من الحوم الماعز الناتجة من المراعي (بشكل رئيسي: limonène (16.94%)، azulène (8.01%) و 2-nonène-1-ol (7.31%)) و اثنان و عشرين من اللحوم الناتجة من نظم غذائي مركز (بشكل رئيسي: azulène (18.43%)، 2-nonène-1-ol (11.01%)، alcool benzylique (9.59%) و limonène (7.91%)). يوجد فرق كبير للغاية بين مجموعتي اللحوم المدروسة فيما يخص تواجد المركبات العضوية المتطايرة. سجل لحم الماعز الناتج من الراعي أعلى نسبة تشابه المركبات العضوية المتطايرة مع النباتات العطرية و الطبية مقارنة مع لحم الماعز الناتج من النظم الغذائي المركز. يعتبر لحم الماعز الناتج من الراعي غني بالتربينات مقارنة بلحوم الماعز الناتج من النظم الغذائي المركز و الذي من شأنه ان يساهم في تحسن جودة اللحوم و كذا يحد من أكسدة الدهون و بالتالي يزيد في استقرار و مدة حفظ اللحوم.

الكلمات المفتاحية: جافة، رعي، لحم، المركبات المتطايرة، النباتات، العطرية، الطبية، HS-SPME، GC-MS.