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

UNIVERSITE FERHAT ABBAS *SETIF*
FACULTE DES SCIENCES
DEPARTEMENT DE BIOLOGIE

MEMOIRE

Présenté pour l'obtention du diplôme de

Magister

En Biologie végétale

Option Valorisation des ressources végétales

Par

ZERAIB Azzeddine

Thème

Monographie du genre *Moricandia* DC., de l'Est algérien

Soutenue le 27/ 06/ 2010

Devant la commission d'examen

Président	HARZALLAH. D	Professeur	U. F. A. Sétif
Rapporteur	RAMDANI. M	M. C	U. F. A. Sétif
Examinateur	FENNI. M	Professeur	U. F. A. Sétif
	HEFSI. M	M. C	U. F. A. Sétif

Remerciements

Avant toute chose, je tiens à remercier dieu le tout puissant, pour m'avoir donné la force et la patience.

***Dr Ramdani M**., Maître de conférences à l'université de Ferhat Abbes, je tiens à le remercier tout particulièrement pour tous ses efforts et pour le soutien qu'il ma témoigné tout au long de cette étude placée sous sa direction, ses compétences scientifiques, ses encouragements dans mes moments de doute et la confiance qu'il m'a accordé m'ont permis de mener à bien ce travail.*

*Je tiens à remercier Monsieur le professeur **Harzallah D.,** de l'université de Ferhat Abbes, d'avoir assuré la présidence de jury de thèse.*

*Je souhaite exprimer également mes remerciements à Monsieur **Prof Fenni M.**, Professeur à l'université de Ferhat Abbes qui m'a fait le grand honneur de juger mon travail.*

*J'adresse mes remerciements à Monsieur le **Dr Hafsi M.**, qui m'a fait l'honneur d'accepter de juger ce travail.*

Ce travail a demandé l'analyse des huiles essentielles, je souhaite remercier chaleureusement toutes les personnes qui, de près ou de loin, y ont pris part:

*Monsieur le **Dr Chalchat J.C.**, de l'université de blaise pascal de Clermont de m'avoir invité au sein de laboratoire qu'il a présidé (laboratoire de chimie des huiles essentielles).*

*Le **Dr Pièrre Chalard** pour la réinvitation et l'accueil qu'il ma réservé dans laboratoire de chimie des huiles essentielles.*

*Le **Dr Gilles Figueredo** pour sa disponibilité lors de l'identification des composées par spectrométrie de masse.*

*Je ne saurais oublier **Madame Ramdani,** Maître assistante à l'université de Ferhat Abbes, pour sa gentillesse, ses encouragements et sa sympathie ainsi que ses très bons conseils lors de la réalisation et la rédaction de cette thèse.*

Enfin, je remercie tous ceux que j'ai eu l'occasion de côtoyer au cours de ces deux années de magister, dans des sphères universitaires ou associatives mais avant tout amicales.

Sommaire

page

Abréviations …….. IV

Liste des figures …… V

Liste des tableaux……... VI

Liste des photos……. VII

Liste des annexes……... VIII

Introduction…….. 1

1ier Chapitre: Synthèse bibliographique

I- Morphologie

I-1- Classification de genre *Moricandia* DC.,…….. 3

I-2- La Famille des Crucifères (*Brassicaceae*)……. 3

I-3- Tribu et Subtribu…….. 6

I-4- Le genre *Moricandia* DC……. 7

I-5- Espèces algérienne du genre *Moricandia* …… 9

I-5-1- *Moricandia arvensis* (L.) DC……... 9

I-5-1-1- Description botanique de l'espèce…….. 9

I-5-1-2- Description botanique des sous espèces…….. 9

I-5-2- *Moricandia foleyi* Batt……. 10

II- Caryologie……... 11

II-1- Introduction……..... 11

II-2- Caryotype……..... 11

II-3- La Polyploïdie…….. 12

II-4- La polyploïdie chez les Angiospermes…… 12

II-5- Caryologie……..…… 13

II-5-1- Caryologie de la Famille…… 13

II-5-2- Caryologie de la Tribu…… 14

II-5-3- Caryologie du genre…… 14

III- Les huiles essentielles……... 17

III-1- Définition……..... 17

III-2- Répartition et localisation des huiles essentielles…….. 17

III-3- Rôle des huiles essentielles……..... 17

III-4- Obtention des huiles essentielles…… 18

III-4-1- La distillation…… 18
III-4-2- Enfleurage……. 19
III-4-3- Extraction par les solvants volatils…… 19
III-5- Méthodes d'analyses des huiles essentielles……... 20
III-6- Composition chimique des huiles essentielles…….. 20
III-6-1- Les huiles essentielles chez la famille des Brassicaceae……... 21
III-6-2- Les huiles essentielles dans l'espèce de *M. arvensis*(L.)DC…….. 22

2ième Chapitre: Matériel et Méthodes

I- Matériel……. 24
I-1- Zone d'étude…….. 24
I-2- Echantillonnage……. 24
II- Méthode……... 26
II-1- Morphologie……. 26
II-2- Techniques caryologiques…… 27
II-2-1- Germination…… 27
II-2-2- Prétraitement…….. 27
II-2-3- Fixation…….. 28
II-2-4- Maturation…….. 28
II-2-5- Coloration…….. 28
II-2-6- Observation……. 29
II-2-7- Montage et conservation des préparations……. 29
II-3- Extraction et analyse des huiles essentielles…… 30
II-3-1- Extraction…… 30
II-3-2- Analyse des huiles essentielles…….. 31
II-4- Techniques statistiques…… 32
II-4-1- Analyse en composantes principales (ACP)……... 32
II-4-2- Unweighted Pair Group Method with Arithmetic means (UPGMA) 32

3ième Chapitre: Résultats et discussions

I- Etude Morphologique

I-1- Résultats…… 33
I-1-1- Analyse en Composantes Principales (ACP)…….. 37
a) Etude des variables…… 37
b) Etude des populations …….. 40

I-1-3- UPGMA…….. 42
I-2- Discussions…… 43
Conclusion…… 46
II- Etude Caryologique
II-1- Germination…… 48
II-1-1- Résultats…… 48
II-1-2- Discussions …… 49
Conclusion…… 50
II-2- Caryologie …….. 51
II-2-1- Résultats……. 51
II-2-2- Discussions…… 55
Conclusion ……... 55
III- Etude des huiles essentielles
III-1- Résultats …… 56
III-1-1- Composition des huiles essentielles de *Moricandia arvensis*…… 56
III-1-2- Analyse en Composantes Principales (ACP)…… 62
a)- Etude des variables…….. 62
b)- Etude des populations…….. 66
III-1-3- UPGMA……. 67
III-1-4- interprétation de la deuxième ACP…… 68
a- Etude des variables …….. 68
b- Etude des populations …….. 72
III-2- Discussion…….. 74
Conclusion ……... 79
Conclusion générale…… 80
Références Bibliographiques..……... 83
Annexes

Liste des abréviations

ACP: Analyse en composantes principales.

Amm: Ammoucha.

B: Chromosome accessoire.

Baz: Elbazze.

Bom: Boumagar

C: Carpelle.

C1, 2,…, n: Codes des composés chimique de l'essence de *Moricandia arvensis*.

CCM: Chromatographie sur couche mince.

CPG: Chromatographie en phase gazeuse.

CPG/MS: Chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrophotométrie.de masse .

E: Etamine.

f: Sous variété.

FID: détecteur à ionisation de flamme.

Glc: Glucosinolates.

Glu: Glucose.

Gof: Ghoufi.

HE: Huile essentielle.

HP: Hewlett-Packard.

Ig: Indice de germination.

ITC: Isothiocyanate

KI: Indice de Kovats.

Mza: M'zirâa.

Otay: Eloutaya.

R: Génine (Aglycone)

Rt: Temps de rétention.

Rv: Volume de rétention.

Sery: Seryana.

SKB: Sidi Khlil B.

Tim: Timgad.

Tko: T'kout A.

Tl: Le temps de latence.

UPGMA: Unweighted Pair Group Method with Arithmetic means.

V1, 2, …, n: Codes des caractères morphologique choisis pour l'analyse biométrique.

Liste des figures

		Page
Figure 1:	Classification du genre *Moricandia* DC.,……	4
Figure 2:	Diagramme florale des Crucifères……	6
Figure 3:	Taxons du genre *Moricandia* DC., en Algérie…..……	8
Figure 4:	Occurrence de la polyploïdie chez le genre *Moricandia* DC..……..	16
Figure 5:	Structure générale des glucosinolates et leurs dérivées……	22
Figure 6:	Structure générale des composés chimiques identifiés dans l'espèce *Moricandia arvensis* ……	23
Figure 7:	Localisation de la zone d'étude…….	24
Figure 8:	Localisation des populations échantillonnées ……..	25
Figure 9:	Caractères biométriques utilisés dans l'étude morphologique …….	27
Figure 10:	Appareil d'extraction des huiles essentielles type Clevenger……..	30
Figure 11:	Variation morphologique chez les populations de *Moricandia* DC……..	34
Figure 12:	Cercle des corrélations, projection des variables sur le plan (1/2) des populations du *Moricandia* DC ….…….	39
Figure 13:	Cercle des corrélations, projection des variables sur le plan (1/3) des populations du *Moricandia* DC…….…….	40
Figure 14:	Projection des populations de *Moricandia* DC., sur le plan (1/2)……	41
Figure 15:	Projection des populations de *Moricandia* DC., sur le plan (1/3)……..	42
Figure 16:	UPGMA cluster des populations des *Moricandia* DC.,…….	43
Figure 17:	Variation de la concentration des composés de l'huile essentielle chez *Moricandia arvensis*…….	60
Figure 18:	Cercle des corrélations, projection des variables le plan (1x2), des populations de *Moricandia arvensis*……..	65
Figure 19:	Projection des populations de *Moricandia arvensis*, sur le plan 1-2……..	66
Figure 20:	Projection spatiale des populations de *Moricandia arvensis* basée sur les trois axes principaux……	67
Figure 21:	UPGMA cluster des populations d e *Moricandia arvensis*…….	68
Figure 22:	Cercle des corrélations, projection des variables sur le plan (1x2) ……	70

Figure 23: Cercle des corrélations, projection des variables sur le plan (1x3) …… 71
Figure 24: Cercle des corrélations, projection des variables sur le plan (1/4)…….. 71
Figure 25: Projection des populations de *Moricandia arvensis*, sur le plan 1-2 (2ième ACP)…… 72
Figure 26: Projection des populations de *Moricandia arvensis*, sur le plan 1-3 (2ième ACP) ……... 73
Figure 27: Projection des populations de *Moricandia arvensis*, sur le plan 1-4 (2ième ACP) ……... 74

Liste des tableaux

Page

Tableau 1: Nombres chromosomique du genre *Moricandia* DC.,…….. 15
Tableau 2: Caractères morphologiques utilisés dans l'analyse biométrique …..…… 26
Tableau 3: Les mesures biométriques de l'espèce *Moricandia arvensis*……..... 34
Tableau 4: Coefficient de variabilité des caractères morphologiques du genre *Moricandia* DC……... 35
Tableau 5: Moyennes et Ecart-types des variables morphologiques…….. 36
Tableau 6: Matrice de corrélation des variables morphologiques du genre *Moricandia* …… 38
Tableau 7: Nombres chromosomique des populations de *M. arvensis*…… 51
Tableau 8: La composition chimique des huiles essentielles de *M. arvensis* ……..... 57
Tableau 9: Moyennes des composés de l'essence des populations du *Moricandia arvensi*s……... 60
Tableau 10: Matrice de corrélation des composants de l'essence de *M. arvensis*……. 63
Tableau 11: Matrice de corrélation (2) des composants de l'essence de *Moricandia arvensis*…….. 69

Liste des Photos

Page

Photos 1: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var. *longirostris* (Ain Elkebira), 2n = 28, G:100X……. 52

Photos 2: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var. *longirostris* (Ammoucha), 2n = 28, G:100X……. 52

Photos 3: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var. *fabariifolia* (Elbazze), 2n = 28, G:100X……..... 52

Photos 4: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var. *communis* (Kimel), 2n = 28, G:100X……. 52

Photos 5: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var. *communis* (Timgad), 2n = 28, G:100X……. 52

Photos 6: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var. *communis* (T'kout A), 2n = 28, G:100X……..... 52

Photos 7: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis*, Var. *fabariifolia* (Seryana), 2n = 28, G:100X……. 53

Photos 8: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var. *robusta* (Sidi Khlil A), 2n = 28, G:100X…….. 53

Photos 9: Plaque métaphasique de *M. suffritucosa* Var. *Fontanesii* (Sidi Khlil B), 2n = 56, G:100X……. 53

Photos 10: Plaque métaphasique de *M. suffritucosa* Var. *Fontanesii* (Lioua), 2n = 56, G:100X…… 53

Photos 11: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var. *robusta* (Zribet Eloued), 2n = 28, G:100X……. 53

Photos 12: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var. *robusta* (M'zirâa), 2n = 28, G:100X……... 53

Photos 13: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var. *robusta* (Eloutaya), 2n = 28, G:100X……. 54

Photos 14: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var. *robusta* (Boumagar), 2n = 28, G:100X……. 54

Photos 15: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var.*garamantum* (Ghoufi), 2n = 28, G:100X……..... 54

Liste des annexes

Annexe 1: Germination des graines de *Moricandia arvensis*.

Annexe 2: Les paramètres de la germination de *Moricandia arvensis*.

Annexe 3: Temps de latence des graines de *M. arvensis* (L.) DC.

Annexe 4: Germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *longirostris* (Ain Elkebira).

Annexe 5: Germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *longirostris* (Ammoucha).

Annexe 6: Germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *fabariifolia* (Elbazze).

Annexe 7: Germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var *communis* (Kimel).

Annexe 8: Germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *fabariifolia* (Seryana).

Annexe 9: Germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *communis* (Timgad).

Annexe 10: Germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *communis* (T'Kout).

Annexe 11: Germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *robusta* (Sidi Khlil A).

Annexe 12: Germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *robusta* (Zribet El-oued).

Annexe 13: Germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *robusta* (M'Zirâa).

Annexe 14: Germination des graines de *M. suffritucosa*. Var.. *Fontanesii* (Sidi Khlil B).

Annexe 15: Germination des graines de *M. suffritucosa*. Var *Fontanesii* (Lioua).

Annexe 16: Germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *robusta* (Eloutaya).

Annexe 17: Germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *robusta* récoltée de (Boumagar).

Annexe 18: Germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *garamantum* (Ghoufi).

Annexe 19: Capacité de germination des graines *M. arvensis* (L.) DC.

Annexe 20: Coefficient de vélocité des graines *M. arvensis* (L.) DC.

Annexe 21: Indice de germination des graines *M. arvensis* (L.) DC.

Introduction

Sans connaissance taxonomique et floristique d'une région, nous ne pouvons faire que peu de progrès. L'exploration botanique de l'Algérie n'a guère commencé qu'au début du 19^{éme} siècle; avec *flora atlantica* publiée en 1800 par Desfontaines. En 1837 l'académie des sciences ordonna l'exploration scientifique de l'Algérie sous la responsabilité de Bory De Saint-Vicent. Les travaux de Durieu Maisonneuve, Cosson et Pomel dans cette période font la base pour les travaux de Battendier et Trabut qui publiaient la première flore de l'Algérie en 1895.

Maire, de 1918 jusqu'à la date de sa mort en 1949; consacra ces recherches à l'étude de la flore de l'Afrique du nord avec 35 contributions. Divers botanistes ont contribué à faire connaître la flore d'Algérie. Parmi eux, Quézel et Santa (1963) (*nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques et méridionales*) et Ozenda (1977) (*flore du Sahara*). Mais jusqu'à aujourd'hui aucun document d'ensemble ne fut publié.

L'Algérie comporte environ 980 genres et 3300 espèces (Lebrun, 1982). Si les études floristiques sont relativement satisfaisantes, les recherches cytotaxonomiques et biosystématiques restent fragmentaires **(**Quézel *et* Bounaga, 1974).

Les systématiciens font de plus en plus appel à la chimie afin de résoudre certains problèmes taxonomiques. En effet l'étude des composés chimiques des végétaux permet d'établir des différences intra et interspécifiques qui ne peuvent être mises en évidence par des méthodes classiques basées sur la morphologie, la cytologie ou même l'écologie. Trois raisons d'être à cette science nouvelle:

- La classification d'une plante doit être basée sur le plus grand nombre de caractères macroscopiques, microscopiques, et moléculaires.
- La chimio-taxonomie est un outil de choix dans l'étude phylogénétique des plantes, permettant une connaissance plus approfondie de la diversification des molécules fondamentales.
- L'importance industrielle et médicale de certains produits secondaires tels que stéroïdes, alcaloïdes, tanins,… (Misset, 1974).

Les métabolites secondaires des végétaux, dépassant actuellement 100 000 substances identifiées (Pichersky *et* Gang, 2000), qui sont classées en plusieurs groupes: les composés phénoliques, les terpènes; les stéroïdes et les composés azotés dont les alcaloïdes (Tyler *et al.,* 1981; Bruneton, 1999; Guignard, 2000).

Le nombre des espèces étudiées et les métabolites secondaires isolés laissent présager de l'ampleur de ce qui reste à découvrir. L'inventaire le plus récent montre que parmi environ

400000 espèces de végétaux connues (Waridel, 2003), seulement 15 à 25 % ont été investiguées sur les plans phytochimiques et pharmacologiques (Pichersky *et* Gang, 2000).

Le présent travail porte sur la monographie du genre *Moricandia* DC., il a pour but de déterminer la variabilité morphologique entre les différents taxons de ce genre présents dans l'Est algérien et la recherche du nombre chromosomique et la composition chimique des huiles essentielles pour chaque taxon.

La première partie concerne la synthèse bibliographique des espèces appartenant au genre *Moricandia* DC. Elle commence par la description botanique et caryologique, ensuite le recueil des principaux résultats phytochimiques antérieurs relatifs à la famille des Crucifères et au genre *Maricandia.* Le deuxième volet est consacré au protocole expérimental. Alors que le troisième volet regroupe les résultats et la discussion.

I- Morphologie

I-1- Classification du genre *Moricandia* DC.

Le règne végétal est vaste (entre 5 à 30 millions, c'est le nombre d'espèces probable, contre 1,5 million décrites scientifiquement) (Spichiger *et* Figeat, 2002). Dans ce règne, on trouve l'ensemble des plantes à fleurs (Phanérogame), qui se répartissent en Coniférophytes, Cycadophytes et Anthophytes qui se composent des Gnétophytes, groupe primitif aux caractères de reproduction rappelant les Conifères, et en *Angiospermes* (Richard, 2005). Ces derniers sont les plus importants au niveau numérique, environ 285000 espèces (Mugnie, 2000).

Reconnaître une plante repose à la fois sur la capacité à observer et synthétiser ses caractéristiques et sur la connaissance des grandes lignes de la classification, afin de la positionner à l'intérieur du système qui nous amènera jusqu'au rang taxonomique le plus précis possible (Famille, Genre, Espèce). Une série de questions-réponses à l'observation permet d'approcher le taxon recherché. Il faudra compléter, la plupart du temps, ces interrogations par la recherche dans une flore à l'aide de critères préétablis (Richard, 2005).

La classification botanique du genre *Moricandia* peut être résumée sous forme d'arbre phylogénique (figure 1).

I-2- La Famille des crucifères (*Brassicaceae*)

Les *Crucifères* regroupent 338 genres et plus de 3700 espèces (Al-Shehbaz *et al.*, 2006; Baily *et al.*, 2006; Koch *et* Mummenhoft, 2006; Warwik *et* Al-Shahbabaz., 2006; Lysak *et al*., 2008; Soltis *et al*., 2009). Les Brassicaceae sont cosmopolites, certaines se sont adaptées à des milieux particuliers, comme les montagnes ou les déserts, et présentent alors une lignification poussée et une surface foliaire réduite (Crêté, 1965; Maire, 1967; Guingard *et* Dupont, 2004).

La famille des Crucifères est très homogène, très évoluée, facile à définir et très reconnaissable par ces fleurs à pétales disposés en croix, d'où le nom de Crucifère (du latin <<*crucem ferre*>>, porter une croix) (Guingard *et* Dupont, 2004).

La famille des Crucifères est représentée par 10 tribus en Algérie (Maire, 1967).

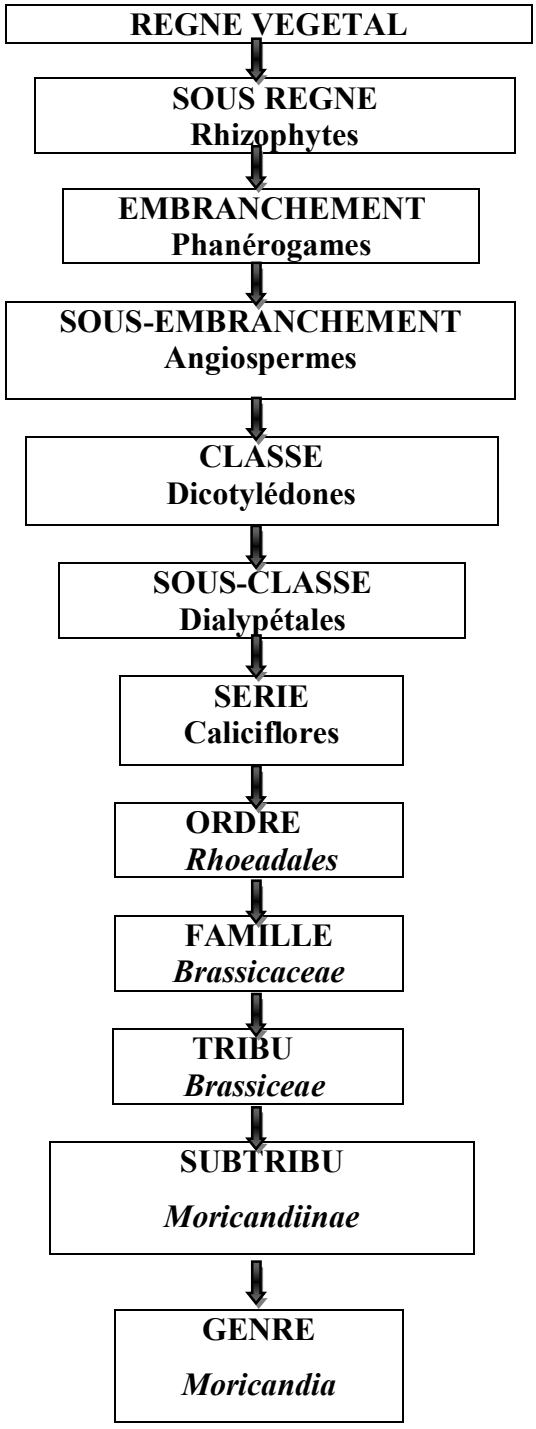


Figure 1: Classification du genre *Moricandia* DC. D'après (Maire, 1967).

Arabideae	***Hesperideae***
Alysseae	***Lepidieae***
Brassiceae	***Lunareae***
Drabeae	***Matthioleae***
Euclidieae	***Sisymbriea***

Les taxons de cette famille possèdent plusieurs caractères botaniques en commun.

***- Appareil végétatif**

Les Crucifères sont des herbes, rarement sous-arbrisseaux ou arbustes. (Guingard *et* Dupont, 2004). Les feuilles, le plus souvent, alternes, parfois en parties opposées; les inférieures souvent disposées en rosette; de formes très variées mais souvent lyrées (Quézel *et* Santa, 1963)

***- Appareil reproducteur**

Les fleurs, hermaphrodites, actinomorphes, à réceptacle convexe, sont généralement groupées en grappes.

- *Le calice* comprend 4 sépales, disposés sur 2 verticilles. Les sépales sont internes, latéraux, dont leur base est souvent renflée en forme de poche où s'accumule le nectar sécrété par des glandes situées à la base des étamines.

- *La corolle* formée de 4 pétales disposés en diagonale sur un même verticille: s'alternant avec les sépales; en présentant un onglet bien développé, dressé, et un limbe étalé.

- *L'androcée* regroupe 6 étamines dont 4 sont plus fortes que les autres: les plus petites sont externes et latérales; les grandes sont rapprochées en deux paires antéropostérieures.

- *Le gynécée* est formé de deux carpelles (ouverts) par leurs bords, mais divisés secondairement en deux loges par une fausse cloison, par laquelle les ovules sont rangés alternativement (Guingard *et* Dupont, 2004) (figure 2).

***- Le fruit** est une silique à placentas très proéminents se soudent en une fausse cloison; cette dernière persiste dans le fruit. La partie supérieure demeure souvent stérile et forme un bec sur une certaine longueur. Le fruit ainsi constitué est nettement plus large, s'il devient aussi large que long, on l'appelle silicule.

***- Les graines** sans albumen, ont des embryons volumineux dont les cotylédons sont repliés de diverses façons. Ceci permet de définir plusieurs types de graines, utilisés dans la classification des différents genres; ces caractères sont très secondaires et n'ont été utilisés par les systématiciens qu'en raison de l'exceptionnelle homogénéité de la famille.

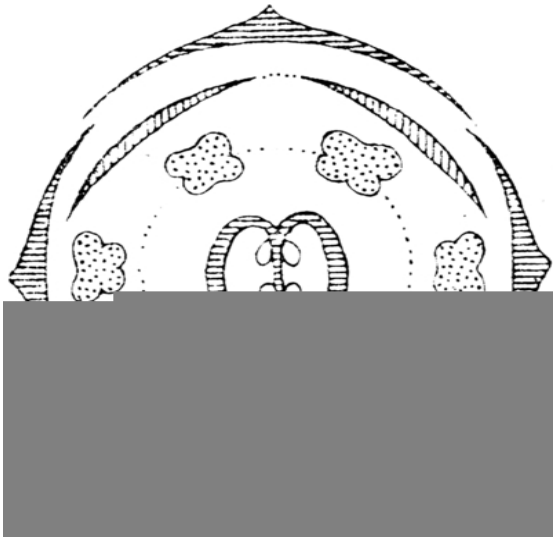


Figure 2 : Diagramme florale des Crucifères. D'après (Guingard *et* Dupont, 2004)

(2+2) *S* + (2+2) *P* + (2+4) *E* + 2*C*

I-3- Tribu et subtribu

La tribu *Brassiceae* est l'une des 19 tribus qui ont été reconnues au sein de la famille des *Crucifères* (Hedge, 1976; Al-Shahbaz, 1984, 1985). Elle est considérée parmi les plus importantes économiquement, et la plus distinctive (Gómez-Compo, 1980, 1999; Al-Shahbaz, 1985).

Le traitement taxonomique global de la tribu a été mené par Shulz (1936). La tribu *Brassiceae* contient actuellement 422 espèces regroupées en 48 genres. Géographiquement, elle est centrée dans le Sud-Ouest de la région méditerranéenne, dont 40 genres sont endémiques (Hedge, 1976; Gómez-Compo, 1980, 1999; Al-Shahbaz, 1985).

La tribu se distingue sur la base des cotylédons qui sont pliés longitudinalement autour du radical. Le fruit est divisé par une articulation transversale en deux articles, valvaires et stylaires (Maire, 1967; Gómez-Compo, 1980, 1999; Al-Shahbaz, 1985).

Shulz en 1936 a reconnu un peu arbitrairement, sur la base des caractères morphologiques, 7 subtribus: *Brassicinae, Cakilinae,* ***Moricandiinae****, Raphaninae, Savignyinae, Vellinae, et Zillinae*. Les *Brassicinae* et ***Moricandiinae*** incluent toutes deux, des genres qui ont des siliques allongées, et fruits déhiscents. Tandis que les autres subtribus ont des siliques réduites (Warwik *et al*., 2009). Le genre *Moricandia* DC., est l'un des huit genres qui appartiennent à la Subtribu *Moricandiina* (Mizushina *et* Tsunoda, 1966).

I-4- Le genre *Moricandia* DC.

La taxonomie du genre *Moricandia* DC., a été toujours controversée, car sa détermination est difficile en raison de la réduction des différences morphologiques chez les différentes espèces, ce qui conduit à la description d'un nombre élevé de taxons (Vesperinas, 1997).

Le genre *Moricandia*, méditerranéen, regroupe huit espèces, adaptées à la sècheresse et tolèrent des conditions arides (*M. arvensis, M. foetida, M. foleyi, M. moricandioides, M. nitens, M. sinaica, M. spinosa, M. suffruticosa*) (Vesperinas, 1997), les taxons (*M. nitens, M. spinosa*, *M. suffruticosa*) sont considérées comme des sous espèces appartenant à l'espèce *Moricandia arvensis* (Quézel *et* Santa, 1962; Maire, 1967; Pottier-Alepetite, 1979)

En Algérie le genre *Moricandia* est représenté par deux espèces; *M. arvensis* (L.) DC. et *M. foleyi* Batt **(**Quézel *et* Santa, 1962; Maire, 1967). Les deux espèces possèdent des caractères morphologiques en communs, alors que seule *M. arvensis* regroupe des subdivisions infra spécifiques (figure 3).

Les deux espèces sont des plantes annuelles, bisannuelles ou vivaces (Quézel *et* Santa, 1963; Rollins, 1993; Miller *et* Cope, 1996). Les feuilles sont caulinaires embrassant la tige par deux oreillettes, entières ou un peu sinuées (Jauzein, 1995; Gupta, 2009), pourvues des cellules à myrosine dans le mésophylle (Maire, 1967). Les fleurs sont grandes à sépales dressés, les extérieurs linéaires et les intérieures oblongues (Quézel *et* Santa, 1963; Maire, 1967), de couleur blanche violacée ou blanche, les pétales sont purpurins, violacés, lilacins. Les étamines sont au nombre de 6 à anthères oblongues-linéaires, sagittées à la base, atténuées au sommet. Le gynécée est sessile, cylindrique, ovaire à 30-200 ovules, stigmate bilobé (Maire, 1967). Silique linéaire déhiscente (Quézel *et* Santa, 1963; Maire, 1967; Rollins, 1993; Miller *et* Cope, 1996; Gupta, 2009), comprimée, tétragone brièvement rostrée. Les valves sont obtuses, à nervure médiane épaisse. Graines très petites, très nombreuses, pendantes, 1-2 série (Quézel *et* Santa, 1963; Maire, 1967).

Le genre *Moricandia* est représenté dans le Sud d'Europe, le Nord d'Afrique et le moyen orient (Al-Shehbaz *et al.*, 2007).

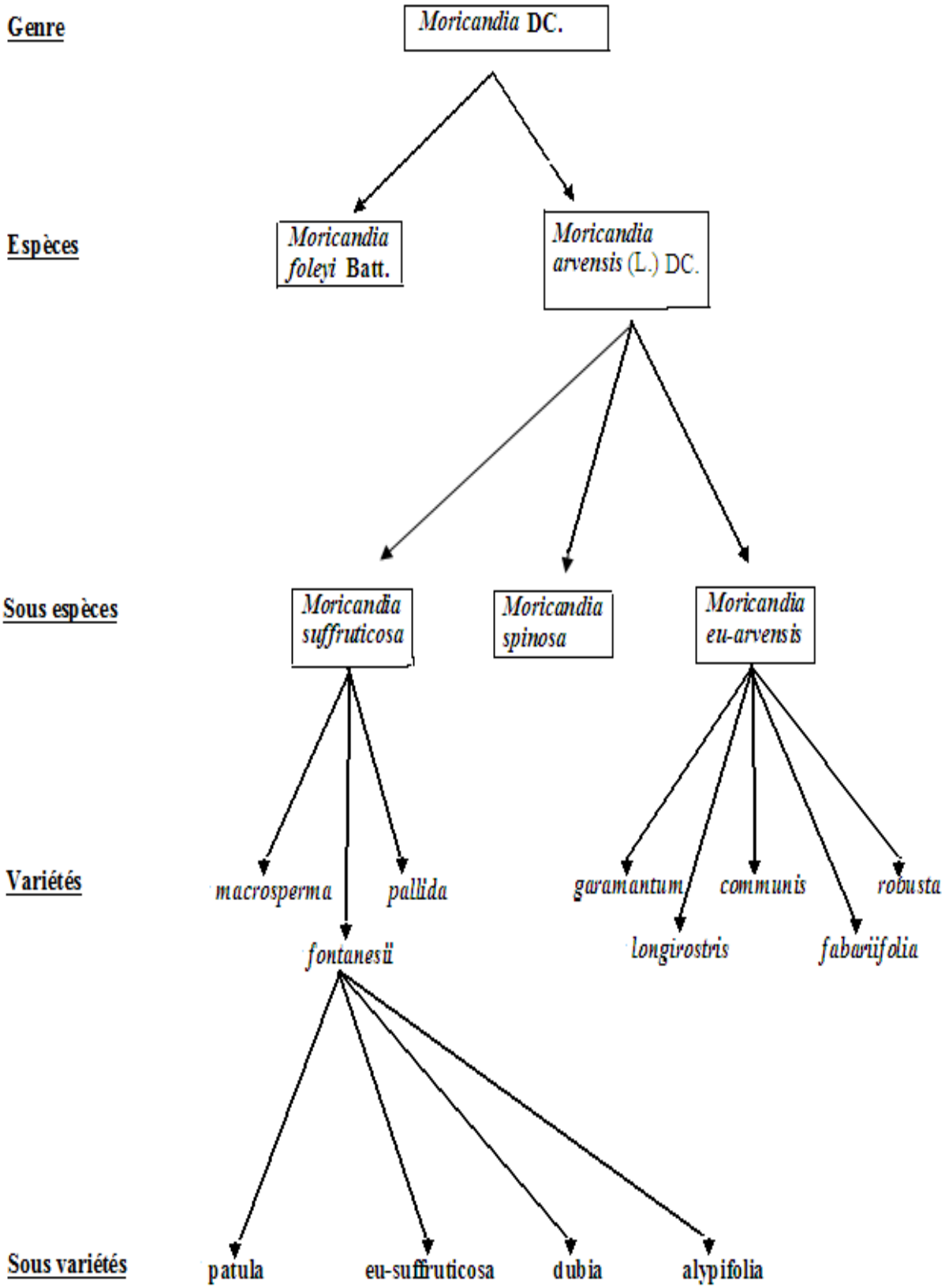


Figure 3 : Taxons du genre *Moricandia* en Algérie. D'après (Maire, 1967).

I-5- Espèces algérienne du genre *Moricandia* DC

I-5-1- *Moricandia arvensis* (L.) DC.

I-5-1-1- Description botanique de l'espèce

- Appareil végétatif

Plantes annuelles, bisannuelles ou vivace, glauques, à racine pivotante, et tige dressée, herbacée, ou devenant ligneuse, ordinairement très rameuse, blanchâtre, rarement violacée (Coste, 1937; Quézel *et* Santa, 1963; Maire, 1967; Bayer *et al.*, 1990)

- Appareil reproducteur

La fleur

Les fleurs sont relativement grandes, elles ont 4 sépales érigés dont 2 en forme de sac à la base, et 4 pétales pourpres à violets, veinés, à onglet étroit dont le calice est ovoïde, étalé. L'ovaire est supère allongé (Bayer *et al.*, 1990).

Le fruit

Les siliques sont linéaires comprimées-subtétragones, 3-10 cm x 1,2-3 mm, valves arrondies, bec de 3-9 mm (Maire, 1967).

La graine

Les graines sont petites, ovoïdes, lisses, brun-claire, nombreuses bisériées ou unisériées (Quézel *et* Santa, 1963; Maire, 1967; Bayer *et al*., 1990).

La floraison: Mars-octobre, et après les pluies dans le Sahara.

Aire géographique: Semi aride des régions méditerranéennes, en Afrique et en Asie (Al-Shahbaz, 1985).

I-5-1-2- Description botanique des sous espèces du *Moricandia arvensis*

a) *ssp.* ***Eu-arvensis*** **(L.) DC. (type de l'espèce)**

Plantes presque toujours annuelles, à feuilles caulinaires amplexicaules, les graines biséries (Quézel *et* Santa, 1963, Maire, 1967). Cette sous espèce se rencontre sur les terres lourdes, les marnes gypseuses (Laperyronie, 1982), et les terres calcaires. En Algérie, elle est abondante sur les hauts plateaux (Bonnier, 1955; Maire, 1967; Beniston, 1984), Sahara central (Quézel *et* Santa, 1963; Maire, 1967), le tell, l'Atlas saharien et les montagnes des Aurès (Maire, 1967).

b) ***ssp. spinosa*** **(Pomel) Batt.**

Plantes vivaces très rameuses dès la base, plus au moins épineuses à l'extrémité. Les feuilles sont caulinaires non ou à peine amplexicaules (Quézel *et* Santa, 1963; Maire, 1967), les supérieures distantes, très petites (Maire, 1967). Les fleurs en grappes pauciflores non

corymbiformes (Quézel *et* Santa, 1963; Maire, 1967). Siliques 6-7cm x 1mm, à bec court. Les graines sont unisériées (Maire, 1967).

Aire géographique : Sahara septentrional (commune dans le Mzab) (Quézel *et* Santa, 1963; Maire, 1967).

c) *ssp. suffruticosa* (Desf)

Plantes vivaces à feuilles caulinaires, la plupart nettement cordées, amplexicaules à la base. Graines nettement unisériées ou subbisériées

M. suffruticosa c'est une sous espèce endémique, localisée dans le Sahara oranais: Oued Namous, Zousfana (Quézel *et* Santa, 1963; Maire, 1967).

I-5-2- *Moricandia foleyi* Batt.

Appareil végétatif

Herbe verte, légèrement glaucescente, à forte odeur d'*Eruca vesicaria*. Plante souvent rameuse dès la base, atteignant 1,5m de longueur, et parfois 2cm de diamètre à la base. Leurs feuilles basales nombreuses, en rosette, persistants à l'anthèse, disparaissant seulement à la fructification, Les feuilles en générale caulinaires sessiles, oblongues, atténuées puis arrondies à la base, non amplexicaules, toutes assez minces, de 5 à 25 cm de longueur et de 1,5 à 5cm de largeur (Maire, 1967).

Appareil reproducteur

Les grappes assez denses et corymbiformes à l'anthèse, puis très allongées, lâches, multiflores (20-30 flores).

Les fleurs grandes et vivement colorées. Sépales 7-9 mm de longueur, verts ou rougeâtres, densément plurinerviés, à marge étroitement scarieuse et blanche. Pétales 15-20 x 7 mm, purpurins, plus pâles ou plus foncés à la gorge de la corolle. 6 étamines, à anthères linéaires de couleur jaune-claire. Gynécée sessile, style asperme terminé par un stigmate bilobé, à lobes décurrents (Maire, 1967).

Le fruit est une silique atteigne 4 cm de longueur, à bec long de 4-6mm.

Les graines; bisériées, nombreuses, oblongues, comprimées, brunes, lisses (Quézel *et* Santa, 1963; Maire, 1967).

Floraison: Mars-Mai. (Maire, 1967)

Aire géographique: Elle pousse dans les alluvions limoneuses et sablonneuses des torrents, dayas, cultures, dans les régions désertiques (Maire, 1967).

II- Caryologie

II-1- Introduction

Gregor Mendel a formulé une théorie particulaire de l'hérédité fondée sur les expériences menées sur des pois vers les années 1860. En 1875, Grâce au progrès de la microscopie, les cytologistes ont pu décrire le mécanisme de la mitose, et celui de la méiose au cours de l'année 1890. Vers 1900, la cytologie et la génétique ont commencé à converger, les biologistes ont remarqué des analogies entre le comportement des chromosomes et celui des facteurs particulaires de Mendel. La théorie chromosomique de l'hérédité a pris forme peu à peu (Campbell *et* Reece, 2004).

La cytogénétique a fait le lien entre la cytologie et la génétique. Les premiers travaux sur les végétaux ont débuté au cours de la seconde moitié du 19ème siècle, mais c'est surtout à partir de 1920 que la cytogénétique s'est développée (Jahier *et al*., 1992).

La cytogénétique est une science d'investigation. Elle a pris une part active à la compréhension des mécanismes héréditaires et du monde végétal dans sa diversité (Taxonomie, Phylogénie) c'est aussi une des nombreuses disciplines sur lesquelles s'appuie l'amélioration des plantes. Elle se situe avant tout en amont de la sélection et participe à:

- La connaissance du matériel végétal utilisé;
- L'établissement des cartes génétiques grâce à la production et l'étude de la polyploïdie;
- L'exploitation de la variabilité intra-spécifique, interspécifique ou induite (Jahier *et al*., 1992).

II-2- Caryotype

Le nombre, la taille et les caractéristiques structurales des chromosomes constituent le caryotype, qui peut être utile pour distinguer des taxons. Les chromosomes ne diffèrent pas seulement par leur longueur totale, mais aussi par la longueur de leurs deux bras, et la localisation du centromère. La combinaison de la longueur totale des chromosomes et la position du centromère permet éventuellement de distinguer les chromosomes du génome.

Leur identification peut être améliorée par des techniques spécialisées par la coloration des bandes (banding). La cartographie du génome, est une démarche passionnante qui peut avoir un impact important sur les études systématiques (Judd *et al.*, 2001).

II-3- La Polyploïdie

Le nombre des chromosomes par cellule est constant pour chaque espèce. Si une espèce renferme 2, 3, 4, 5, ou plusieurs garnitures de chromosomes, elle est respectivement dite diploïde, triploïde, tétraploïde, pentaploïde, ou polyploïde, et le phénomène lui-même est qualifié de polyploïdie (Nultsh, 1998). Alors, la polyploïdie est un mécanisme qui aboutit a la production de nouvelles espèces par spéciation sympatrique c'est-à-dire sans isolement géographique. Par définition, la polyploïdie est une augmentation du nombre de chromosomes au-delà du complément diploïde habituel (2n) (Raven *et al.*, 2000).

On parle d'autopolyploïdie, lorsqu'il y a un doublement du nombre de chromosomes chez les individus appartenant à la même espèce.

L'allopolyploïdie, est un type de polyploïdie, beaucoup plus commun; elle provient d'un croisement entre deux espèces différentes, produisant un hybride interspécifique.

L'aneuploïde est l'aberration chromosomique impliquant un écart léger par rapport au nombre chromosomique normal de l'espèce. Les haploïdes se sont des individus qui possèdent un seul lot de chromosomes (n), par opposition aux diploïdes (2n) (Raven *et al*., 2000).

Il est aujourd'hui possible de doubler ce nombre des chromosomes par traitement au moyen d'un produit antimitotique (Ex. la colchicine). Cette modification du nombre chromosomique permet à chaque chromosome de s'apparier à son double et d'opérer ainsi un rééquilibrage allylique. Ces produits mitoclasiques ont un effet inhibiteur sur le fuseau dont ils détruisent les microtubules. Ils empêchent de ce fait la séparation anaphasique des chromosomes et entraînent la formation de noyaux de restitution tétraploïdes.

Dans son principe, le doublement du nombre chromosomique est très simple, mais la substance antimitotique ne peut agir que sur des cellules en division. Les difficultés rencontrées se situent dans le choix du moment, de la durée de traitement et la concentration de la substance antimitotique.

Dans un méristème apical, les cellules les plus actives et les plus facilement touchées par la colchicine sont situées à une certaine distance du sommet, ce sont les cellules responsables de l'allongement. Dans le méristème apical lui-même, c'est l'assise sous-épidermique qui doit être affectée pour que le traitement soit efficace (Baudoin *et al.*, 2002).

II-4- La polyploïdie chez les angiospermes

Les chercheurs ont depuis longtemps reconnu que la polyploïdie c'est une partie inséparable de la biologie des angiospermes. Elle a été étudiée pendant un siècle, la polyploïdie est reconnue comme une force majeure dans l'évolution des angiospermes. Les récentes analyses génomiques indiquent non seulement que la polyploïdie est omniprésente

chez les angiospermes, mais aussi proposent plusieurs anciens événements de dédoublement génomique. Il s'agit notamment de l'ancienne duplication du génome entier (Soltis *et al.*, 2009).

La décennie écoulée a vu une recrudescence spectaculaire de l'étude de la polyploïdie. Malgré de nombreuses tentatives au cours des années 70 pour estimer la fréquence de la polyploïdie chez les plantes, il s'est avéré difficile de déterminer la fréquence réelle du processus dans divers lignages des végétaux. Les Angiospermes, en particulier, ont reçu beaucoup d'attention, en utilisent des nombres chromosomiques et des hypothèses pour présumer la ligne de démarcation entre le nombre des chromosomes "diploïde" et "polyploïde"(Soltis *et al.*, 2009). Toutefois, ces estimations varient en fonction du nombre de chromosomes de base utilisés, ainsi Stebbins (1950) estime la fréquence de la polyploïdie à 30 - 35% chez les angiospermes. Grant (1981), en basant son estimation de la polyploïdie chez les angiospermes sur le nombre chromosomiques des 17138 espèces étudiées, il émit l'hypothèse que les plantes à fleurs avec un nombre de chromosomes haploïde de n = 14 ou plus étaient d'origines polyploïdes. L'utilisation de ce seuil, Grant déduit que 47% des plantes à fleurs étaient d'origine polyploïde et propose 58% et 43% de polyploïdes chez les monocotylédones et les dicotylédones respectivement. Lewis (1980) donne 70 - 80% de polyploïdie chez les dicotylédones, alors que Goldblatt (1980) suggère que 70% et peut être 80% des monocotylédones sont polyploïdes. Masterson (1994) estime que 70% des angiospermes ont connu une ou plusieurs épisodes de polyploïdie chez leurs ancêtres.

II-5- Caryologie

II-5-1- Caryologie de la famille

Plus de 9000 chiffres expriment les nombres chromosomiques de 232 sur 338 genres (68,6%), et 1558 sur 3709 (42,0%) espèces de la famille des *Brassicaceae*. Une série continue des nombres chromosomiques de base de 4 à 13, même (17) est mentionnée dans la littérature. Les nombres haploïdes sont souvent très variables même au sein du même genre (exemple Brassica avec n = 7, 8, 9, 10, 11, 16, 17, 18, 19). Le plus faible nombre chromosomique connu pour la famille est n = 4, ce nombre a été trouvé dans deux genres indépendants, *Stenopetalum* de l'Australie et *Physaria* de l'ouest de l'Amérique du Nord, tandis que le nombre le plus élevé rapporté est de n = 128, observé chez les espèces *Cardamine concatenata* (Michx.) O. Schwarz et *Cardamine. diphylla* (Michx.) A.W. Wood (Warwik *et* Al-Shehbaz, 2006).

La polyploïdie et l'aneuploïdie ont joué un rôle important dans l'évolution des *Brassicaceae*. 37% des espèces sont polyploïdes, et 10% des genres des *Brassicaceae,* semblent être exclusivement polyploïdes, dont le genre *Moricandia* (Warwik *et* Al-Shehbaz, 2006).

II-5-2- Caryologie de la Tribu

Le nombre chromosomique des taxons de la tribu des *Brassiceae* est connu pour 80 % des espèces. Le dénombrement chromosomique est nécessaire pour trois genres des 48 (*Ammosperma, Eremophyton, Quezelianthus*). Le nombre haploïde dans cette tribu varie de n = 6 chez *Erucacria cakiloidea* à n = 75 chez *Crambe gordjaginii*. Aucun nombre de chromosome ne semble être dominant au sein de la tribu, et il semble y avoir une large gamme de génériques des numéros de base x = 6 à 18 (Warwik *et al*., 2009).

Les espèces dont le nombre gamétique est supérieur à 14 chromosomes ont été estimées à l'origine de la polyploïdie, c'est-à-dire provenant de la duplication génomique de taxons à nombre chromosomique de base faible (Gomez *et* Hinata, 1980). Toutefois, cette hypothèse n'a pas été appuyée par des récentes études moléculaires (Anderson *et* Warwik, 1999).

Les dernières études suggèrent que l'aneuploïdie a joué un rôle plus important que l'eupolyploïdie dans l'évolution des nombres chromosomiques de base (Warwik *et al*., 2009).

La détection d'une large duplication des chromosomes dans les espèces avec des chiffres aussi bas que n = 7 – 10 (Quiros, 1987; Warwik *et* Blak, 1993), soutient l'hypothèse que l'ancêtre commun de la tribu avait déjà subie un événement de polyploïdisation (Warwik *et al*., 2009).

II-5-3- Caryologie du genre

Le genre *Moricandia* DC., est très étudié du point de vue nombre chromosomique (Tableau 1). Les nombres chromosomiques du genre varient de n = 9 chez *Moricandia arvensis* (L.) DC., (Nagai et Sasaoka, 1930; Baez-Mayor, 1934) à n = 42 chez *Moricandia spinosa* (Pomel) (Vesperinas, 1978; Vogt *et* Aparicio, 1999).

Le nombre somatique 2n = 28 est dominant avec un pourcentage de 80%, par contre les nombres 2n = 18, 22, 56 et 84 sont faiblement représentés (figure 4).

Tableau 1: Nombres chromosomiques du genre *Moricandia* (L.) DC., (D'après Warwik *et al*., 2009).

Espèce	Sous espèce	Variété	*n*	*2n*	Auteur
M. arvensis (L.) DC.	***M. eu-arvensis*** Maire		- 14 - 9 14 14 - 14 - - 14 - - -	18 - 28 - 28 - 28 28 28 28 - 28 28 28	Nagai *et* Sasaoka (1930) Jaretzky (1932) Manton (1932) Baez-Mayor (1934) Valdés-Bermejo (1970) Larsen et Laegaard (1971) Nilsson *et* Lassen (1971) Valdés-Bermejo (1974*a*) S. Vesperinas (1978) Dalgaard (1986) Clavijo (1990) D.Lifante (1991) Luque et Lifante (1991) Diosdado *et al*. (1993)
		Garamantum Maire *Robusta* Batt	12 14 - - -	- - 28 28 28	Quézel (1955) Reese (1957) Sikka *et* Sharma (1979) S. Vesperinas (1978) S. Vesperinas (1978)
	M. nitens (Viv) E.A. Durand & Barratte		- -	28 28	S.Vesperinas (1978) Arista *et* Ortiz (1994)
	M. spinosa (Pomel)		- 14	84 -	S. Vesperinas (1978) Vogt *et* Aparicio (1999)
	M. suffritucosa (Desf) Coss. & Durieu		14+4B -	- 56	Humphries *et al*. (1978) S. Vesperinas (1978)
M. foetida Bourg. ex. Boss			14 14	28 28	Valdés-Bermejo (1970) Valdés-Bermejo (1974 *a*)
M. foleyi Batt.			11	22	Warwick *et al*. (1993)
M. moricandioides			14 14 - 14	28 28 28 -	Valdés-Bermejo (1970) Valdés-Bermejo (1974 *a*) Fernández *et al*. (1977) Ruíz *et* Infante (1986)
	M. Baetica (Boiss & Reut) Sobrini Ves		14	28	Valdés-Bermejo (1970)
		macrosperma (Willk) Heywood	- 14	28 28	Löve and Kjellqvist (1974) Valdés-Bermejo (1974 *a*)
	M . Cavanillesiana (Font Quer & A. Bolòs)	*Cavanillesiana* (Font Quer & A. Bolòs)	- 14	28 28	Valdés-Bermejo (1970) Valdés-Bermejo (1974 *a*)
	M. Giennensis Valdés Berm		14	28 + 0-3B	Valdés-Bermejo (1974*b*)
M. sinaica. (Boiss.) Boiss.			- -	28 28	Sobrino Vesperinas (1978) Khosravi *et* Maassoumi (1998)

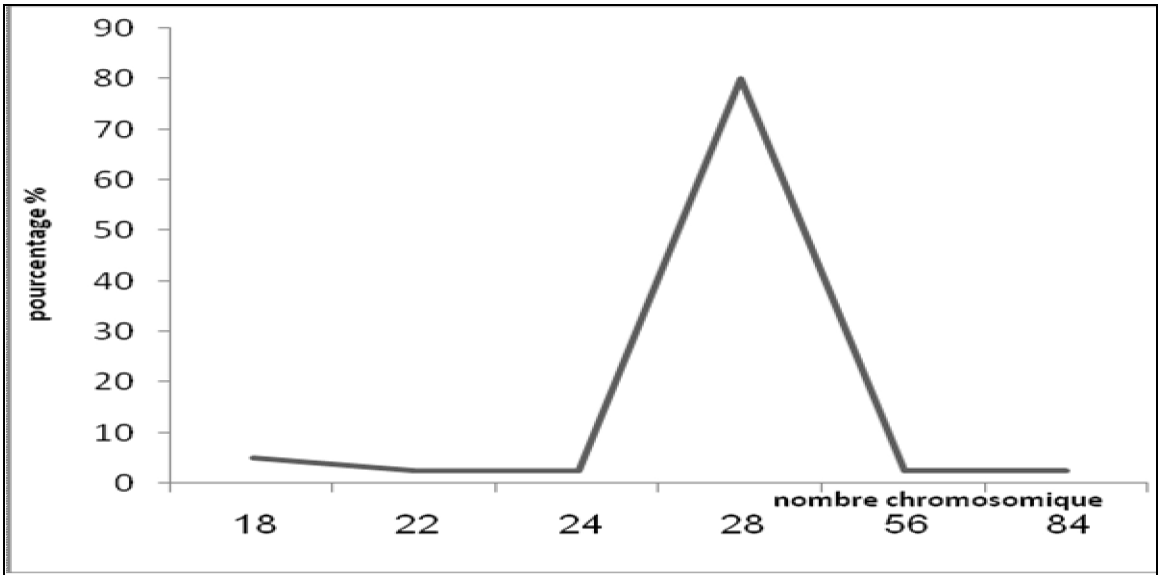


Figure 4: Occurrence de la polyploïdie chez le genre *Moricandia* DC.

Moricandia eu-arvensis à un nombre chromosomique de 2n = 28 (Bang *et al*, 2002; Ishicawa *et al*, 2003; Kaur *et al*, 2004; B. M. Ali *et al*, 2005; Ueno *et al*, 2007; Lysak et al, 2009).

Le numéro gamétique ancestral de la tribu est n = 7 (Warwik *et* Balak, 1993). Valdes-Bermejo (1974a), suggère que le nombre chromosomique du genre *Moricandia* DC., est issu de l'hybridation de deux taxons diploïdes avec duplication ultérieure du nombre chromosomique

Le nombre des chromosomes est connu presque pour tous les taxons du genre *Moricandia* DC. Les dénombrements sont nécessaires pour quelques variétés de la sous espèce *eu-arvensis* tel que (var. *communis*, var. *fabariifolia* et var. *longirostris*) et les taxons de la sous espèce *suffruticosa*.

III- Les huiles essentielles

III-1- Définition

Chaque fois qu'on écrase un pétale de fleur, une branchette, ou une quelconque partie d'une plante, un parfum se dégage, cela signifie qu'une huile essentielle s'est libérée (Padrini *et* Luncheroni, 1996). Les huiles essentielles, appelées communément essences végétales, sont des produits huileux, odoriférants et volatils contenus dans les différentes parties des végétaux (Bruneton, 1999; Guestem et *al*., 2001). Elles sont considérées comme des produits du métabolisme secondaire spécifiques aux végétaux supérieurs. Obtenus soit à partir des matières premières naturelles par distillation à l'eau, soit à partir des fruits de citrus par des procédés mécaniques et qui sont séparées de la phase aqueuse par des procédés physiques (Afnor, 2000).

III-2- Répartition et localisation des huiles essentielles

Les huiles essentielles n'existent quasiment que chez les végétaux: il y aurait 17500 espèces aromatique (Lawrence, 1995). Les espèces capables d'élaborer les constituants qui composent les huiles essentielles sont réparties dans un nombre limité de familles, par exemple: *Myrtaceae, Lauraceae, Rutaceae, Lamiaceae, Asteraceae, Apiaceae, Cupressaceae, Poaceae, Zingiberaceae, Piperaceae*, etc… (Lawrence, 1995; Bruneton, 1999; Guignard, 2000).

Les huiles essentielles peuvent être stockées dans tous les organes: les sommités fleuries (Lavande, Menthe), les écorces (Cannelier), les racines (Vétiver), les rhizomes (Gingembre), les fruits (Anis, Fenouil, Badianier), le bois (Camphier), les feuilles (Citronnelle, Eucalyptus), les graines (Muscade) et les boutons floraux (Clou de Girofle) (Bruneton, 1999; Guestem *et al*., 2001).

La synthèse et l'accumulation des huiles essentielles sont généralement associées à la présence de structures histologiques spécialisées, souvent localisées sur ou à proximité de la surface de la plante : cellules à huiles essentielles des *Lauraceae* ou des *Zingiberaceae*, poils sécréteurs des *Lamiaceae* (Svobodak, 2000; 2003), poches sécrétrices des *Myrtaceae* ou des *Rutaceae*, canaux sécréteurs des *Apiaceae* ou des *Asteraceae* (Bruneton, 1999; Guignard, 2000).

III-3- Rôle des huiles essentielles

Concernant le rôle des huiles essentielles, plusieurs hypothèses ont été avancées. La plus ancienne considère que les huiles essentielles sont des produits métaboliques sans intérêt biologique. Depuis le début du XX^{ème} siècle, différentes suppositions ont été établies.

Les essences constituent un moyen de défense contre les prédateurs (microorganismes, champignons, insectes, herbivores) en modulant les comportements de ceux-ci vis-à-vis des plantes (Rossiter *et al*., 2003).

Les constituants des huiles essentielles sont considérés comme des modérateurs des réactions d'oxydation intramoléculaire, protégeant la plante contre les agents atmosphériques (Yan et Chen, 2007). Certains de ces composés se comporteraient aussi comme source d'énergie à la suite d'une baisse de l'assimilation chlorophyllienne.

Bousquet (1972) considère que certains de ces produits seraient des composés intermédiaires du métabolisme et qu'ils se trouveraient à l'état libre durant certaines périodes en relation avec l'activité végétative de la plante.

Les travaux de Nicholas (1973), ont montré que les monoterpènes et sesquiterpènes peuvent jouer des rôles aussi variés qu'importants dans la relation des plantes avec leur environnement. Par exemple, le 1,8-cinéole et le camphène inhibent la germination des organes infectés ou la croissance des agents pathogènes issus de ces organes. Bruneton (1999) estime que la volatilité et l'odeur marquée de ces essences en font des éléments de la communication chimique.

Croteau (1986) montre que les huiles volatiles auraient en réalité un rôle de mobilisateur d'énergie lumineuse et de régulateur thermique au profit de la plante. Elles réguleraient la transpiration diurne en absorbant les rayons ultraviolets par leurs constituants insaturés. La présence et la teneur en huiles essentielles dans les plantes seraient donc en rapport avec la photochimie.

III-4- Obtention des huiles essentielles

III-4-1-La distillation

Le principe de la distillation est basé sur la volatilité des huiles essentielles sous l'effet de la chaleur. L'huile est entraînée par la vapeur d'eau après condensation, l'huile essentielle se sépare du distillat par décantation (Bruneton, 1999).

Hydrodistillation

Elle se produit dans l'appareil de Clevenger et consiste à immerger directement le matériel végétal à traiter (entier, coupé ou éventuellement broyé) dans un alambic rempli d'eau qui est ensuite portée à ébullition. Les vapeurs hétérogènes sont condensées sur une surface froide et l'huile essentielle se sépare par différence de densité (Bruneton, 1999).

Dans cette méthode, le matériel végétal risque d'être calciné, ce qui entraîne des modifications aux caractéristiques chimiques de l'huile essentielle.

Distillation à la vapeur saturée

Dans ce cas, le matériel végétal n'est pas en contact avec l'eau, la vapeur d'eau est injectée au travers de la masse végétale disposée sur une grille perforée en dessus de la base de l'alambic. La vapeur d'eau entraînant les molécules aromatiques, et retourne à l'état liquide par condensation quant elle passe par un système refroidisseur (Belaiche, 1979). La distillation à la vapeur est le procédé qui est le mieux adapté à l'extraction des essences, surtout si elles sont destinées à des fins thérapeutiques (Bego, 2001).

Hydrodiffusion

Elle consiste à pulser de la vapeur d'eau à très faible pression (0,02 à 0,15 bar) à travers la masse végétale du haut vers le bas. La composition des produits extraits est sensiblement identique à celle des produits obtenus par les méthodes classiques. Le procédé permet un gain de temps et d'énergie, et évite un grand nombre d'artéfacts liés à une température excessive (Schmidt, 1981; Bruneton, 1999).

III-4-2- Enfleurage

Depuis l'antiquité, l'affinité des corps gras pour les composés odorants n'est plus à démontrer, il faut attendre le XIX^{ème} siècle pour exploiter cette propriété grâce à l'enfleurage. Cette technique a été utilisée comme la façon la plus fidèle pour restituer l'odeur des fleurs. On en trouve trace comme technique artisanale au XVIII^{ème} siècle en France méridionale où la fabrication des matières premières de parfumerie évolue vers une forme industrielle.

L'enfleurage se base sur la liposolubilité des composants odorants des végétaux dans les corps gras. Il consiste à déposer des pétales de fleurs fraîches sur des plaques de verre recouvertes de minces couches de graisse (graisse animal type saindoux). Selon les espèces, l'absorption des huiles essentielles des pétales par le gras peut prendre de 24 à 72 heures. Les pétales sont éliminés et remplacés par des pétales frais jusqu'à saturation du corps gras. On épuise ce corps gras par un solvant que l'on évapore ensuite sous vide (Belaiche, 1979). Pour les fleurs qui perdent leurs arômes très rapidement après la cueillette, comme certain Lys, et supportent une macération à chaud, dans ce cas la technique utilisée est la digestion ou enfleurage à chaud (Bruneton, 1999).

De nos jours, l'enfleurage reste une technique très délicate et nécessite un matériel et une main d'œuvre considérables.

III-4-3- Extraction par les solvants volatils

Cette méthode est utilisée pour les organes végétaux présentant une concentration en essence faible ou pour les essences que l'on peut extraire par distillation (Belaiche, 1979). Elle nécessite l'utilisation de solvants, dont les plus utilisés sont l'éther de pétrole, l'hexane, le

propane et le butane liquide. Ce mode d'extraction conduit aux concrètes (résidu cireux très coloré et très aromatique) et les absolus (le traitement de concrète avec l'alcool absolu). Ce mode d'extraction est prescrit pour les huiles essentielles à destination thérapeutique (Bruneton, 1999).

Après extraction il est nécessaire d'éliminer les solvants. Les absolus obtenus par lavage à l'alcool des concrètes, contiennent encore des traces de solvant. Les quantités admises sont au maximum de 25 ppm pour l'hexane et de 30 ppm pour les solvants chlorés. Les produits satisfaisants à ces normes sont exceptionnels (Afnor, 2000).

III-5-Méthodes d'analyses

L'analyse des huiles essentielles se fait en deux étapes. En premier lieu, on réalise une séparation des différents constituants, puis on passe à l'identification. La séparation se fait par chromatographie en phase gazeuse (CPG), elle permet une évaluation quantitative et qualitative de la composition chimique des huiles essentielles. Elle présente de nombreux avantages: facilité de la mise en œuvre, temps d'analyse assez court et fiabilité des résultats (Bruneton, 1999).

Les résultats de la CPG s'expriment par le volume de rétention (Rv) qui représente le volume de gaz vecteur nécessaire à l'élution du composé de la colonne de rétention, ou par le temps de rétention (Rt) qui représente le temps nécessaire à l'élution.

A l'heure actuelle, la méthode la plus fiable pour la séparation et l'identification des constituants des huiles essentielles est la chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse (GC-MS). Elle facilite l'identification des composés volatils même présents à l'état de trace.

Le principe de cette méthode consiste à transférer par le gaz vecteur (phase mobile) les composés séparés par chromatographie en phase gazeuse dans le spectromètre de masse au niveau duquel, ils vont être fragmentés en ions de masse variables dont la séparation sera en fonction de leur masse. L'identification des composants est réalisée par la comparaison des spectres de masse obtenus avec ceux connus en bibliothèque informatique (Desjobert *et al*, 1997).

III-6- Composition chimique

Les huiles essentielles, sont des mélanges complexes et variables appartenant principalement à deux groupes chimiques qui se caractérisent par des origines biogénétiques distinctes. Il s'agit des composés terpénique, les plus volatils, tels les monoterpènes qui constituent 90 % des huiles essentielles d'une espèce; et les sesquiterpènes. Les composés aromatiques, dérivés du phénylpropane, sont beaucoup moins fréquents (Guignard et *al.*,

1985; Bruneton, 1999; Guestem et *al.*, 2001). Les huiles essentielles peuvent également renfermer divers produits issus des processus de dégradation (Bruneton, 1999; Guestem et *al.*, 2001).

III-6-1- Les huiles essentielles chez la famille des Brassicaceae

La recherche bibliographique révèle une richesse en métabolites secondaires notamment les Glucosinolates chez la famille des *Brassicaceae*.

Les glucosinolates (GLC) sont des hétérosides soufrés, anionique, responsables des odeurs fortes dégagées par les *Brassicaceae* et les Capparelles (*Capparidaceae*, *Moringaceae* et *Tovariaceae*) (Vaughn *et* Berhow, 2005). Les Glucosinolates se sont des composés fixés localisés dans les Vacuoles (Fahey *et al.,* 2001). Leur structure de base comporte un Glucose un Groupe sulfate et une génine (Vaughn *et* Berhow, 2005).

Il a été démontré que les glucosinolates s'hydrolysent par des enzymes (myrosinases), en petites molécules: Nitrile, Isothiocyanates, Thiocyanates, Ipithionitrile et Oxazolidine (figure 5) (Rask *et al*., 2001; Jones *et al*., 2006). Ces dérivés peuvent donner des acides gras (Agerbik *et al*., 2008).

Les études phytochimiques des huiles essentielles chez la famille des *Brassicaceae* montrent que cette famille est riche en composés obtenus par la dégradation des Glucosinolates. Rodriguez et *al*. (2006), les études menées sur l'espèce *Diplotaxis tenuifolia* (L.) DC ont montré que le constituant majeur de l'huile essentielle est le 5-methylthiopentanenitrile avec un pourcentage de 91 %.

L'étude de l'huile essentielle de *Lepidium coronopus* (L.) a permis de définir 26 composés, parmi eux trois isothiocyanates et un nitrile, représentant un pourcentage de 85% du rendement de cette espèce (Radulović *et al*., 2008). Chez l'espèce *Lepidium meyenii,* 53 composés sont identifiés dans l'huile, les composés majoritaires sont le phényle acétonitrile avec un pourcentage de 85,9 %, le benzaldehyde (3,1%) et le 3-méthoxy phényle acétonitrile (2,1%) (Tellez *et al*., 2002). Les isothiocyanates et les nitriles (4-methylthiobutyl, 4-methylpentyl, 2-phenylethyl) sont dominants sur l'huile de l'*Arabidopsis thaliana* (Rohloff *et* Bones, 2005).

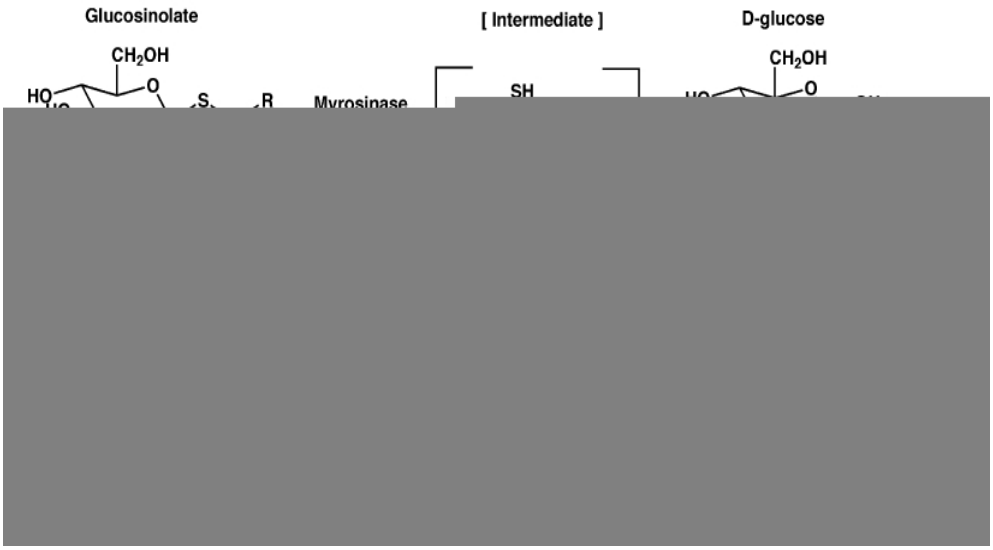


Figure 5: Structure générale des glucosinolates et leurs drivées.

D'autres classes chimiques entrent dans la composition des espèces des *Brassicaceae* tel que, les terpènes et les Acides Gras. Le Phytol est un diterpène-alcool dominant la composition chimique de l'huile essentielle de *Raphanus sativus* (Blazević *et* Mastelić, 2009). Dans l'*Arabidopsis thaliana,* 24 monoterpenes, 26 sesquiterpenes et 12 structures aromatiques sont identifiés (Rohloff et Bones, 2005). L'huile de l'*Hesperis matronalis* est riche en composés terpéniques (Majetic *et al*., 2007). L'étude des composés volatiles chez *Pieris brassica* a mis en évidence la présence de 77 composés dont les composés soufrés, les composés azotés et les terpènes (Fernandes et *al.*, 2009).

III-6-2- Les huiles essentielles dans l'espèce *Moricandia arvensis*

Les études concernant les huiles essentielles de *Moricandia arvensis* sont rares. Belkhiri *et* Lockwood (1990) dans leur étude phytochimique ont isolé un indole et trois dérivés de glucosinolates (figure 6).

L'étude phytochimique réalisée, par Braham *et al*. (2005), sur les fleurs de *Moricandia arvensis* a permis d'isoler huit glycosides phénoliques.

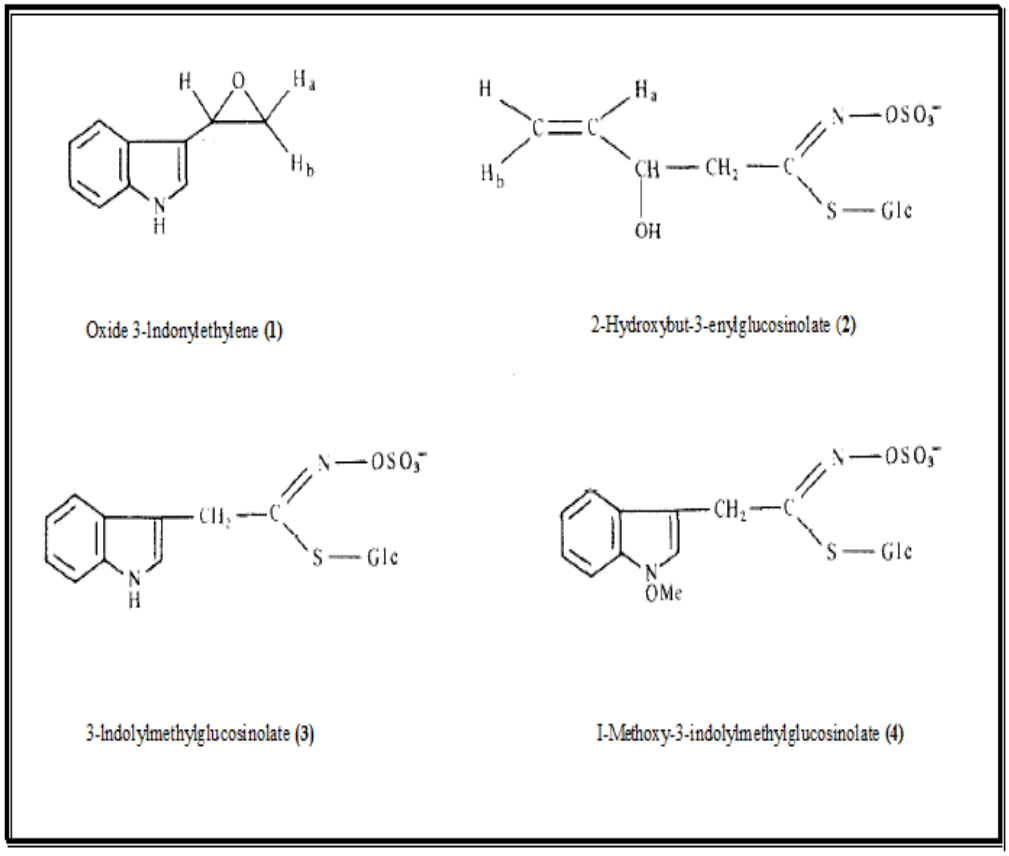


Figure 6: Structure générale des composés chimique chez *Moricandia arvensis*

I- Matériel

I-1- Zone d'étude

Durant la période juin-juillet 2008, une récolte globale des espèces de la région d'étude (figure 7), a été effectuée dans le but de localiser et déterminer les espèces du genre *Moricandia* DC.

Au laboratoire les déterminations des échantillons récoltés et l'identification des espèces du genre *Moricandia* DC., ont été facilitées par l'utilisation des flores de Quézel *et* Santa (1963) et de Maire (1967).

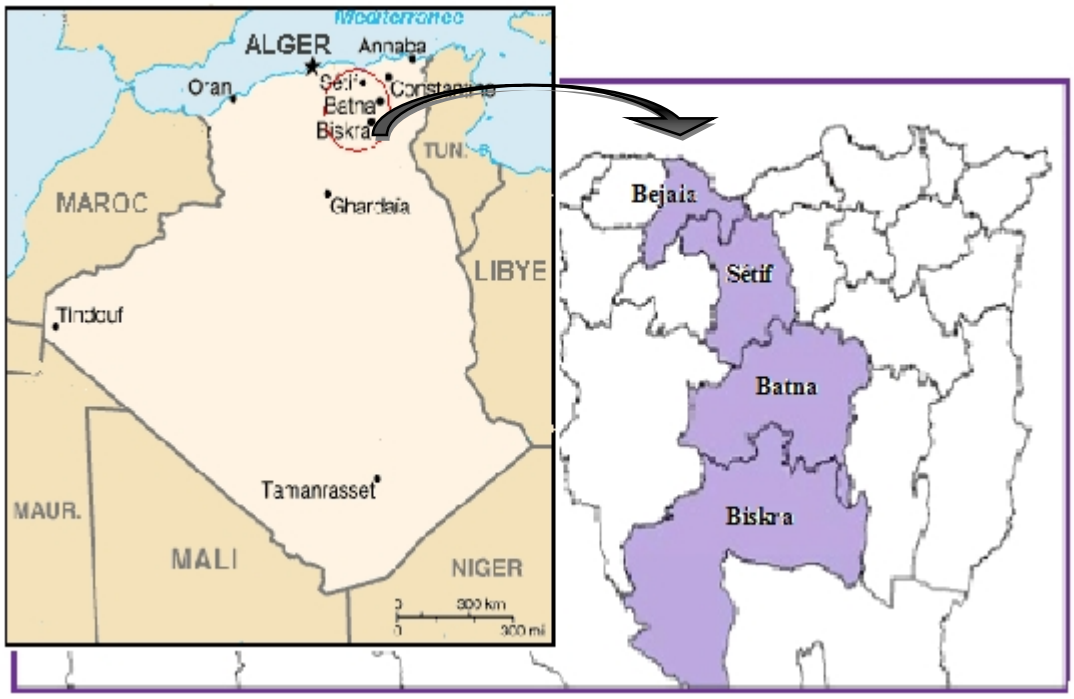


Figure 7: Localisation de la zone d'étude

I-2- Echantillonnage

Après la localisation des espèces du genre *Moricandia*, le choix des stations, lieu de prélèvement des échantillons, est fait selon la présence des espèces (figure 8).

L'identification des espèces des crucifères demande, dans la très grande majorité des cas, l'examen attentif de fruits ayant atteint leur complet développement. Pour cette raison une attention particulière a été observée lors de la récolte. Nous avons ramassé uniquement les échantillons susceptibles de répondre à cette nécessité. De chaque station 10 individus sont prélevés (des graines pour l'étude caryologique et des parties aériennes pour l'étude biométrique et biochimique).

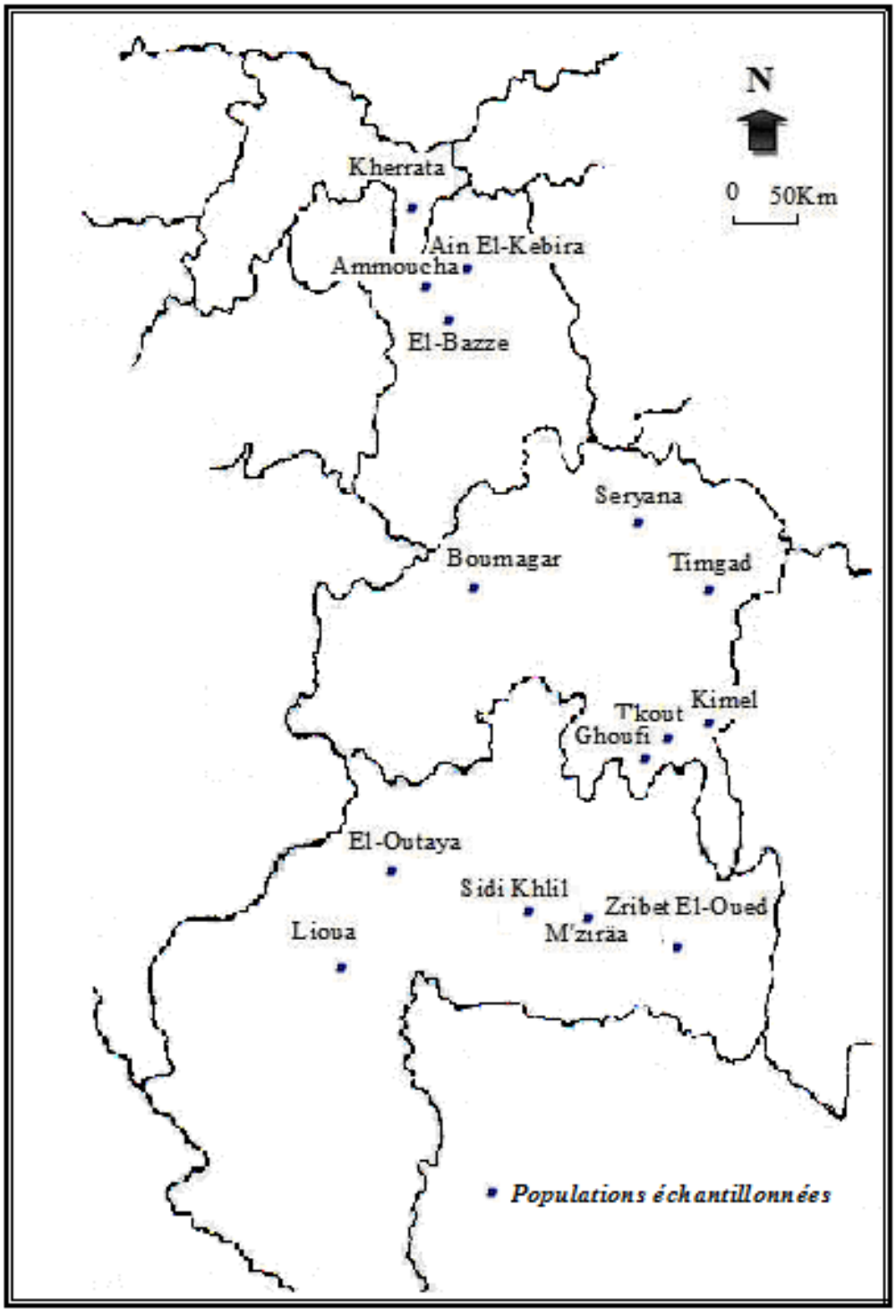


Figure 8: Localisation des populations échantillonnées

Les échantillons frais sont utilisés pour les mesures biométriques. La partie aérienne de la plante (feuilles, fleurs et bougeons) est séchée à l'air libre, et à l'abri de la lumière dans le but de l'extraction des huiles essentielles. Les graines obtenues durant la récolte sont conservées dans des sachets en papier à une température ambiante jusqu'au moment de leur utilisation.

II- Méthodes

II-1- Morphologie

La description morphologique est basée sur des observations des caractères de la plante faites sur le terrain et complétées au laboratoire (tableau 2 et figure 9).

Tableau 2: Caractères morphologiques utilisés dans l'analyse biométrique.

code	caractère
V1	Longueur de la feuille basale
V2	Largeur de la feuille basale
V3	Longueur de la nervure principale de la feuille basale
V4	Longueur de la feuille intermédiaire
V5	Largeur de la feuille intermédiaire
V6	Longueur de la nervure principale de la feuille intermédiaire
V7	Longueur de la feuille apicale
V8	Largeur de la feuille apicale
V9	Longueur de la nervure principale de la feuille apicale
V10	Longueur du grand pétale
V11	Largeur du grand pétale
V12	Longueur du petit pétale
V13	Largeur du petit pétale
V14	Longueur du grand sépale
V15	Largeur du grand sépale
V16	Longueur du petit sépale
V17	Largeur du petit sépale
V18	La distance entre la base des deux grands sépales
V19	La distance entre la base du petit sépale et la base du calice
V20	Longueur de l'étamine supérieure
V21	Longueur de l'étamine inférieure
V22	Longueur du gynécée
V23	Longueur du fruit
V24	Largeur du fruit
V25	Longueur du bec
V26	Nombre des baugeons floraux
V27	Nombre de graines dans la silique

Les mesures biométriques, concernant les caractères V24, V25 et de V10 à V22, sont réalisées à l'aide d'un pied à coulisse numérique (***steco***). Les mesures des caractères V1 à V9 et V23 sont réalisées à l'aide d'une feuille millimétrée. Le comptage des graines a été fait sous une loupe binoculaire. Les mesures ont été réalisées sur dix individus de chaque station, et dix répétitions pour chaque individu.

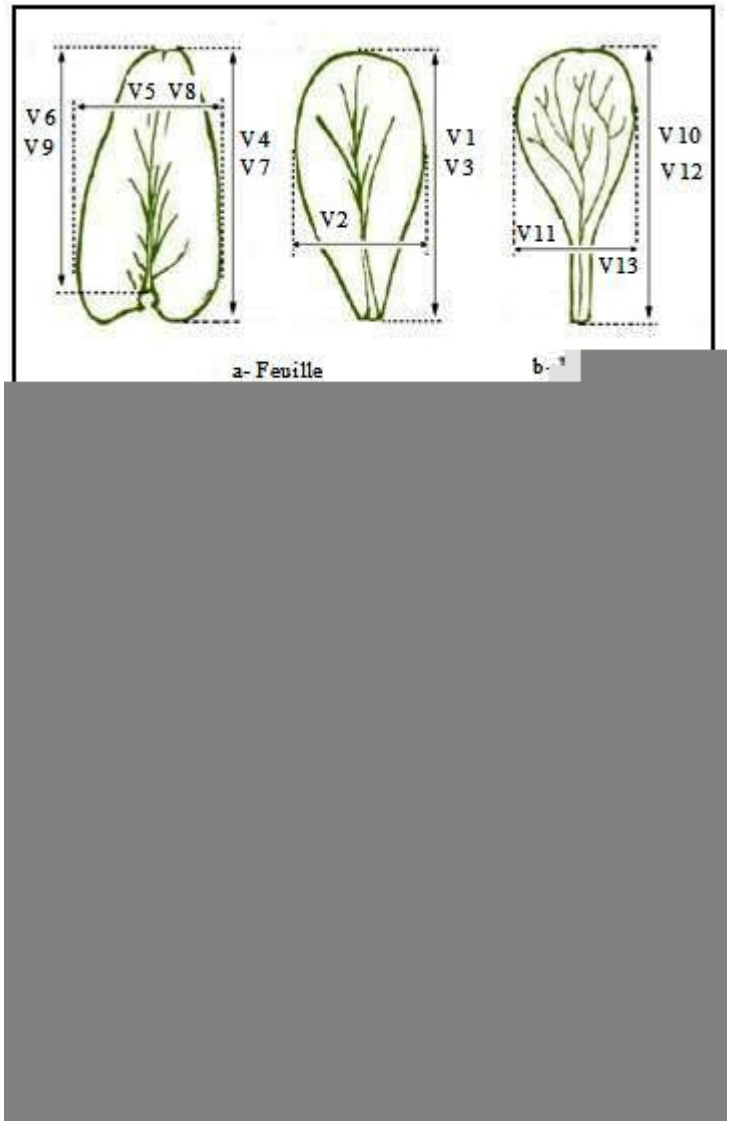


Figure 9: Caractères biométriques utilisés dans l'étude morphologique.

II-2- Technique caryologique

II-2-1- Germination

Les semences sont mises à germer sur du papier filtre saturé d'eau distillée dans des boites de pétri. Le but des cultures est de permettre le prélèvement de pointes de racine dont l'analyse cellulaire révèlerait le plus grand nombre de mitose possibles. Des essais comparatifs sont réalisés en fonction des différents paramètres, de température (22°C, 27°C), de lumière du jour et d'obscurité totale.

II-2-2- prétraitement

Nous avons recouru à une technique qui a pour effet de contracter les chromosomes ce qui facilitera leur individualisation (La cour, 1935). Elle consiste à prélever des pointes de racines avec les zones méristématiques et à les mettre dans une solution antimitotique saturée.

Ces solutions inhibent la formation du faisceau achromatique et retardent la division du centromère ce qui entraine l'éparpillement des chromosomes dans la cellule.

Les pointes racinaires sont prélevées à 12 h et le prétraitement se fait en les immergeant dans une solution de colchicine à une concentration de 0,05%, pendant 20 minutes, à température ambiante et en obscurité totale.

II-2-3- fixation

Le but de fixation est d'empêcher toute activité cellulaire ultérieure en tuant les cellules sans les altérer. De plus, la fixation améliore le contraste entre les chromosomes et le fond cytoplasmique (Jahier *et al*., 1992).

Il y'a plusieurs fixateurs, certains assurent en même temps que la fixation un mordançage de la préparation et peuvent être suivis d'un traitement de maturation approprié. Dans notre étude nous avons utilisé le fixateur de Farmer et Moore (1905). La recette usuelle de ce fixateur est la suivante:

- Acide acétique glacial **(1 volume)**
- Ethanol pur **(3 volumes)**

On peut accroître la proportion d'alcool au delà de 3 jusqu'à 9, dans ce cas la fixation est plus rapide et les images de métaphase deviennent plus nombreuses.

II-2-4- Maturation

La maturation facilite l'écrasement des pièces et la répartition de la préparation en couches unicellulaires lors des colorations par écrasement (Squash). Pour les racines destinées à être colorées par l'orcéine acétique, la maturation est favorable si on les place 15 à 20 minutes dans l'acide acétique à 45% et à une température ambiante.

II-2-5- Coloration

L'orcéine a sur le Carmin l'avantage de ne pas colorer les nucléoles, ni les membranes nucléaires, ni le cytoplasme; seuls les chromosomes en mitose prennent la coloration et ils n'ont pas tendance à se "sur-colorer" comme c'est fréquemment le cas avec le Carmin.

a) Préparation du colorant

Dissoudre 2,2 g. d'orcéine dans 100ml d'acide acétique pur cristallisable à chaud, faire bouillir doucement, laisser refroidir et filtrer (solution I). Conserver à l'abri de la lumière.

Au moment de l'emploi, on prend 4,5ml d'orcéine acétique (solution I) on y ajoute 5,5ml d'eau distillée. (Solution II).

Pour la coloration on prend 9ml de la solution II et on ajoute 1ml d'HCl normal (Solution III), le montage se fait dans la solution II.

b) Coloration et Ecrasement des racines

La coloration des chromosomes améliore leur visibilité et facilite la séparation des cellules. La coloration est réalisée on plaçant les pointes des racines dans des verres de montre en pyrex contenant de l'orcéine acétique (solution III préparée au moment de l'emploi). On les chauffe sur bec bunsen jusqu'à émission de vapeurs blanches (Jahier *et al.*, 1992),

On isole le méristème racinaire sous la loupe et on le place sur une lame. Le montage se fait dans une goutte d'orcéine acétique (solution II), puis on le recouvre avec une lamelle. L'écrasement est fait par pression des méristèmes racinaires avec le pouce (squash) perpendiculairement à la lamelle et en faisant attention de ne pas la déplacer latéralement.

Les préparations sont lutées avec de la dissolution pour vélo et conservées au réfrigérateur jusqu'au moment de l'observation.

II-2-6- Observation

Les observations sont faites à l'aide d'un microscope photonique Carl-ZEISS équipé d'un appareil photographique. Les meilleurs plaques métaphasiques sont sélectionnées et photographiées.

II-2-7- Montage et conservation des préparations

Monter un objet en préparation microscopique consiste à enfermer cet objet, entre lame et lamelle, dans un liquide réfringent qui sert à la fois de milieu d'observation et de conservation.

Ce milieu dans lequel sont plongées les préparations microscopiques, doit posséder des qualités optiques et chimiques qui assurent à la fois la visibilité parfaite de tous les détails et la conservation indéfinie de l'objet (Conger *et* Farchild, 1953).

Pour éliminer l'eau et l'acide acétique qui se trouvent dans la préparation, nous enlevons la dissolution pour vélo du pourtour de la lamelle et nous décollons la lamelle. On place la préparation en position horizontale, la lamelle vers le bas, dans une toupine dont l'atmosphère est saturée d'acide acétique à 45% et on attend le décollement de la lamelle.

Après le décollement de la lamelle et dans les deux cas, on déshydrate les deux faces de la lame à l'alcool 80° puis à l'alcool 100° et enfin à l'alcool butylique. On égoutte bien entre chaque opération sur un papier filtre et on met une goutte d'euparal sur la lame.

On déshydrate la lamelle de la même façon et on la place sur la lame. On place la préparation déshydratée entre deux feuilles de papier Joseph et on essore doucement.

La coloration demeure vive et le milieu reste limpide dans la mesure où l'acide et l'eau sont complètement éliminés.

II-3- Extraction et Analyse des huiles essentielles

II-3-1- Extraction

La méthode d'extraction adoptée est l'hydrodistilation, elle est réalisée au Clevenger (figure 10). L'hydrodistilation se base sur le pouvoir que possède la vapeur d'eau à transporter les huiles essentielles.

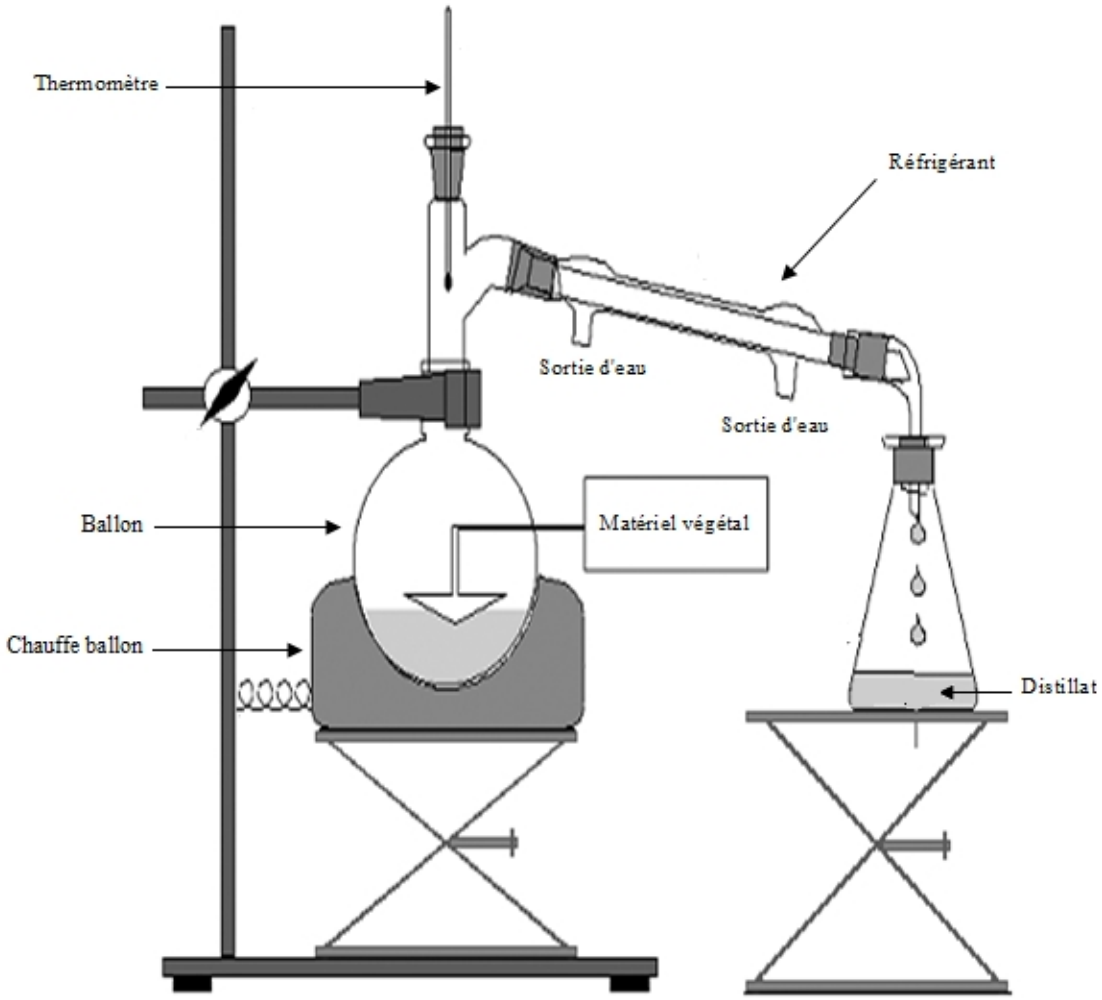


Figure 10: Appareil d'extraction des huiles essentielles type Clevenger.

On introduit une quantité suffisante de matériel végétal (tiges, feuilles, fleurs bougeons) dans un ballon en verre contenant une quantité suffisante d'eau distillée sans pour autant remplir le ballon pour éviter les débordements de l'ébullition. On chauffe le mélange à l'aide d'un chauffe ballon. Les vapeurs chargée d'huiles essentielles passent à travers le tube vertical, puis dans le réfrigérant où aura lieu la condensation. Les gouttelettes ainsi produites s'accumulent dans le tube rempli au préalable d'eau distillée. En raison de la différence de densité, l'huile essentielle surnage à la surface de l'eau.

L'huile essentielle ainsi obtenue est récupérée puis traitée par un déshydratant, le sulfate de sodium, pour éliminer de l'eau retenue dans l'huile. Les huiles sont conservées à l'abri de la lumière et à froid (4°C) jusqu'au moment de l'utilisation.

II-3-2- Analyse de l'huile essentielle

L'analyse des huiles est réalisée dans le laboratoire de chimie des huiles essentielles à l'université blaise pascal de Clermont (France).

L'identification des constituants volatiles des huiles essentielles (HE) a été réalisée au moyen de la CPG couplée à la spectrométrie de masse (GC/SM) et la détermination quantitative a été faite sur un appareil équipé d'un détecteur à ionisation de flamme (CG/FID). La quantification des constituants des huiles essentielles est déterminée par la méthode universelle de normalisation interne sans coefficient de réponse, compte tenu que tous les produits présents ne sont pas isolés, connus et clarifiés.

Chromatographie en phase gazeuse couplée à la spectrométrie de masse CPG/MS. Chromatographe Hewlett-Packard HP 7890 couplé à un spectromètre de masse HP 5975-C.

Conditions opératoires

- Colonne: DB5: 30m x 0,25mm, épaisseur de film: 0,25m
- Gaz vecteur: Hélium: 1mL/min
- Energie d'ionisation: 70eV
- Température de l'injecteur: 250°C
- Température du détecteur: 280°C
- Programmation du four : 50°C pendant 5min, 5°C/min de 50° à 300°C, 5min à 300°C
- Injecteur mode split 1: 100

L'identification des composés a été réalisée par comparaison de leurs spectres de masse et de leurs KI (Indice de Kovats) avec ceux des bases de données Adams (361), NIST (362), Mc Lafferty (363), Jennings (364), Joulain (365), et celle établie par le laboratoire d'accueil.

Chromatographie en phase gazeuse couplée à un détecteur à ionisation de flamme CPG/FID. Chromatographe Hewlett-Packard HP 6890 équipé d'un détecteur à ionisation de flamme.

Conditions opératoires

- Colonne: DB5: 30m x 0,25mm, épaisseur de film 0,25m
- Gaz vecteur: Hydrogène: 1mL/min
- Température de l'injecteur: 280°C
- Température du détecteur: 300°C
- Programmation du four : 50°C pendant 5min, 5°C/min de 50° à 300°C , 5min à 300°C
- Injecteur mode split 1: 60

II-4- Techniques statistiques

L'analyse numérique des données a été faite avec le logiciel ***STISTICA 8*.**

II-4-1- Analyse en composantes principales (ACP)

L'analyse en composantes principales (ACP) est une méthode statistique d'analyse des données qui consiste à rechercher les directions de l'espace qui représentent le mieux les corrélations entre les variables aléatoires. Donc le but est de comprendre et de visualiser comment les effets de phénomènes a priori isolés se combinent. Lorsqu'on veut compresser un ensemble de N variables aléatoires, les n premiers axes de l'ACP est meilleur choix, du point de vue de l'inertie expliquée. Si on décide de ne retirer que les deux premiers axes de l'ACP, on pourra alors projeter notre nuage sur un plan, et le visualiser. Même si l'ACP est majoritairement utilisée pour visualiser des données, il ne faut pas oublier que c'est aussi un moyen de décorréler les données, les axes qui ne sont pas utilisés c'est de l'information perdues c'est une classification des données en amas (clusters) corrélés.

II-4-2- Unweighted Pair Group Method with Arithmetic means (UPGMA)

L'UPGMA est le nom d'un algorithme destiné à la construction d'un arbre phylogénétique. Cette méthode permet la transformation d'une matrice de distances (entre différents organismes, populations ou séquences de nucléotides) en un arbre enraciné. C'est la méthode la plus simple de construction d'arbre. A l'origine elle a été développée pour construire les phénograms taxonomiques (arbres qui reflètent les similitudes phénotypiques entre unités taxonomiques), mais elle est employée aussi pour construire les arbres phylogénétiques si les taux d'évolution sont approximativement constants parmi les différentes lignées.

I- Etude Morphologique

I-1- Résultats

La biométrie de 17 populations, appartenant au genre *Moricandia* DC., a été réalisée en se basant sur 27 variables. Les résultats des mesures biométriques pour chaque station sont représentés dans le tableau 3.

Le genre *Moricandia*, est très homogène et très évolué, ce qui a crié des difficultés dans l'identification de ses déférents taxons. Les variations sont, en effet, très rares, le coefficient de variabilité (tableau 4) montre que la variation morphologique intra-population est très faible dans toutes les stations à l'exception de la population de Khérrata qui présente une variabilité importante dans la taille des feuilles, les fruits et La distance entre la base des deux grands sépales. Les variations morphologiques inter-population sont généralement représentées par la taille et la forme des feuilles, les fleurs et les fruits (figure 11).

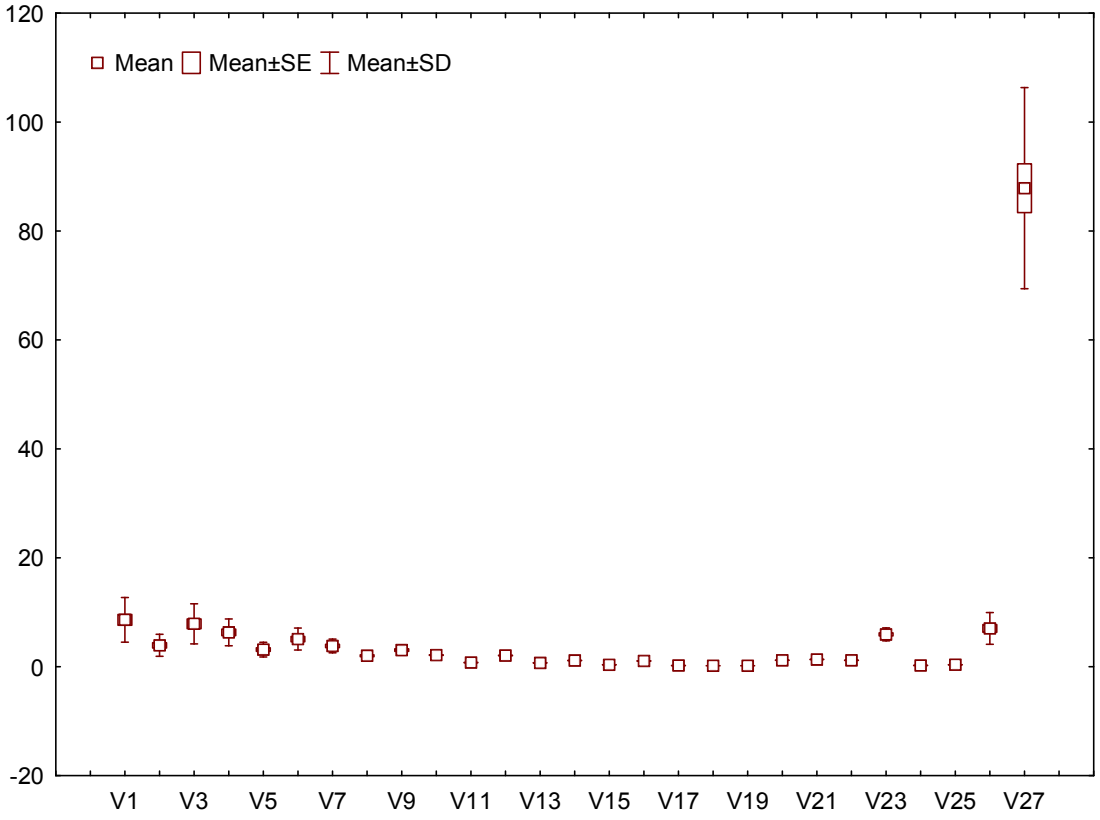


Figure 11: Variation morphologique chez les populations de *Moricandia* DC.

Tableau 3 : Les mesures biométriques de l'espèce *Moricandia arvensis*

Stations	Kherrata	Elbazze	Ammoucha	Ain Elkebira	Timgad	Seryana	Boumagar	Kimel	T'kout A	T'kout B	Ghoufi	Zribet El-oued	M'zirâa	Sidi Khlil A	Sidi Khlil B	Eloutaya	Lioua
v1	5,34±1,4	7,7±0,95	5,0±0,87	5,2±0,96	8,4±1,03	5,5±0,52	10,6±0,50	9,2±1,40	7,6±1,61	4,4±0,80	18,3±0,72	12,9±1,47	10,5±1,73	12,5±2,05	4,3±0,35	14,4±1,27	4,5±0,15
v2	2,58±0,88	3,8±0,53	2,1±0,39	2,1±0,50	3,8±0,53	2,2±0,35	5,1±0,28	5,7±0,46	3,6±0,35	2,0±0,35	9,2±1,02	5,3±0,41	4,8±0,76	5,5±0,83	1,7±0,16	5,6±0,27	1,8±0,15
v3	4,52±1,27	7,1±0,88	4,7±0,81	4,9±0,85	7,6±0,97	5,0±0,49	9,9±0,48	8,4±1,44	6,5±1,46	4,3±0,81	16,7±0,68	11,7±1,49	9,7±1,73	11,4±2,07	4,2±0,38	13,0±1,22	4,4±0,15
v4	3,83±0,65	4,8±0,47	4,2±0,57	4,3±0,78	5,5±0,66	4,2±0,29	8,6±0,63	6,3±0,93	5,5±0,49	4,3±0,73	11,5±1,23	10,0±0,84	6,6±1,23	7,6±0,70	4,6±0,82	10,5±0,81	4,9±0,48
v5	2,11±0,43	2,2±0,31	2,1±0,37	2,2±0,35	2,7±0,27	1,6±0,26	4,0±0,49	3,9±0,47	3,1±0,37	2,2±0,37	6,2±0,84	4,5±0,52	3,5±0,65	4,0±0,67	1,7±0,27	5,3±0,53	2,0±0,23
v6	3,06±0,65	4,0±0,38	3,3±0,52	3,4±0,62	4,4±0,58	3,1±0,26	6,9±0,47	5,3±0,88	4,2±0,40	3,6±0,73	9,4±1,21	8,3±0,66	5,3±1,10	6,0±0,64	3,6±0,72	8,4±0,65	4,1±0,41
v7	2,05±0,42	3,3±0,33	2,6±0,37	2,6±0,35	3,4±0,28	2,7±0,37	4,6±0,18	3,3±0,34	3,6±0,11	3,3±0,41	6,5±0,66	5,9±0,44	4,1±0,66	4,8±0,46	3,5±0,35	5,5±0,32	3,1±0,21
v8	1,21±0,24	1,6±0,22	1,4±0,22	1,4±0,18	1,7±0,14	1,3±0,19	2,3±0,12	2,2±0,25	2,2±0,08	1,6±0,18	3,6±0,55	3,0±0,18	2,3±0,22	2,7±0,48	1,5±0,20	2,9±0,22	1,3±0,11
v9	1,6±0,42	2,8±0,36	2,1±0,35	2,0±0,35	2,7±0,25	2,1±0,33	3,6±0,20	2,8±0,30	2,9±0,12	2,7±0,45	5,1±0,85	4,6±0,34	3,2±0,54	3,8±0,33	3,0±0,14	4,2±0,16	2,7±0,21
v10	1,81±0,15	2,2±0,09	1,9±0,10	1,9±0,13	1,9±0,06	1,9±0,07	2,2±0,12	1,8±0,18	2,3±0,10	2,4±0,16	2,1±0,24	2,5±0,19	2,5±0,20	2,3±0,12	2,2±0,08	2,3±0,10	2,1±0,03
v11	0,53±0,04	0,7±0,08	0,6±0,02	0,6±0,05	0,8±0,04	0,7±0,08	0,9±0,09	0,7±0,09	0,8±0,08	0,9±0,13	0,6±0,05	1,0±0,06	0,9±0,09	0,9±0,09	0,8±0,03	0,9±0,06	0,7±0,03
v12	1,66±0,14	2,2±0,10	1,9±0,10	1,9±0,12	1,9±0,06	1,8±0,07	2,2±0,12	1,7±0,18	2,2±0,09	2,3±0,16	2,0±0,05	2,4±0,19	2,5±0,20	2,2±0,12	2,1±0,05	2,2±0,15	2,0±0,03
v13	0,47±0,05	0,7±0,09	0,6±0,01	0,6±0,04	0,8±0,04	0,6±0,09	0,8±0,09	0,6±0,09	0,7±0,07	0,8±0,13	0,6±0,04	0,9±0,05	0,9±0,09	0,9±0,09	0,7±0,02	0,8±0,06	0,7±0,03
v14	1,03±0,03	1,1±0,07	1,1±0,01	1,1±0,05	1,1±0,02	1,1±0,16	1,2±0,07	1,1±0,05	1,2±0,04	1,2±0,06	1,1±0,02	1,2±0,12	1,2±0,09	1,1±0,05	1,2±0,05	1,2±0,03	1,1±0,03
v15	0,25±0,04	0,3±0,04	0,3±0,01	0,3±0,07	0,3±0,01	0,3±0,02	0,4±0,02	0,3±0,03	0,4±0,03	0,4±0,05	0,4±0,03	0,4±0,02	0,4±0,02	0,4±0,01	0,4±0,00	0,4±0,01	0,4±0,03
v16	0,9±0,07	1,1±0,06	1,0±0,01	1,0±0,05	1,0±0,03	1,0±0,13	1,1±0,06	1,0±0,04	1,1±0,04	1,1±0,06	1,1±0,02	1,1±0,09	1,1±0,07	1,1±0,04	1,1±0,05	1,1±0,02	1,1±0,03
v17	0,25±0,02	0,2±0,03	0,2±0,01	0,2±0,02	0,2±0,03	0,2±0,02	0,2±0,01	0,2±0,00	0,2±0,01	0,2±0,02	0,2±0,02	0,2±0,02	0,2±0,02	0,2±0,01	0,2±0,01	0,2±0,01	0,2±0,01
v18	0,14±0,03	0,1±0,01	0,2±0,01	1,2±0,02	0,2±0,00	0,2±0,03	0,2±0,00	0,1±0,01	0,2±0,01	0,2±0,01	0,2±0,02	0,2±0,01	0,2±0,02	0,2±0,02	0,2±0,01	0,2±0,01	0,2±0,06
v19	0,2±0,01	0,1±0,02	0,2±0,01	0,2±0,01	0,2±0,00	0,1±0,01	0,2±0,00	0,2±0,00	0,2±0,01	0,2±0,02	0,1±0,01	0,2±0,01	0,2±0,06	0,2±0,02	0,2±0,02	0,2±0,02	0,2±0,01
v20	0,95±0,05	1,2±0,06	1,1±0,02	1,1±0,05	1,2±0,02	1,2±0,15	1,2±0,03	1,1±0,04	1,2±0,06	1,3±0,10	1,2±0,04	1,2±0,10	1,3±0,08	1,2±0,05	1,3±0,06	1,2±0,03	1,3±0,05
v21	1,16±0,06	1,3±0,06	1,3±0,03	1,4±0,05	1,3±0,03	1,4±0,15	1,3±0,03	1,3±0,03	1,3±0,07	1,4±0,11	1,3±0,04	1,4±0,09	1,4±0,07	1,3±0,06	1,4±0,07	1,3±0,04	1,4±0,06
v22	1,12±0,07	1,1±0,09	1,2±0,01	1,3±0,08	0,9±0,08	1,3±0,15	1,0±0,04	1,2±0,03	1,2±0,10	1,2±0,08	1,1±0,08	1,2±0,06	1,3±0,11	1,2±0,07	1,2±0,05	1,1±0,05	1,2±0,04
v23	5,4±2,4	6,5±0,73	6,7±0,27	7,5±0,80	5,5±0,80	5,8±0,39	5,1±0,55	7,4±0,57	3,5±0,24	7,4±0,45	6,2±0,38	4,5±0,46	6,0±0,34	4,7±0,31	7,0±0,57	4,6±0,36	7,0±0,42
v24	0,33±0,02	0,2±0,01	0,2±0,01	0,2±0,00	0,2±0,01	0,2±0,01	0,2±0,02	0,2±0,00	0,2±0,01	0,2±0,02	0,2±0,03	0,3±0,02	0,2±0,02	0,2±0,02	0,2±0,01	0,3±0,02	0,2±0,00
v25	0,38±0,06	0,4±0,02	0,4±0,04	0,5±0,05	0,4±0,05	0,4±0,07	0,4±0,01	0,3±0,02	0,4±0,03	0,3±0,08	0,3±0,05	0,4±0,03	0,4±0,03	0,3±0,03	0,3±0,09	0,4±0,04	0,4±0,03
v26	6,75±1,02	5,0±1,32	3,3±0,95	3,9±0,91	7,7±0,39	6,5±0,47	6,9±1,10	7,0±0,67	8,8±1,46	7,5±0,40	15,9±1,34	7,3±1,01	7,6±0,77	7,4±1,19	5,0±0,38	9,5±1,86	3,4±0,83
v27	75,23±4,7	70,8±8,74	60,6±3,22	71,5±5,7	109,1±10,6	71,5±6,7	99,5±6,82	94,7±5,9	71,0±3,65	80,2±4,9	106,6±11,7	97,5±9,0	122,7±7,0	94,6±6,24	76,4±3,1	115,7±5,1	76,0±4,47

Légendes: de V1 à V27 (voire le tableau 5)

Tableau 4: Coefficient de variabilité des caractères morphologiques du genre *Moricandia* DC.

Stations	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L	M	N	O	P	Q
v1	**26,21**	12,42	17,36	18,55	12,25	9,56	4,77	15,38	**21,08**	18,34	3,93	11,42	16,57	16,40	8,62	8,89	3,48
v2	**34,10**	14,26	**19,19**	24,13	14,04	16,31	5,50	8,14	9,73	17,63	11,12	7,84	16,03	15,29	10,06	5,03	8,41
v3	**28,09**	12,45	17,11	17,59	12,78	9,80	4,95	17,28	22,64	18,92	4,08	12,77	17,96	18,30	9,60	9,37	3,60
v4	16,97	9,95	13,63	18,19	12,09	6,89	7,40	14,93	8,93	17,10	10,65	8,50	18,77	9,34	18,20	7,79	10,01
v5	**20,37**	14,31	17,93	16,52	10,38	16,13	12,40	12,13	11,94	17,53	13,57	11,54	18,51	16,85	15,93	10,16	11,11
v6	**21,24**	9,61	15,76	18,36	13,38	8,46	6,80	16,93	9,69	20,45	12,92	8,08	**20,83**	10,69	20,67	7,77	10,10
v7	**20,48**	10,31	14,52	13,84	8,51	14,07	4,09	10,25	3,18	12,63	10,19	7,50	16,28	9,76	9,36	5,88	6,99
v8	19,83	13,91	16,10	13,15	8,73	14,56	5,65	11,83	3,78	11,56	15,48	6,22	9,82	17,80	13,31	7,87	8,38
v9	**26,25**	12,77	16,77	17,18	9,61	15,83	5,59	10,77	4,22	16,85	16,74	7,49	16,74	8,94	4,47	4,04	8,17
v10	8,28	4,36	5,50	6,83	3,34	4,21	5,66	9,97	4,44	6,97	11,64	8,12	8,37	5,60	4,03	4,28	1,83
v11	7,54	11,51	3,40	7,79	5,82	13,23	10,54	13,90	10,77	15,83	7,96	6,19	10,57	10,06	4,08	7,95	5,14
v12	8,43	4,99	5,42	6,94	3,34	4,31	5,82	10,57	4,41	7,42	2,69	8,35	8,36	5,83	2,83	6,70	1,89
v13	10,63	13,12	3,52	8,20	5,89	14,42	11,24	15,42	11,29	16,38	7,68	6,39	10,95	10,66	3,70	8,49	5,75
v14	2,91	6,67	1,79	4,69	2,10	15,02	6,81	5,25	3,55	5,83	2,45	10,46	7,84	4,60	4,29	2,72	3,15
v15	16	13,01	4,35	**23,42**	3,98	9,13	6,46	10,93	8,72	13,78	9,92	7,76	7,14	5,20	2,35	4,43	8,12
v16	7,77	5,83	1,80	5,08	3,95	13,20	5,63	3,93	4,00	5,69	1,96	8,78	6,65	4,65	4,73	2,41	3,73
v17	8	17,47	6,24	12,70	5,61	14,47	6,07	4,24	4,93	9,82	9,04	9,35	8,83	7,17	4,69	5,27	5,35
v18	**21,42**	12,53	7,62	11,97	3,14	**22,58**	4,75	10,31	7,11	7,27	11,73	7,90	12,26	12,48	7,62	10,24	**28,24**
v19	5	**19,08**	5,95	8,34	3,48	15,52	5,86	2,98	5,79	15,88	12,48	9,72	31,15	12,95	13,17	12,79	7,53
v20	5,26	5,91	2,03	5,27	2,08	13,42	2,89	3,57	5,29	8,20	3,54	8,14	6,58	4,30	4,90	3,22	4,00
v21	5,17	5,08	2,82	4,28	2,68	11,63	2,60	2,74	5,62	7,83	3,70	6,72	5,23	4,95	5,09	3,30	4,44
v22	6,25	8,54	1,48	6,50	9,17	12,22	4,39	2,47	9,03	6,92	7,67	5,17	8,81	6,20	4,70	5,36	3,77
v23	**44,44**	11,31	4,13	10,69	14,67	6,87	10,99	7,75	6,94	6,08	6,22	10,43	5,66	6,79	8,24	7,75	6,06
v24	6,06	6,60	4,92	2,55	4,99	5,03	9,68	2,88	5,02	8,75	14,42	7,67	9,37	8,40	8,27	7,10	2,60
v25	15,78	6,68	9,68	11,18	15,46	**19,83**	2,80	6,42	9,75	**23,67**	14,92	11,29	9,23	11,43	**30,58**	12,78	9,52
v26	15,11	**26,37**	**29,02**	**23,31**	5,06	7,25	16,03	9,71	16,73	5,69	8,45	14,00	10,20	16,16	8,08	**19,52**	**24,37**
v27	6,24	12,35	5,32	7,96	9,75	9,49	6,86	6,25	5,14	6,19	11,05	9,31	5,78	6,59	4,16	4,42	5,88

Stations: **A**: Kherrata, **B**: Elbazze, **C**: Ammoucha, **D**: Ain Elkebira, **E**: Timgade, **F**: Seryana, **G**: Boumagar, **H**: Kimel, **I**: T'kout A, **J**: T'kout B, **K**: Ghoufi, **L**: Zribet El-oued, **M**: M'zirâa, **N**: Sidi Khlil A, **O**: Sidi Khlil B, **P**: Eloutya, **Q**: Lioua, **V1-V27** (voir tableau 5)

La distance entre la base des deux grands sépales présente une très grande variabilité (0,21 ±0,24).

Une variation importante a été observée dans la biométrie des feuilles basales et intermédiaires [V1 (8,61±4,10), V2 (3,92 ±2,02), V3 (7,87 ± 3,68), V4 (6,30 ± 2,46), V5 (3,14 ± 1,34) et V6 (5,07 ± 2,02)], la longueur de la feuille apicale (3,80 ± 1,25) et la longueur de la silique (5,93 ± 1,18).

Le nombre des bougeons floraux (V26) et le nombre de grains dans la silique (V27) présentent une variabilité moins importante (7,03 ± 2,9) et (87,86 ±.18, 47) respectivement. Alors que le reste des paramètres utilisés dans l'analyse biométrique du genre *Moricandia* ne présente que très peu de variation (tableau 5).

Tableau 5: Moyennes et Ecart-types des variables morphologiques.

Code	Caractère Morphologique	Moy	SD	CV
v1	Longueur de la feuille basale	**8,61**	**4,10**	**47,59**
v2	Largeur de la feuille basale	**3,92**	**2,02**	**51,51**
v3	Longueur de nervure principale de la feuille basale	**7,87**	**3,68**	**46,73**
v4	Longueur de la feuille intermédiaire	**6,30**	**2,46**	**39,03**
v5	Largeur de la feuille intermédiaire	**3,14**	**1,34**	**42,83**
v6	Longueur de nervure principale de la feuille intermédiaire	**5,07**	**2,02**	**39,75**
v7	Longueur de la feuille apicale	**3,80**	**1,25**	**32,95**
v8	Largeur de la feuille apicale	2,02	0,70	**34,79**
v9	Longueur de nervure principale de la feuille apicale	3,05	0,94	**31,06**
v10	Longueur du grand pétale	2,13	0,22	10,41
v11	Largeur du grand pétale	0,76	0,13	16,84
v12	Longueur du petit pétale	2,06	0,23	11,16
v13	Largeur du petit pétale	0,71	0,13	18,08
v14	Longueur du grand sépale	1,14	0,05	4,48
v15	Largeur du grand sépale	0,34	0,05	15,28
v16	Longueur du petit sépale	1,06	0,06	6,20
v17	Largeur du petit sépale	0,21	0,02	9,92
v18	La distance entre la base des deux grands sépales	**0,23**	**0,24**	**101,63**
v19	La distance entre la base de petite sépale et la base du calice	0,17	0,02	13,06
v20	Longueur de l'étamine supérieure	1,19	0,08	7,2800
v21	Longueur de l'étamine inférieure	1,33	0,07	5,2431

v22	Longueur de gynécée	1,18	0,10	8,70
v23	Longueur de fruit	**5,93**	**1,18**	**20,01**
v24	Largeur de fruit	0,23	0,04	17,25
v25	Longueur de bec	0,36	0,04	11,83
v26	Nombre des baugeons floraux	**7,03**	**2,90**	**41,34**
v27	Nombre de grains par silique	**87,86**	**18,47**	**21,02**

I-1-1- Analyse en composantes principales (ACP)

L'ACP est réalisée en utilisant 27 variables et 17 populations.

a- Etude des variables

- **Matrice de corrélation**

L'examen de la matrice des corrélations fait apparaître des coefficients de corrélation positifs, 57,14% des variables sont significativement corrélées (tableau 5). Les valeurs propres représentant la variance sur les axes sont élevées, 12,96 pour l'axe (1), 5,58 pour l'axe deux et 2,31 pour l'axe trois, donnant ainsi une bonne contribution à la variance totale. L'ensemble de l'information expliquée par les trois premiers axes issus de l'ACP est de 77,28%.

- **Cercle des corrélations**

La représentation du plan formé par les deux premiers axes principaux, plan (1/2) (figure 12) montre que la longueur du bec (V25 cor. 0,46) contribue fortement à la formation de l'axe 1 dans sa partie positive. Par contre sa partie négative est expliquée par les variables concernant la biométrie des feuilles apicales, intermédiaires et basales (V1 cor. 0,86), (V2 cor. 0,78), (V3 cor. 0,87), (V4 cor. 0,91), (V5 cor. 0,87), (V6 cor. 0,90), (V7 cor. 0,96), (V8 cor. 0,92) et (V9 cor. 0,96), la biométrie de la fleur (V10 cor. 0,74), (V11 cor. 0,67), (V12 cor. 0,71) et (V13 cor. 0,67) , (V15 cor. 0,61), (V16 cor. 0,75), (V18 cor. 0,52), le nombre des bougeons floraux (V26 cor 0.69), et le nombre de grains par silique (V27 cor. 0,76).

Les variables: V20 cor. 0,77, V21 cor. 0,88 et V22 cor. 0,40, correspondent aux mesures du gynécée et de l'androcée ainsi que V14 cor 0,64 qui représente la longueur du grand sépale, contribuent à l'explication de l'axe 2 dans sa partie positive.

Tableau 6: Matrice de corrélation des variables morphologiques du genre *Moricandia*

	V1	V2	V3	V4	V5	V6	V7	V8	V9	V10	V11	V12	V13	V14	V15	V16	V17	V18	V19	V20	V21	V22	V23	V24	V25	V26	V27
V1	1,0																										
V2	**1,0**	1,0																									
V3	**1,0**	**1,0**	1,0																								
V4	**1,0**	**0,9**	**1,0**	1,0																							
V5	**1,0**	**0,9**	**1,0**	**1,0**	1,0																						
V6	**0,9**	**0,9**	**1,0**	**1,0**	**1,0**	1,0																					
V7	**0,9**	**0,8**	**0,9**	**1,0**	**0,9**	**1,0**	1,0																				
V8	**1,0**	**0,9**	**1,0**	**0,9**	**1,0**	**0,9**	**1,0**	1,0																			
V9	**0,9**	**0,8**	**0,9**	**0,9**	**0,9**	**1,0**	**1,0**	**0,9**	1,0																		
V10	**0,4**	0,3	**0,4**	**0,5**	**0,4**	**0,5**	**0,6**	**0,5**	**0,6**	1,0																	
V11	0,3	0,2	**0,4**	**0,4**	0,3	**0,4**	**0,5**	**0,4**	**0,5**	**0,8**	1,0																
V12	**0,4**	0,2	**0,4**	**0,4**	0,3	**0,4**	**0,6**	**0,5**	**0,6**	**1,0**	**0,9**	1,0															
V13	**0,4**	0,2	**0,4**	**0,4**	0,3	**0,4**	**0,5**	**0,4**	**0,5**	**0,8**	**1,0**	**0,9**	1,0														
V14	0,2	0,2	0,2	**0,4**	0,3	**0,4**	**0,5**	**0,4**	**0,5**	**0,8**	**0,8**	**0,8**	**0,7**	1,0													
V15	0,3	0,2	0,3	**0,4**	**0,4**	**0,4**	**0,5**	**0,5**	**0,5**	**0,8**	**0,5**	**0,7**	**0,5**	**0,7**	1,0												
V16	**0,4**	0,3	**0,4**	**0,6**	**0,4**	**0,6**	**0,7**	**0,5**	**0,7**	**0,8**	**0,7**	**0,8**	**0,7**	**0,9**	**0,8**	1,0											
V17	0,3	0,3	0,3	0,3	0,3	0,3	0,3	0,3	0,3	0,3	0,1	0,2	0,1	0,1	0,1	0,2	1,0										
V18	0,3	0,2	0,3	**0,4**	0,3	**0,4**	**0,5**	**0,4**	**0,5**	**0,5**	0,3	**0,4**	0,3	**0,5**	**0,7**	**0,6**	**0,4**	1,0									
V19	0,1	0,0	0,0	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,0	0,3	0,3	0,3	0,3	0,2	0,1	0,1	**0,7**	0,0	1,0								
V20	0,1	0,1	0,2	0,3	0,1	0,3	**0,4**	0,3	**0,5**	**0,7**	**0,7**	**0,7**	**0,7**	**0,9**	**0,7**	**0,9**	0,0	**0,7**	-0,1	1,0							
V21	-0,2	-0,3	-0,2	-0,1	-0,2	-0,1	0,1	0,0	0,1	**0,5**	**0,6**	**0,6**	**0,6**	**0,7**	**0,5**	**0,6**	-0,1	**0,4**	0,0	**0,8**	1,0						
V22	-0,3	-0,3	-0,3	-0,3	-0,3	-0,3	-0,2	-0,2	-0,2	0,1	0,0	0,1	0,0	0,0	0,1	0,0	-0,1	-0,1	0,2	0,2	**0,4**	1,0					
V23	**-0,5**	-0,3	**-0,4**	**-0,4**	**-0,4**	**-0,4**	**-0,4**	**-0,5**	**-0,4**	**-0,4**	**-0,4**	-0,3	**-0,4**	-0,1	-0,2	-0,2	-0,1	0,0	-0,3	0,1	0,3	0,3	1,0				
V24	**0,4**	0,3	0,3	0,3	0,3	0,3	0,2	0,3	0,1	0,1	0,0	0,0	0,0	-0,2	-0,2	-0,2	0,3	-0,3	**0,5**	**-0,5**	**-0,5**	-0,2	**-0,6**	1,0			
V25	-0,3	-0,3	-0,3	-0,3	-0,3	-0,3	**-0,4**	**-0,4**	**-0,4**	-0,3	**-0,4**	-0,3	**-0,4**	**-0,4**	-0,2	**-0,4**	**-0,4**	-0,2	-0,2	**-0,4**	-0,2	0,0	0,2	0,0	1,0		
V26	**0,8**	**0,8**	**0,8**	**0,7**	**0,8**	**0,7**	**0,7**	**0,8**	**0,7**	0,3	0,1	0,2	0,1	0,2	0,3	0,2	0,3	0,3	-0,1	0,1	-0,2	-0,3	-0,4	0,3	**-0,4**	1,0	
V27	**0,7**	**0,7**	**0,8**	**0,7**	**0,7**	**0,7**	**0,7**	**0,7**	**0,7**	**0,4**	**0,6**	**0,4**	**0,6**	**0,4**	0,2	**0,4**	0,3	0,2	0,2	0,3	0,1	-0,3	-0,3	0,3	-0,3	**0,6**	1,0

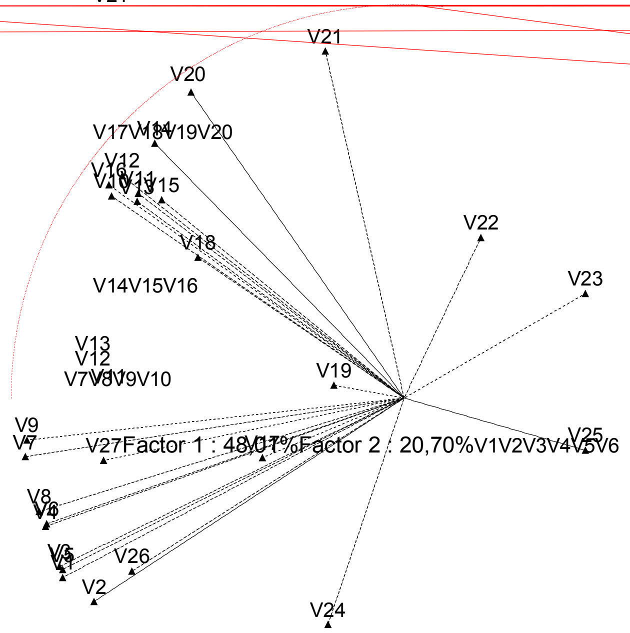
Cor > **0,36** significative; Cor > **0,45** hautement significative

V22V23V24V25V26V27Figure 12: Cercle des corr lations, roection des ariables sur le lan 12, des oulationsduMoricandia

fruit Tandis ue sa artie n gatie et eliu e ar V233cor 0,523la largeur du fruit ... la distance entre la base du etit s ale et

est elit e ar les ariables V17 cor 0,41 la largeur du etit s ale V19 cor 0, 81

ariables de etit s ale et de fruit contribuent la formation de l'ac trois Sa artie ositie



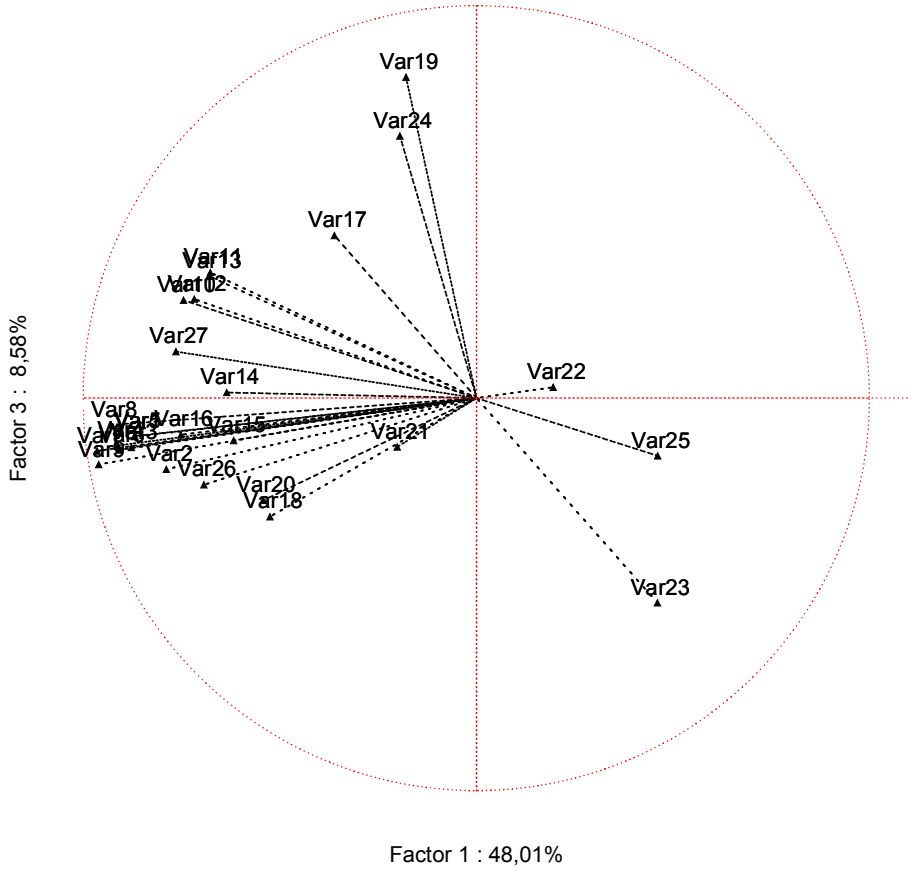


Figure 13: Cercle des corrélations, projection des variables sur le plan (1/3), des populations du *Moricandia*.

a- Etude des populations

La superposition du plan (1/2) des variables au plan (1/2) des individus (figure 14) montre que nos populations se sont bien séparées, et scindées en quatre groupes bien distincts.

Le premier groupe (Elbazze, Ain Elkebira, Ammoucha, Kherrata et Seryana), localisé sur la partie positive de l'axe 1, est caractérisé par des feuilles et des pétales de petite taille, et des fruits avec un bec long. Par contre la partie négative de l'axe 1 est occupé par les populations de Sidi Khli A, Boumagar, Eloutaya, Zribet El-oued, Mzirâa et Ghoufi.

Dans la partie positive de l'axe 2, on retrouve les populations de Lioua, Sidi Khlil B, T'kout B, qui sont caractérisées par la grande taille du calice, l'androcée et le gynécée. Dans la partie négative de l'axe 2 s'isolent les populations de Timgad et Kimel.

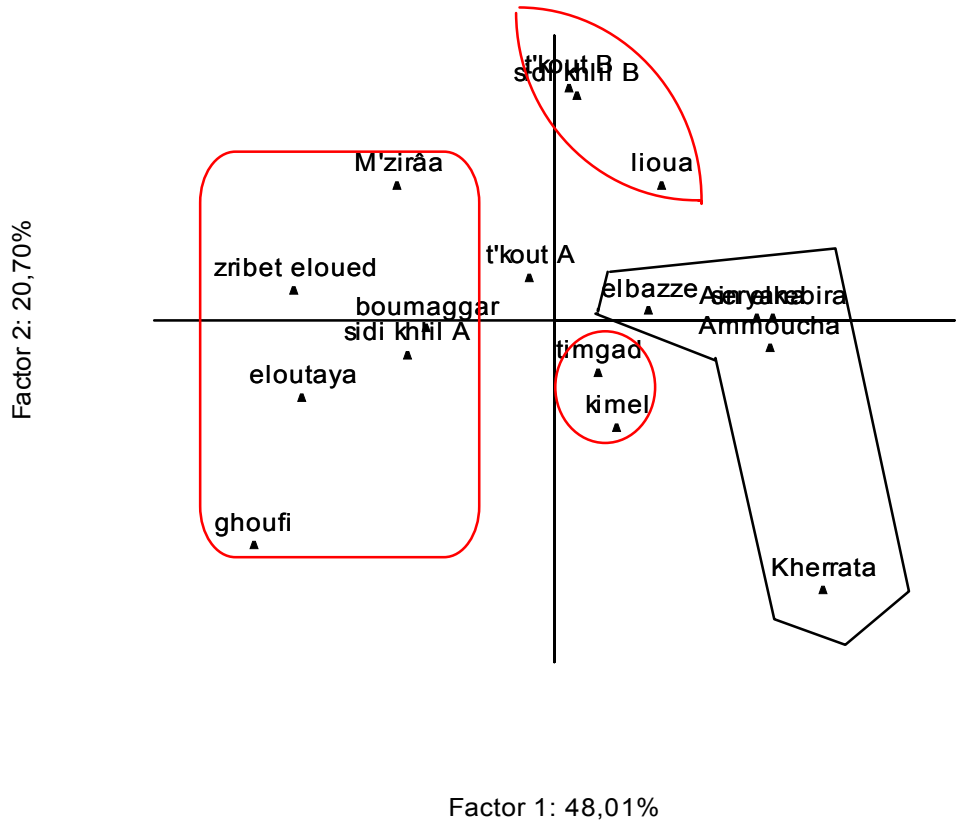


Figure 14: Projection des populations de *Moricandia* sur le plan (1/2)

La superposition du plan 1/3 des variables au plan 1/3 des individus (figure 15) montre que la population de (T'kout A) est située dans la partie positive de l'axe trois, elle se caractérise par des fruits petits et larges, la largeur des petits sépales et la distance entre la base du petit sépale et la base du calice sont grandes.

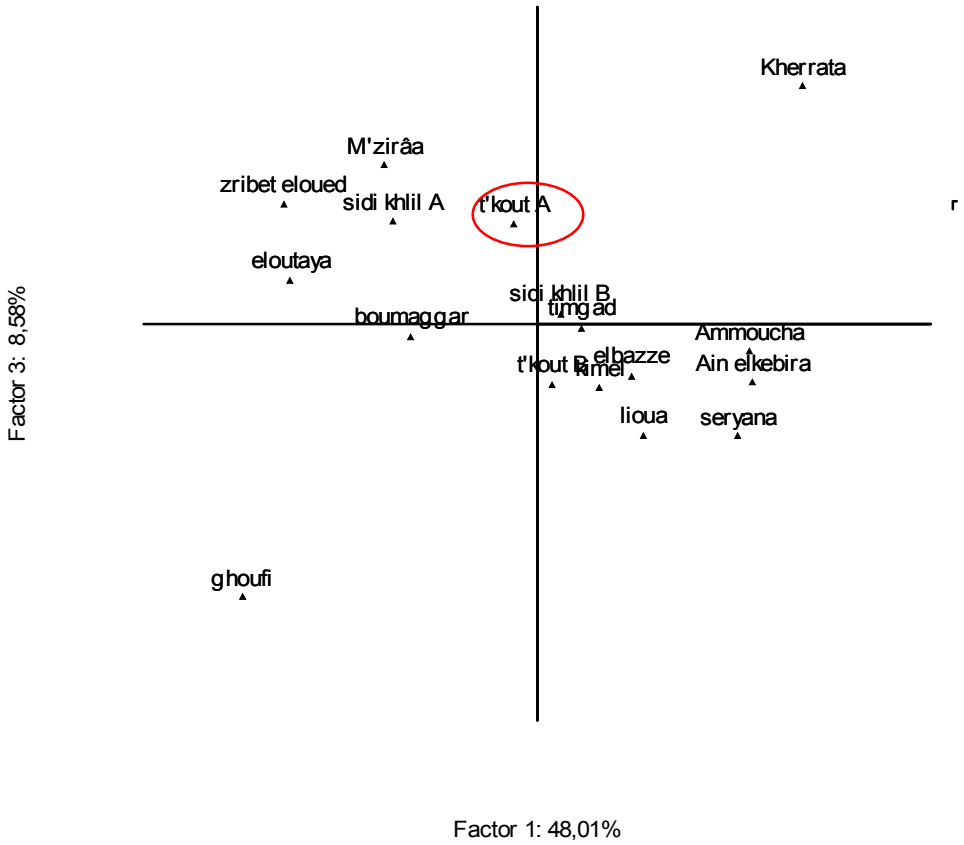


Figure 15: Projection des populations de *Moricandia* sur le plan (1/3).

I-1-2- UPGMA

L'analyse des clusters UPGMA (figure 16), confirme la séparation des populations du genre *Moricandia*, en plusieurs groupes. Cette séparation est basée sur la distance du linkage qui indique la présence de variabilité morphologique entre les populations étudiées.

La première séparation est faite sur la base de la biométrie des feuilles, il résulte deux grands groupes. Le premier est caractérisé par la grande taille des feuilles (Zribet Eloued, Sidi Khlil A, Boumagar, Timgad, Kimel, Eloutaya, M'zirâa et Goufi). Par contre les feuilles des populations du deuxième groupe (le reste des populations), ont une petite taille. A l'intérieur des groupes la séparation est moins nette.

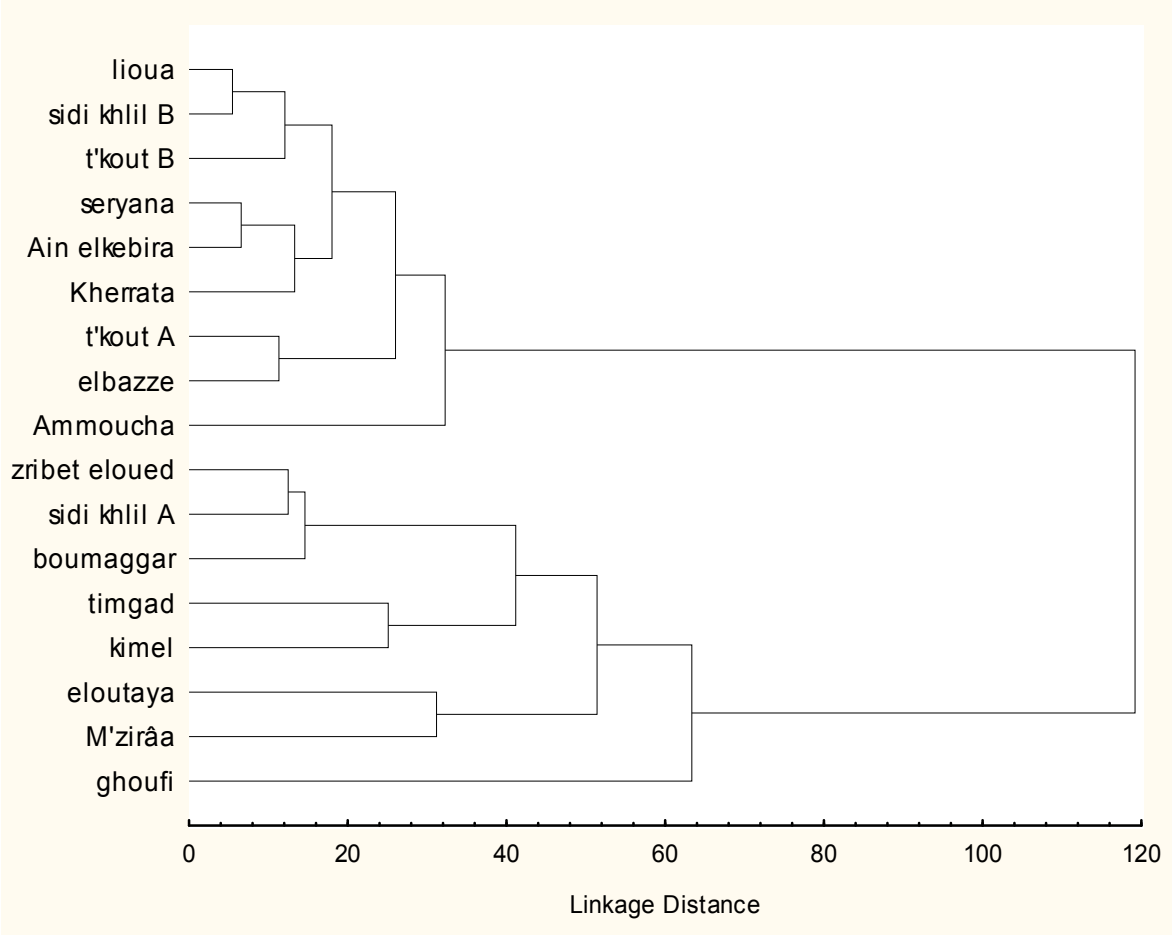


Figure 16: UPGMA cluster des populations de *Moricandia*.

I-2- Discussion

Les résultats obtenus de l'analyse biométrique, et les observations faites au laboratoire sur nos échantillons, montrent que toutes les populations étudiées appartiennent à une seule espèce *Moricandia arvensis* (L.) DC., et regroupant deux sous espèces *M. eu-arvensis* et *M. suffruticosa*. Ces résultats confirment la systématique locale de Quézel *et* Santa, (1962); Maire (1967); et Ozenda (1977).

L'étude a montré que la variation morphologique intra-population est très faible dans toutes les stations à l'exception de la population de Kherrata qui présente une variabilité importante dans la taille des feuilles, les fruits et la distance entre la base des deux grands sépales. Une variabilité importante a été enregistrée dans le nombre des bougeons floraux chez cinq populations et dans la longueur du bec chez trois populations, cette variabilité peut être due au micro-habitat. Les résultats obtenus de la morphométrie de *Moricandia moricandioide* démontrent la présence d'une grande corrélation entre le nombre des baugeons

floraux et le micro-habitat, ainsi que les dimensions des pétales dans cette espèces varient selon la pente (Gómez, 1996).

L'étude morphologique de dix-sept populations confirme l'existence, au sein de l'espèce *Moricandia arvensis*, d'une variabilité et d'une différenciation qui sont d'autant plus importantes que les populations sont éloignées géographiquement et poussent sous des climats différents. Ce résultat est comparable à ceux obtenus pour de nombreuses espèces végétales (Sanderson *et al*., 1990; Volis *et al*., 2002; Abbad *et al*., 2003). Les caractères morphologiques qui présentent une variabilité très importante entre les populations étudiées sont la taille et la forme des feuilles, des fleurs et des fruits. Cette variabilité nous a permis de séparer les déférents taxons du genre *Moricandia* (L.) DC.

L'analyse en composantes principales confirme la séparation des populations de *Moricandia arvensis* selon ces caractères morphologiques en plusieurs groupes, le premier groupe qui se compose des populations de la région de Biskra et le sud de Batna (M'zirâa, Eloutaya, Boumagar, Zribet el-oued, Sidi Khlil A, et Ghoufi), se caractérise par la grande taille des feuilles et des fleurs, ce groupe s'oppose au deuxième groupe qui est formé par les populations récoltées de la région du nord de Batna, Sétif et Bejaïa. Les populations de Timgad et Kimel de la région de Batna (région montagneuse), forment le troisième groupe caractérisé par la grande taille du calice l'androcée et le gynécée, par contre pour le quatrième groupe (Lioua, Tkout B, Sidi khlil B) qui se caractérise par la petite taille du calice, l'androcée et le gynécée. La population de T'kout A s'isole du reste des populations, elle se caractérise par des fruits petits et larges, la largeur des petits sépales et la distance entre la base du petit sépale et la base du calice sont grandes. Dans cette différenciation phénotypique, l'environnement occupe une place très importante. En effet, parallèlement à ce gradient d'altitude et d'aridité climatique, une réduction de la surface foliaire a été observée. Cette réduction a été reportée comme une adaptation morphologique d'aridité climatique et d'altitude chez plusieurs espèces végétales (Lausi *et* Nimis, 1986; Abbad *et al*., 2003; Hovenden *et* Schoor, 2003; Li *et al*., 2006).

Dans notre étude, la reproductibilité des caractères morphologiques au niveau des populations de la région de Biskra (Lioua, Sidi Khlil B et T'kout B) et de la région de Sétif, Béjaia et le nord de Batna (Seryana), ainsi la variabilité entre les populations récoltées de la même région (T'kout A et T'kout B, Sidi Khlil A et Sidi Khlil B), laisse supposer qu'il s'agit beaucoup plus d'une différenciation génétique que d'une plasticité phénotypique. Plusieurs auteurs ont soulevé que la variabilité phénotypique causée par la plasticité est limitée par les individus qui se trouvent dans un même environnement dont l'homogénéité est contrôlée

(Sorci *et al*., 1996, Lorenzon *et al*., 2001). Ceci permet de supposer que la variabilité morphologique entre les populations étudiées est probablement induite par une pression sélective de l'environnement en faveur de génotypes adaptés aux conditions climatiques locales.

Notre étude morphologique montre que les populations de Lioua, Sidi Khlil B et T'kout B diffèrent du reste des populations par plusieurs caractères morphologiques. Se sont des plantes vivaces caractérisées par des feuilles entières, une silique un peu arquée et dressée, contenant des graines sub-bisérié, de grande taille (1mm de grandeur). Ces caractères sont mentionnés par (Quézel *et* Santa, 1962 et Maire, 1967), ce qui nous conduit à classer les populations de Lioua, Tkout B et Sidi Khlil B comme suit:

Genre	*Moricandia* DC.
Espèce	*M. arvensis* (L.) DC.
Sous espèce	*M. suffruticosa* (Desf.)
Variété	*Fontanesii* Maire et Weiller
Sous variété	*Dubia* Maire.

L'analyse en composantes principales a démontré que les populations de la sous espèces *M. suffruticosa* sont séparées complètement des autres populations. Elles sont caractérisées par des valeurs élevées de la longueur de gynécée et de l'androcée, et les valeurs faibles de la longueur des grands sépales. On peut améliorer la description morphologique en introduisant ces caractères dans les clés de détermination des sous espèces de *M. suffruticosa*.

Quézel *et* Santa (1962) et Maire (1967), se sont basés sur la superposition des graines dans la silique, ainsi que sur leurs cycle de vie, pour séparer les sous espèces, et sur la taille des feuilles basales et les fleurs, la longueur et la largeur de la silique, la longueur du bec, et la taille des graines et leur position dans la silique pour séparer les déférents taxons appartenant à une seule sous espèces.

L'analyse des clusters UPGMA confirme la séparation des populations du genre *Moricandia*, en deux grands groupes. Cette séparation est basée sur la taille des feuilles. La séparation des sous groupes est moins nette, mais elle se base généralement sur la taille des fleurs et des fruits. Elle démontre que les populations de la sous espèce *M. suffruticosa* ne sont pas séparées strictement des populations de la sous espèce *M. eu-arvensis*.

Les populations de Kherrata, Ammoucha, Ain Elkebira, Seryana et Elbazze ont un fruit de grande taille, les populations de Kherrata, Ammoucha et Ain Elkebira sont caractérisées par un bec long, le caractère qui est absent chez les autres populations.

Les populations de Sidi Khlil-A, Zribet El-oued, M'zirâa, Boumagar et Ghoufi sont caractérisées par des feuilles basales de grande taille. La population de Ghoufi est caractérisée par des graines de petite taille qui la sépare du reste des populations.

Les feuilles basales et la silique, qui caractérisent les populations de T'Kout A, Timgad et Kimel ont des valeurs moyennes. En se basant sur ces caractères et ceux décrits par (Maire, 1967), on peut classer nos populations comme suit:

Genre: ***Moricandia*** DC.

Espèce: ***Moricandia arvensis*** (L.) DC.

Sous espèce: ***Moricandia eu-arvensis*** Maire.

Variété: ***longirostris*** (Pomel). Batt. Populations d'Ammoucha, Kherrata et Ain Elkebira

fabariifolia Presl	populations d'Elbazze et Seryana
communis Presl	populations de T'kout A, Kimel et Timgad
garamantum Maire	population de Ghoufi
robusta Batt	populations de Zribet El-Oued, M'zirâa, Sidi Khlil A, Eloutaya, Boumagar.

Notre étude confirme la répartition géographique des différents taxons de l'espèce *M. arvensis* ainsi que leur variabilité morphologique mentionnée par Maire (1967).

Conclusion

Au terme de l'étude morphologique du genre *Moricandia* DC., effectuée dans les différentes régions du Nord-est Algérien, il ressort que :

- La variabilité morphologique intra-populations de ce genre est très faible.

- Les populations du genre *Moricandia* offrent des variations inter-populations notables dans la morphologie des siliques et des feuilles, qui est d'autant plus importante que les populations sont éloignées géographiquement.

- Il est très difficile d'affirmer à la suite de ce travail que toutes les variations constatées sont d'origine uniquement génétique ou bien il s'agit d'accommodation aux facteurs du milieu ou c'est la combinaison de ces deux phénomènes.

- L'étude dévoile la présence d'une seule espèce ***Moricandia arvensis*** (L.) DC., deux sous espèces ***Moricandia eu-arvensis*** (L.) DC. et ***Moricandia suffruticosa*** (Desf) la dernière est endémique, et 6 variétés qui sont: ***longirostris*** (Pomel), ***fabariifolia*** Presl, ***garamantum*** Maire, ***robusta*** Batt, ***communis*** Presl, qui appartiennent à la sous espèce ***Moricandia eu-***

arvensis, et la variété de ***Fontanesii*** Maire et Weiller. f. **Dubia** Maire., de la sous espèce ***Moricandia suffruticosa***.

- Du point de vue distribution, la répartition des taxons du genre ***Moricandia arvensis*** diffère suivant les différents types des zones géomorphologiques, on trouve la variété ***longirostris*** dans la région montagneuse du Nord de Sétif, ***fabariifolia*** dans les hauts plateaux, ***communis*** et ***garamantum*** dans l'Atlas Saharien (Batna), ***robusta*** dans le Sahara Septentrional (Biskra), et enfin la variété ***Fontanesii*** se trouve dans le Sahara Septentrional et dans les régions montagneuse.

II- Etude Caryologique

II-1- Germination

II-1-1- Résultats

Les résultats de la germination des graines de *Moricandia arvensis*, et les paramètres calculés sont représentés dans (annexes 1 et 2).

La germination des graines de toutes les stations se fait facilement, même sans vernalisation. Le temps nécessaire pour la germination de la première graine (Temps de latence) est variable; selon les conditions extérieures (la température et la lumière) (annexe 3).

Le temps de latence de l'espèce *Moricandia arvensis* est de deux jours. Le temps le plus long est enregistré à la température de 27°C. Le temps de latence atteigne 7 jours dans les populations de Timgad et Sidi Khlil B et 6 jours dans la population de Zribet El-oued.

La température, n'a aucun effet sur le temps de latence dans les populations d'Ammoucha, Ain Elkebira, Kimel, T'kout A et Lioua.

Parmi les populations testées, 5 populations sont influencées légèrement par ce paramètre (temps de latence égale à 3 jours). L'effet négatif de l'obscurité totale est enregistré chez les populations de Timgad et M'zirâa (la germination des graines préfère l'alternance jour/nuit), par contre chez les populations de Seryana, Elbazze et Eloutaya la germination est facilitée par l'obscurité totale.

La température agit sur la germination de *Moricandia arvensis* en influençant soit la vitesse ou le taux de germination. Nos essais son réalisés en fonction de 22°C et 27°C, les résultats obtenus (annexes 5 à 18,), démontrent que la température de 27°C retarde et inhibe la germination de cette espèce, presque dans toutes les stations à l'exception de (Boumaggar, Lioua, Eloutaya et M'zirâa) qui présentent un taux de germination identique pour les deux paramètres, mais présentent une hétérogénéité très importantes dans la germination des graines, ce qui signifie que les deux valeurs de température sont défavorables pour leur germination.

Toutes les populations germent mieux dans l'obscurité totale à l'exception des populations de la sous espèce *Morricandia suffruticosa* (Lioua, et Sidi Khlil B) et les populations qui présentent une hétérogénéité dans leurs lots de germination.

La capacité de germination diffère d'une population à l'autre même si elles n'appartiennent pas à la même variété (annexe 19). Le taux le plus élevé 70%, à été enregistré chez les populations de T'kout A (*communis*), Sidi Khlile A (*robusta*) et Ghoufi

(*garamantum*). Le pourcentage le plus faible (12%) est observé chez la population de Timgade (*communis*).

La capacité de germination des graines de *Moricandia arvensis* varie aussi selon la température dans la même station. Elle est importante à 22°C qu'à 27°C, dans les populations de Ghoufi, Eloutaya, Zribet El-oued, Sidi Khlil A, T'kout A, Timgad, Seryana, Kimel, Elbazze, Ammoucha, Ain Elkebira, et le contraire dans le reste des stations.

L'obscurité totale a un effet positif sur la capacité de germination dans presque toutes les populations, elle est importante dans les populations d'Ammoucha, Ain Elkebira, Elbazze, Seryana, et Lioua, et moins importante dans les populations de Kimel, T'kout A, Sidi Kklil A, M'zirâa, et ghoufi. Dans les populations Timgad, Zribet Eloued, Sidi Khlil B et Boumagar l'obscurité totale n'a aucun effet.

Les valeurs du Coefficient de vélocité ainsi que l'indice de germination nous confirment que la température de 22°C et l'alternance jour/nuit donnent de bons résultats chez les populations appartenant à la sous espèce *M.eu-arvensis*. Var. *robusta* à l'exception de la population de Boumagar qui préfère l'obscurité totale.

Le reste des populations, *M.eu-arvensis.* (var. *communis, garamantum, longirostris, fabariifolia*) et *M. suffritucosa*, germent mieux à l'obscurité totale (annexe 20 et 21).

II-1-2- Discussion

L'aptitude à la germination des semences d'une espèce donnée dépend, en premier lieu, du patrimoine héréditaire. Mais de multiples facteurs de l'environnement sont susceptibles de modifier considérablement l'expression de ces propriétés d'origine génétique. L'hétérogénéité dans la germination les lots de semences, provient de trois grandes catégories de facteurs, conditions de développement des semences sur la plante, conditions de conservation et conditions de germination (Mazliak, 1982).

Il découle de nos essais que la température de 22°C est la plus favorable à la germination des graines de *M. arvensi*. Elle permet une bonne germination des graines sans que les cultures s'envahissent par les moisissures (levures et bactéries).

(Zammouri et Naffati, 2007) dans une étude comparative de la germination des semences de quelque espèces médicinales, confirme que *M. arvensis* à un optimum thermique faible inférieur à 15°C.

Les semences sont classées selon leur comportement vis-à-vis de la lumière blanche en trois catégories. Les semences non photosensibles, elles germent de la même façon à l'obscurité et à la lumière.

Les semences à photosensibilité positive germent plus facilement à la lumière blanche qu'à l'obscurité (Zribet El-oued, Sidi Khlil A, Eloutaya, et Boumagar) ces populations appartiennent à une seule variété (*robusta*); de la région de Biskra. M'zirâa appartenait à la même variété (robusta) mais n'a pas le même comportement à la lumière. On a enregistré dans cette population une hétérogénéité très importante. Cela signifie que certaines conditions ne sont pas favorables pour la germination de ses graines.

Les populations d'Ain Elkebira, Ammoucha, Elbazze, Kimel, Seryana, T'kout A, Lioua, et Ghoufi, ont des semences à photosensibilité négative, ne germent pas ou germent difficilement à la lumière Blanche. Ces populations appartiennent aux variétés *communis, fabariifolia, longirostris* et *garamantum* de la sous espèce *M. eu-arvensis* qui poussent dans les hauts palataux et les régions montagneuses, et la sous espèce *M. suffritucosa* qui pousse dans la région de Biskra et les régions montagneuses sur sols calcaires.

La photosensibilité interfère avec d'autres conditions. Son influence disparaît au cours de la conservation des semences. En plus les conditions de développement des plantes mères (photopériode, qualité de la lumière, température) peuvent influencer de façon notable la sensibilité des semences à la lumière (Mazliak, 1982).

Conclusion

La germination des graines de *M. arvensis* se fait facilement, sans aucun traitement et même sans vernalisation. Cette espèce a une capacité germinative très importante. La première graine germe deux jours après la semée. La lumière et la température exercent une grande action sur la germination des semences de *M. arvensis*.

La température de 22°C est plus favorable à la germination que la température de 27°C. Les semences de la variété (*robusta*) et la sous espèce *M. suffruticosa* ont une photosensibilité positive, tandis que les variétés *communis, fabariifolia, longirostris* et *garamantum*, sont à photosensibilité négative.

II-2- Caryologie

II-2-1- Résultats

Le dénombrement chromosomique est effectué sur les méristèmes racinaires des graines récoltées de 15 stations. Pour chaque station, 10 échantillons sont analysés. Les résultats obtenus sont illustrés dans le tableau 7 et précisés dans les photos (photos 1 à 15)

Tableau 7: Nombres chromosomique des populations de *M. arvensis.*

populations	Nombre chromosomique somatique
Elbazze	28
Ammoucha	28
Ain Elkebira	28
Seryana	28
Boumagar	28
Timgad	28
T'kout A	28
Ghoufi	28
Kimel	28
Zribet El-oued	28
Sidi Khlil A	28
M'zirâa	28
Eloutaya	28
Lioua	56
Sidi Khlil B	56

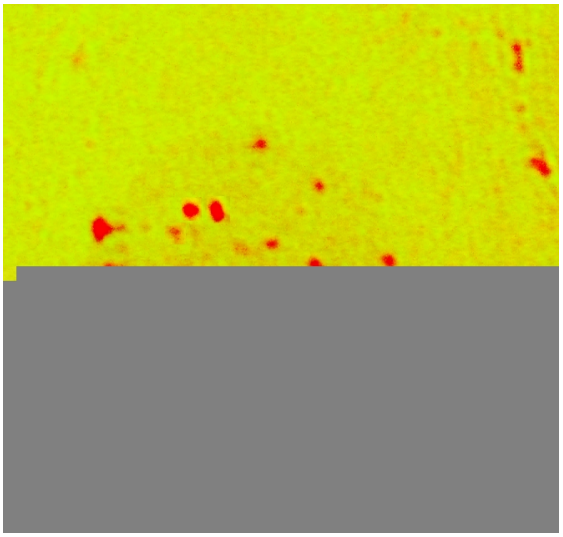


Photo 1: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var. *longirostris* (Ain Elkebira) 2n=28, G:100 X.

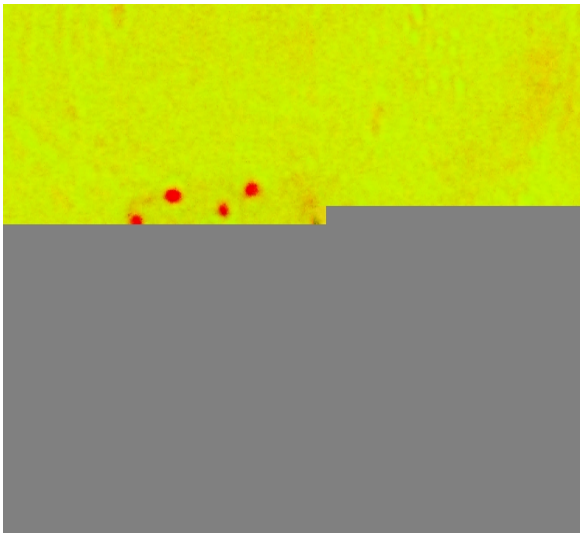


Photo 2: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var. *longirostris* (Ammoucha) 2n=28, G:100 X

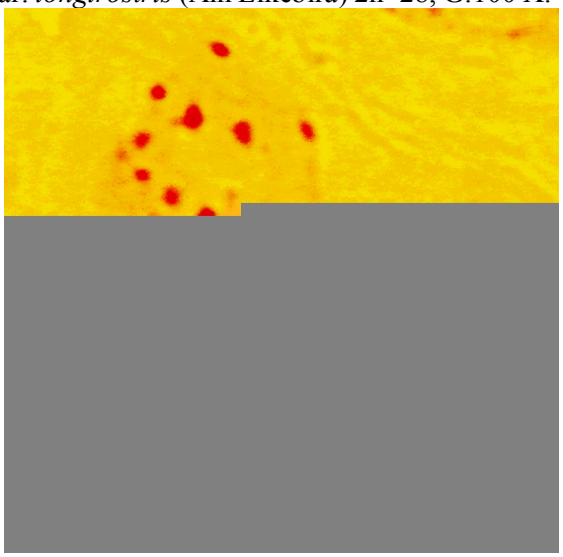


Photo 3: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var. *fabariifolia* (Elbazze) 2n=28, G:100 X

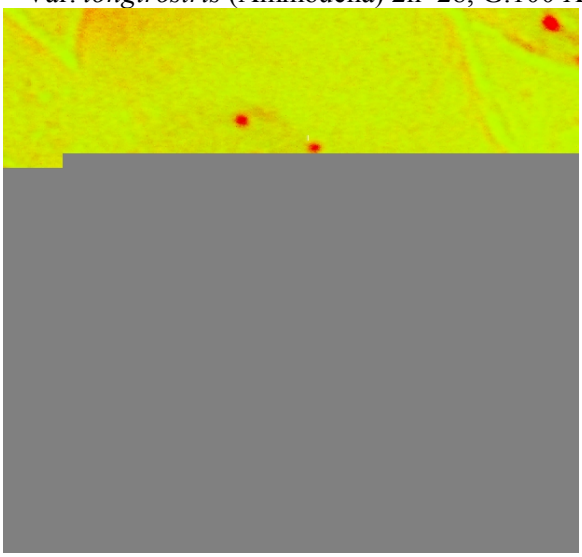


Photo 4: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var. *communis* (Kimel) 2n=28, G:100 X

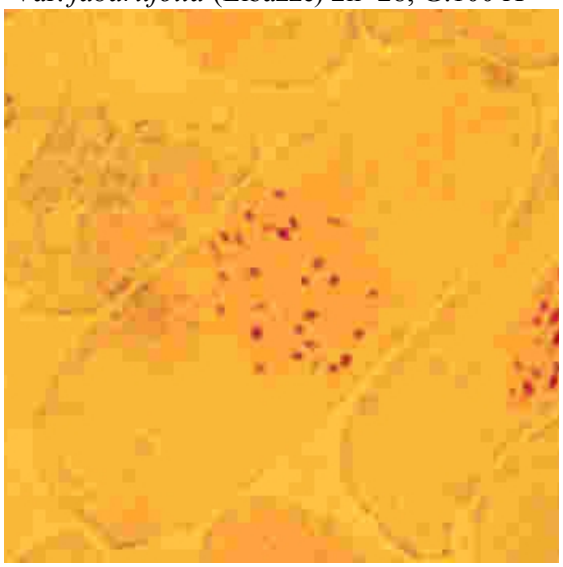


Photo 5: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var. *communis* (Timgad) 2n=28, G:100X

Photo 6: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var. *communis* (T'kout A) 2n=28, G:100 X

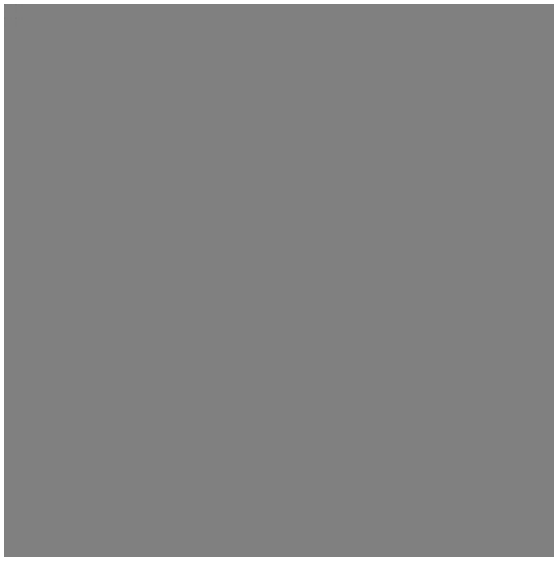


Photo 7: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var. *fabariifolia* (Seryana) 2n=28, G:100 X

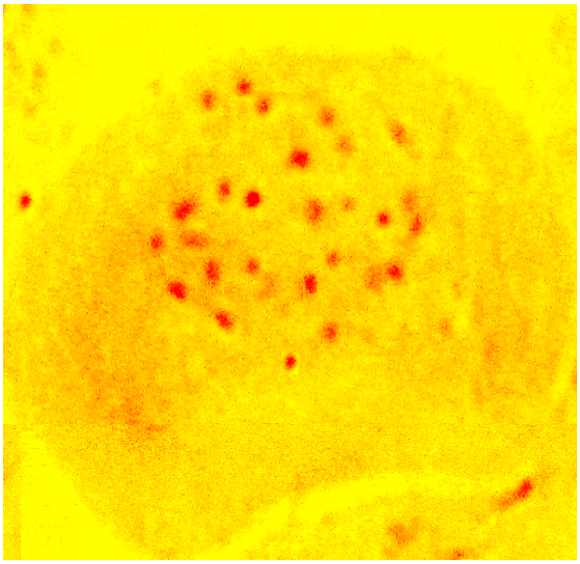


Photo 8: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var. *robusta* (Sidi Khlil A) 2n=28, G:100 X

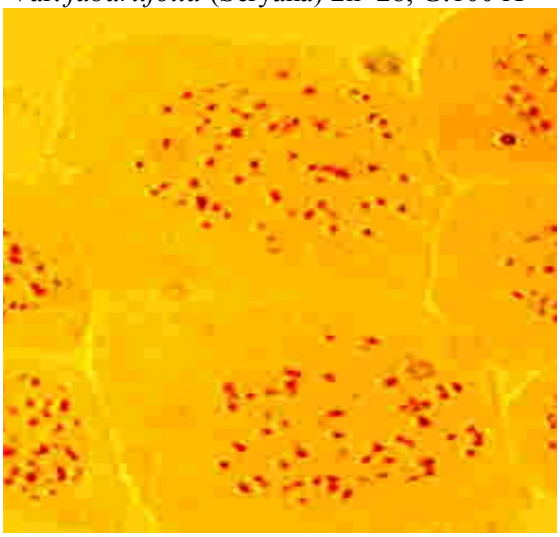


Photo 9: Plaque métaphasique de *M. suffruticosa*, Var. *Fontanesii*. (Sidi Khlil B) 2n=56, G:100 X

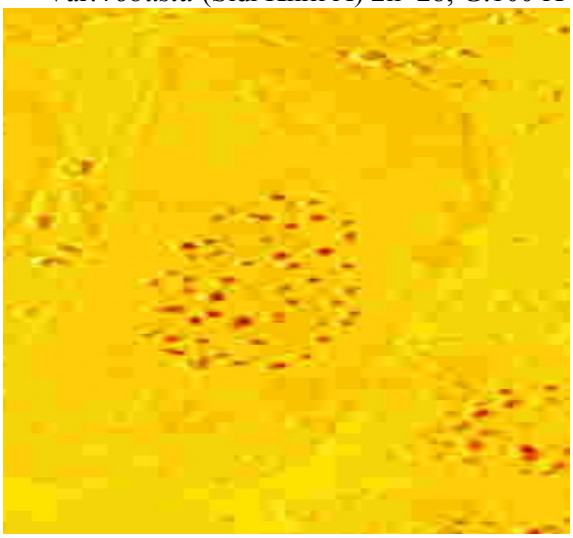


Photo 10: Plaque métaphasique de *M. suffruticosa*, Var. *Fontanesii*. (Lioua) 2n=56, G:100 X

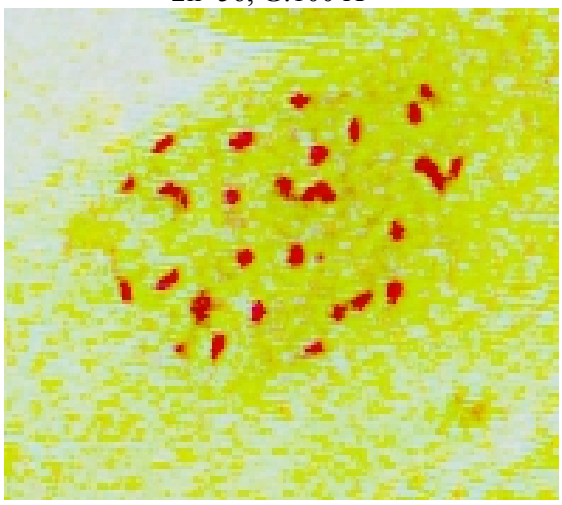


Photo 11: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var. *robusta* (Zribet Eloued) 2n=28, G:100 X

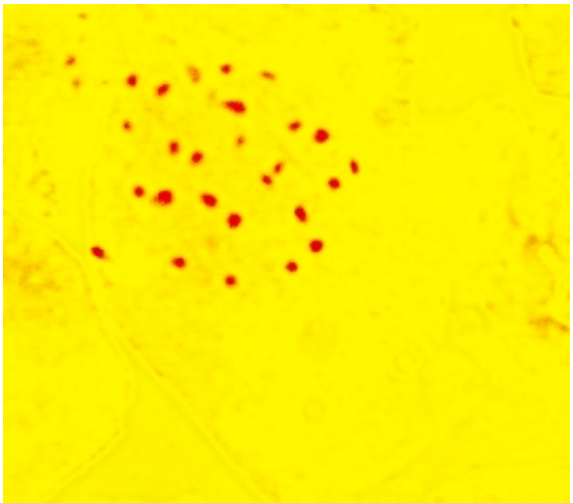


Photo 12: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var.*robusta* (M'zirâa) 2n=28, G:100 X

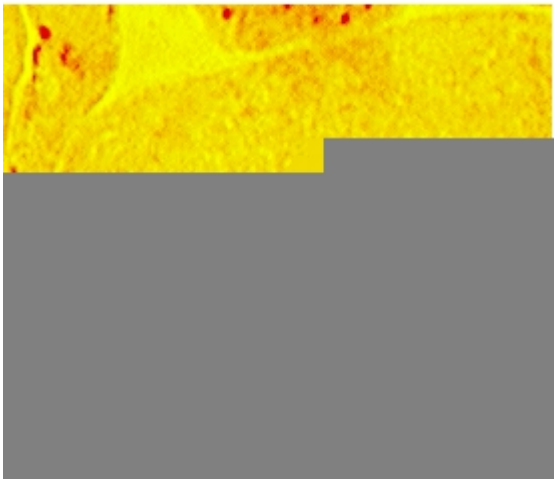


Photo 13: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var. *robusta* (Eloutaya) 2n=28, G:100X

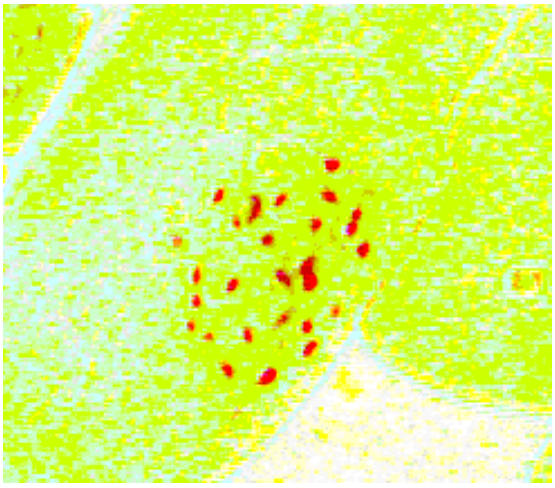


Photo 14: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var.*robusta* (Boumagar) 2n=28, G:100 X

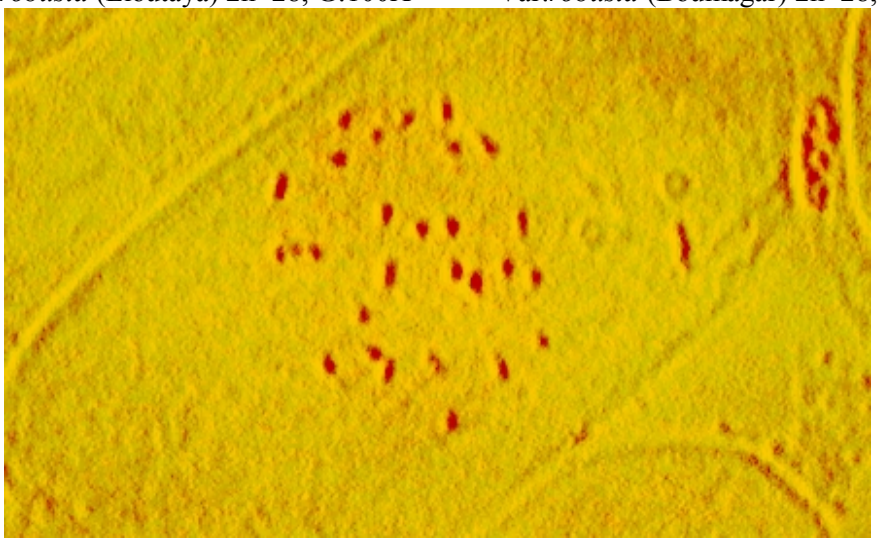


Photo 15: Plaque métaphasique de *M. eu-arvensis* Var.*garamantum* récoltée de Ghoufi 2n=28, G:100X

II-2-2- Discussion

Subsp. *eu-arvensis* Maire.**Var. *robusta*** Batt.

Les individus de cette variété sont récoltés de: Biskra (Zribet El-Oued, M'zirâa, Eloutaya, Sidid Khlil A), et Batna (Boumagar). Le numéro chromosomique obtenu est 2n = 28 (Photos 8, 11 à 14). Le même résultat est rapporté par Sobrino Vesperinas (1978).

Subsp. *eu-arvensis* var. *garamantum* Maire., récolté de Batna (Ghoufi)

Le nombre chromosomique est 2n = 28 (Photo 15). Le même résultat est mentionné par Reese (1957), Sobrino Vesperinas (1978) et Sikka *et* Sharma, (1979). Par contre, Quézel (1957) mentionne un nombre chromosomique gamétique de n = 12 qui diffère de notre résultat.

subsp. *eu-arvensis* [var. *longirostris* (Pomel) Batt., récolté de Kherrtata, Ammoucha. **var. *communis*** Presl., récolté de T'kout A, Kimel et Timgad **var. *fabariifolia*** Presl, récolté d'Ain Elkebira, Elbazze et Seryana**]**, présentent un nombre chromosomique de 2n = 28 (Photos 1 à 7)

subsp. *suffruticosa* (Desf.)

Les populations de Sidi Khlil B et Lioua, est tétraploïde avec un nombre chromosomique de 2n = 4x = 56, (Photos 9 et 10). Le même résultat est trouvé par Humphries *et al* (1978) et Sobrino Vesperinas (1978), ce nombre est lié aux conditions défavorables, en particulier la sécheresse (Sobrino Vesperinas, 1978).

Des études récentes démontrent que les taxons de la famille des Brassicaceae qui ont le nombre gamétique n =14-18 sont diploïdes (Anderson *et* Warwik, 1999).

Conclusion

Les nombres chromosomiques de l'espèce étudiée viennent confirmer les résultats morphologiques. *Moricandia eu-arvensis* est caractérisée par une stabilité du nombre chromosomique avec un caryotype de 2n = 28 et *Moricandia suffruticosa* à 2n = 56.

III- Etude des huiles essentielles

III-1- Résultats

III-1-1- Composition en huiles essentielles de *Moricandia arvensis*

L'extraction des huiles essentielles de la partie aérienne de 13 populations de *Moricandia arvensis* (L.) DC., a donné un rendement moyen de 0,051%. L'analyse de ces huiles essentielles par chromatographie en phase gazeuse (CPG) et par CPG couplée au spectromètre de masse (CPG/SM) a permis l'identification de 45 composants répartis comme suit: un alcool, 3 dérivés des glucosinolates (isothiocyanates et deux composés soufrés), 2 alcènes, 9 alcanes, 11 acides gras, 5 aldéhydes, 7 acétones, 3 esters, 2 terpènes et 2 autres composés. Le nombre des composants, varie d'une population à l'autre, de 15 constituants chez la population de Ghoufi à 29 chez la population d'Elbazze (tableau 8).

Les acides gras constituent la majorité de l'essence de la partie aérienne de l'espèce *Moricandia arvensis* avec un pourcentage de (47,59%), suivi par les acétones (15,44%) et les terpènes (13,42%).

Les composés dominants du l'huile essentielle de *Moricandia arvensis* diffèrent d'une population à l'autre. L'Acide palmitique est dominant dans l'huile des populations de M'ziraâ (46,99%), Ghoufi (19,29%), Boumagar (24%), Seryana (32,89%), Kimel (39,92%), Sidi Khlil B (38,42%), Sidi Khlil A (27%), Ammoucha (12,92%) et Elbazze (13,18%). Le composé majoritaire dans la population de Timgad est le heptadécane (23,8%), suivi par l'acide palmitique (21,21%).

Les deux populations, Eloutaya et Zribet El-oued sont caractérisées par la dominance du 2-pentadécanone, 6,10, 14-triméthyl avec un pourcentage de 20,55% et 25,51% respectivement, ainsi par la présence de l'acide palmitique et du diterpène-alcool (phytol) avec un pourcentage élevé. Par contre la population de T'kout est caractérisée par la dominance du phytol avec un pourcentage de 25,94%.

Les trois composés dominants de l'huile essentielle de *Moricandia arvenssis*, l'acide palmitique (24,64%), le phytol (13,20%) et le Pentadécanone (11,77%), constituent à eux seuls 49,61% du total de l'essence, présentant des variations inter-populations importantes (figure17).

Tableau 8: Composition chimique des huiles essentielles de *M. arvensis*

Code	Composés / Populations	KI	El-Bazze	Ammoucha	Sidi Khlil A	Sidi Khlil B	Zribet El-oued	T'kout A	Kimel	Eloutaya	Seriana	Boumagar	Timgad	Ghoufi	M'zirâa	Moyenne
Alcanes																
C11	tridecane	1300	3,9	**6,89**												0,83
C30	eicosane	1998	1,13	0,56												0,13
C32	n-Heneicosane	2097			**11,28**		3,08	1,92	1		0,43	1,03	1,09		0,83	1,59
C38	n-Tricosane	2293				0,55	1,23	1,34	0,79	0,47	0,36	0,62	0,41		0,37	0,47
C39	n-Heptadecane	2493			0,65	1,78	**5,32**	3,5	0,79	2,11	0,71	2,08	**23,8**	0,71	1,42	3,30
C40	pentacosane	2498	0,75	0,9												0,13
C42	Oxirane, hexadecyl-	2619				0,4	0,82	0,55	0,42		0,49	0,31			0,4	0,26
C43	n-Docosane	2668			1,82	1,83	**6,18**	3,88	0,75	1,4	0,85	2,37		3,27	0,43	1,75
C44	heptacosane	2672	1,97													0,15
Totale (%)			7,75	8,35	13,75	4,56	16,63	11,19	3,75	3,98	2,84	6,41	25,3	3,98	3,45	8,61
Alcènes																
C10	tridécène<1->	1292	0,92	1,43												0,18
C20	3-Nonene,	1668				0,29			0,4	0,47	0,51	1,03	0,72		0,31	0,28
Totale (%)			0,92	1,43		0,29			0,4	0,47	0,51	1,03	0,72		0,31	0,46
Acides gras																
C9	acide nonanoïque	1266	0,57													0,04
C13	acide décanoïque (caprique)	1362	0,8	0,68												0,11
C18	acide dodécanoïque (laurique)	1555	**4,59**	**4,84**	1,13	0,34					2,27	2,48	1,13		1,3	1,39
C22	acide tetradécanoïque (myristique)	1753	3,49	2,82	2,07	1,62			2,39	0,66	3,53	3,4	2,6	1,55	3,19	2,10
C25	1,2-Benzenedicarboxylic acid, bis (Phtalate)	1853	1,08	0,92	**8,13**	**8,11**	**7,78**	**1,8**	**11,32**	**9,88**	**7,3**	**8,97**	**6,33**	**12,09**	**7,5**	7,02
C28	1,2-Benzenedicarboxylic acid, dibutylphtalate	1948			1,67	2,41	2,12	0,74	3,98	2,31	1,93	2,02	1,74	2,93	1,64	1,81
C29	Acide hexadécanoïque (palmitique)	1953	**13,18**	**12,92**	**27**	**38,42**	**8,12**	**21,7**	**39,92**	**14,69**	**32,89**	**24**	**21,21**	**19,29**	**46,99**	**24,64**

Code	Composés \ Populations	KI	El-Bazze	Ammoucha	Sidi Khlil A	Sidi Khlil B	Zribet El-oued	T'kout A	Kimel	Eloutaya	Seriana	Boumagar	Timgad	Ghoufi	M'zirâa	Moyenne
C34	9,12-octadécanoïque acide (Acide linoleique)	2123			3,91	1,87		1,47	2,29	0,57	2,4	2,07	1,23	1,65	4,02	1,65
C37	acide octadécanoïque (stearique)	2154				2,38	1,79	**4,65**	2,18	2,21	2,43	1,96	0,9	1,08	2,04	1,66
C41	Hexadecanoic acid, 2-hydroxy-1-(hy	2502				1,28	0,78	9,41	0,98	**13,89**	**5,62**	**4,02**			0,8	2,83
C45	Octadecanoic acid, 2-hydroxy-1,3-p	2680	**10,29**		2,22		**5,57**	**9,53**	1,89	**5,76**	4,9	**4,58**		**10,57**	1,06	4,34
Totale (%)			34	22,18	46,13	56,43	26,16	49,3	64,95	49,97	63,27	53,5	35,14	49,16	68,54	47,59
Alcools																
C31	octadécanol	2082	1,58	1,12												0,20
Acétones																
C1	4-hydroxy-4-methyl-pentan-2-one	839	1,85	3,32												0,40
C12	4-(2,6,6-trimethylcyclohexa-1,3-diènyl)but-2one	1330	0,4													0,03
C14	Geranyl acétone	1420										1,12				0,09
C16	nerylacétone	1447	0,77	0,61	1,13	0,4				0,8	0,7		1,21		0,69	0,48
C23	2-pentadécanone	1778	0,54		1,54	0,34	2,41	2,02	1,36	**5,04**	0,55	0,91	0,72	4,36	0,36	1,55
C24	2-Pentadecanone, 6,10,14-trimethyl	1836	**4,66**	**7,55**	**6,8**	**10,67**	**25,51**	**5,88**	**9,17**	**20,55**	**10,99**	**12,05**	**17,21**	**13,52**	**8,41**	**11,77**
C26	farnésylacétone C	1904	1,55	1,44	1,08	0,58	2,04	1,49	1,02	0,41	0,86	0,72	1,28	1,61	0,45	1,12
Totale (%)			9,77	12,92	10,55	11,99	29,96	9,39	11,55	26,8	13,1	14,8	20,42	19,49	9,91	15,44
Aldéhydes																
C4	benzène acétaldehyde	1045	0,5													0,04
C5	nonanal	1105	0,73													0,06
C6	n-Decanal	1195									0,28	0,89				0,09
C19	tétradécanal	1610	0,32	2,67		0,25					0,52		0,64		0,54	0,38
C21	pentadécanal	1711	0,42		1	0,33					0,51	0,63	1,48		0,67	0,39
Totale (%)			1,97	2,67	1	0,78					1,31	1,52	2,12		1,21	0,96
Esters																
C17	cyclopentanoate d'éthényle	1512	0,38	1,45							0,71	1,89	0,86		0,4	0,44

Code	Composés \ Populations	KI	El-Bazze	Ammoucha	Sidi Khlil A	Sidi Khlil B	Zribet El-oued	T'kout A	Kimel	Eloutaya	Seriana	Boumagar	Timgad	Ghoufi	M'zirâa	Moyenne
C27	Ethyl linoleolate	1929			3,95	0,48		1,64	0,71	0,85	1,58	2,61	1,26	0,83	2,47	1,26
C36	linolénoate de méthyl	2134	2,54	0,89			2,21						0,18			0,44
Totale (%)			2,92	2,34	3,95	0,48	2,21	1,64	0,71	0,85	2,29	4,5	2,3	0,83	2,87	2,14
Composés soufrés																
C2	diméthyltrisulfide	970	2,45	1,55												0,31
C7	1,4-diméthyl tétrasulfide	1219	0,93													0,07
C3	3-buténylisothiocyanate	981	**11,85**													0,91
Totale (%)			15,23	1,55												1,29
Terpènes																
C15	β.-Ionone	1444									0,62	0,72	1,1		0,46	0,22
C33	Phytol	2102	**7,84**	**10,54**	**14,46**	**11,4**	**23,22**	**25,94**	**14,51**	**13,6**	**11,54**	**10,65**	**9,38**	**13,79**	**4,68**	**13,20**
Totale (%)			7,84	10,54	14,46	11,4	23,22	25,94	14,51	13,6	12,16	11,37	10,48	13,79	5,14	**13,42**
Autres																
C8	heptyl,hexyl ether	1263	0,31													0,02
C35	(Z,Z)-6,9-cis-3,4-epoxy-nonadecadi	2129			**10,17**	3,08	1,01	2,56	**4,13**	0,72	**4,25**	**6,9**	3,53	2,39	**7,95**	3,59
Totale (%)			0,31		**10,17**	3,08	1,01	2,56	**4,13**	0,72	**4,25**	**6,9**	3,53	2,39	**7,95**	3,61
Totale de l'huile essentielle (%)			82,29	63,1	100	89,01	99,19	100	100	96,39	99,73	100	100	89,64	99,38	**93,72**
Rendement en huile essentielle (%)			0,065	0,055	0,045	0,052	0,045	0,046	0,05	0,05	0,052	0,055	0,052	0,048	0,052	0,051
Nombre de composés identifiés			30	19	18	22	17	18	20	19	26	26	24	15	25	
			Nombre totale des composés identifiés dans (HE) de *M. arvensis*											**45**		

Pour comparer les profils de l'huile essentielle au sein des populations, nous avons considéré chaque composant comme une variable quantitative à expliquer. Cette analyse a mis en évidence des différences significatives entre les populations de *Moricandia arvensis.* Les populations étudiées montrent une différence de concentration de l'huile essentielle inter populations très importante (figure 17). 68,89% des composants présentent une variation élevée (tableau 9).

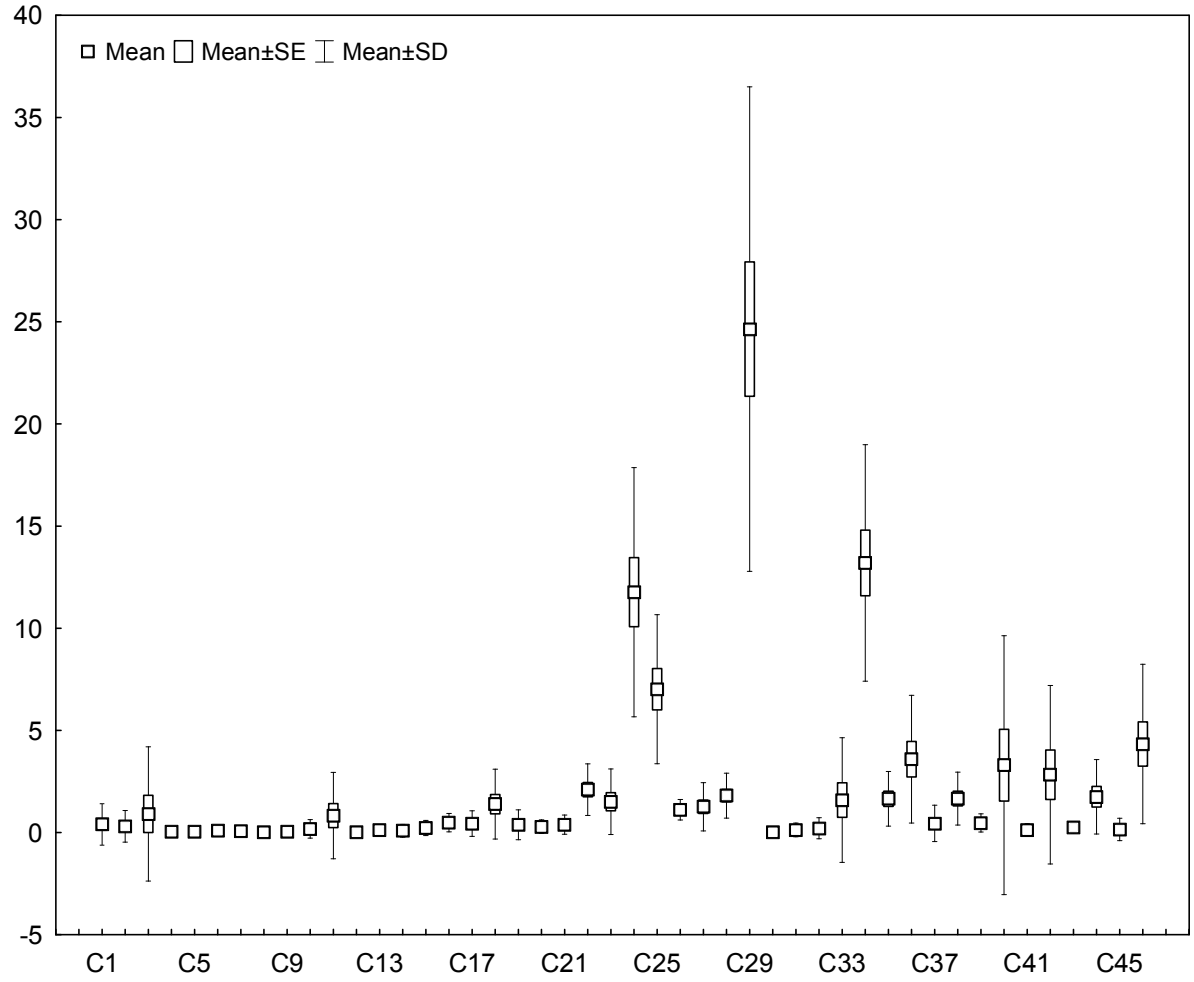


Figure 17 : Variation de la concentration des composés de l'huile essentielle chez *M. arvensis*

Tableau 9: Moyennes des composés de l'essence des populations du *Moricandia arvensis*

	Composants	**Moy**	**SD**
C1	4-hydroxy-4-methyl-pentan-2-one	**0,40**	**1,02**
C2	diméthyltrisulfide	**0,31**	**0,77**
C3	3-butényl isothiocyanate	**0,91**	**3,29**
C4	benzène acétaldehyde	**0,04**	**0,14**
C5	nonanal	**0,06**	**0,20**
C6	n-Decanal	**0,09**	**0,25**

C7	1,4-diméthyl tétrasulfide	**0,07**	**0,26**
C8	heptyl,hexyl ether	**0,02**	**0,09**
C9	acide nonanoïque	**0,04**	**0,16**
C10	tridécène<1->	**0,18**	**0,45**
C11	tridécane	**0,83**	**2,12**
C12	4-(2,6,6-trimethylcyclohexa-1,3-diènyl)butan-2-one	**0,03**	**0,11**
C13	acide décanoïque (caprique)	**0,11**	**0,28**
C14	GERANYL ACETONE	**0,09**	**0,32**
C15	beta.-Ionone	**0,22**	**0,38**
C16	nerylacétone	0,49	0,44
C17	cyclopentanoate d'éthényle	**0,44**	**0,65**
C18	acide dodécanoïque (laurique)	**1,39**	**1,71**
C19	tétradécanal	**0,38**	**0,75**
C20	3-Nonene, €	**0,29**	**0,33**
C21	pentadécanal	**0,39**	**0,47**
C22	acide tetradécanoïque (myristique)	2,10	1,26
C23	2-pentadécanone	**1,51**	**1,60**
C24	2-Pentadecanone, 6,10,14-trimethyl	11,77	6,10
C25	1,2-Benzenedicarboxylic acid, bis (Phtalate)	7,02	3,65
C26	farnésylacétone C	1,12	0,50
C27	ETHYL LINOLEOLATE	1,26	1,17
C28	1,2-Benzenedicarboxylic acid, dibutylphtalate	1,81	1,10
C29	Acide hexadécanoïque (palmitique)	24,64	11,86
C30	eicosane	**0,13**	**0,34**
C31	octadécanol	**0,21**	**0,52**
C32	n-Heneicosane	**1,59**	**3,05**
C33	Phytol	13,20	5,79
C34	9,12-octadécanoïque acide (Acide linoleique)	1,65	1,30
C35	(Z,Z)-6,9-cis-3,4-epoxy-nonadecadiene	3,59	3,13
C36	linolénoate de méthyl	**0,45**	**0,89**
C37	acide octadécanoïque (stearique)	1,66	1,29
C38	n-Tricosane	0,47	0,44
C39	n-Heptadecane	**3,30**	**6,34**
C40	pentacosane	**0,13**	**0,31**
C41	Hexadecanoic acid, 2-hydroxy-1-(hy	**2,83**	**4,37**
C42	Oxirane, hexadecyl-	**0,26**	**0,28**
C43	n-Docosane	**1,75**	**1,82**
C44	heptacosane	**0,15**	**0,55**
C45	Octadecanoic acid, 2-hydroxy-1,3-p	4,34	3,90

La composition quantitative et même qualitative de l'huile essentielle des populations de *Moricandia arvenssis* de la région de Sétif et celles du Sud de la région d'étude différent considérablement. 64,44% des composés présentent des différences qualitatives tandis que 45,56% présentent une différence quantitative. Les huiles essentielles des populations d'Ammoucha et Elbazze, sont caractérisées par la présence de 7 composés qui sont absents du reste des populations, des alcanes (tridécane, eicosane et pentacosane), un acide gras (acide caprique), un composé soufré (diméthyltrisylfate), un alcène (tridécène<1->), une acétone (4-hydroxy-4-methyl-pentan-2-one) et un alcool (Octadécanole), et l'absence totale de 13 composés, d'un terpène (β-Ionone), un alcène (3-Nonene), une acétone (pentadécanone), un ester (Ethyl linoleolate),un aldéhyde (n-Decanal), quatre acides gras (linoleique, stearique, hexadécanoïque et 1,2-Benzenedicarboxylique), et cinq Alcanes (Oxirane, n-Tricosane, n-Heneicosane, n-Heptadecane et n-Docosane.

La population d'Elbazze diffère de la population d'Ammoucha par la présence de 9 composés parmi eux un dérivé de glucosinolate (3-butényl isothiocyanate) avec un pourcentage de 11,85%.

Les composés présentent une variation inter-population quantitative sont, l'acide dodécanoïque, le tétradécanal, le linolénoate de méthyl, 2-Pentadecanone, 6, 10,14-trimethyl et le pétrole Phtalate.

III- 1- 2- Analyse en Composantes principales (ACP)

a- Etude des variables

- **Matrice des corrélations**

L'examen de la matrice fait apparaître des coefficients de corrélation moyens, 53,59% des variables sont significativement corrélées (tableau 10).

Les valeurs propres représentant la variance des composants chimiques sur les axes sont élevées, 39,82 pour le premier axe, 16,79 pour l'axe 2 et 10,29 pour l'axe trois, donnant ainsi une contribution moyenne à la variance totale. L'ensemble de l'information expliquée par les trois premiers axes issus de l'ACP est de 66,91%.

Tableau 10 : Matrice de corrélation des composants de l'essence de *Moricandia arvensis*.

	C1	C2	C3	C4	C5	C6	C7	C8	C9	C10	C11	C12	C13	C14	C15	C16	C17	C18	C19	C20	C21	C22	C23	C24	C25	C26	C27	C28	C29
C1	1,0																												
C2	**0,9**	1,0																											
C3	**0,4**	**0,8**	1,0																										
C4	**0,4**	**0,8**	**1,0**	1,0																									
C5	**0,4**	**0,8**	**1,0**	**1,0**	1,0																								
C6	-0,2	-0,2	-0,1	-0,1	-0,1	1,0																							
C7	**0,4**	**0,8**	**1,0**	**1,0**	**1,0**	-0,1	1,0																						
C8	**0,4**	**0,8**	**1,0**	**1,0**	**1,0**	-0,1	**1,0**	1,0																					
C9	**0,4**	**0,8**	**1,0**	**1,0**	**1,0**	-0,1	**1,0**	**1,0**	1,0																				
C10	**1,0**	**0,9**	**0,5**	**0,5**	**0,5**	-0,2	**0,5**	**0,5**	**0,5**	1,0																			
C11	**1,0**	**0,9**	**0,4**	**0,4**	**0,4**	-0,2	**0,4**	**0,4**	**0,4**	**1,0**	1,0																		
C12	**0,4**	**0,8**	**1,0**	**1,0**	**1,0**	-0,1	**1,0**	**1,0**	**1,0**	**0,5**	**0,4**	1,0																	
C13	**0,9**	**1,0**	**0,7**	**0,7**	**0,7**	-0,2	**0,7**	**0,7**	**0,7**	**0,9**	**0,9**	**0,7**	1,0																
C14	-0,1	-0,1	-0,1	-0,1	-0,1	1,0	-0,1	-0,1	-0,1	-0,1	-0,1	-0,1	-0,1	1,0															
C15	-0,3	-0,3	-0,2	-0,2	-0,2	**0,5**	-0,2	-0,2	-0,2	-0,3	-0,3	-0,2	-0,3	**0,4**	1,0														
C16	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	-0,3	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	-0,3	0,3	1,0													
C17	**0,4**	0,2	0,0	0,0	0,0	**0,7**	0,0	0,0	0,0	**0,4**	**0,4**	0,0	0,3	**0,7**	**0,6**	0,1	1,0												
C18	**0,8**	**0,8**	**0,6**	**0,6**	**0,6**	0,2	**0,6**	**0,6**	**0,6**	**0,8**	**0,8**	**0,6**	**0,9**	0,2	0,1	0,3	**0,7**	1,0											
C19	**0,8**	**0,5**	0,0	0,0	0,0	-0,1	0,0	0,0	0,0	**0,8**	**0,8**	0,0	**0,6**	-0,2	0,1	0,3	**0,5**	**0,7**	1,0										
C20	**-0,4**	**-0,4**	-0,3	-0,3	-0,3	**0,7**	-0,3	-0,3	-0,3	**-0,4**	**-0,4**	-0,3	**-0,4**	**0,7**	**0,8**	0,1	**0,6**	0,0	-0,2	1,0									
C21	-0,2	-0,1	0,0	0,0	0,0	0,2	0,0	0,0	0,0	-0,2	-0,2	0,0	-0,2	0,2	**0,8**	**0,7**	0,3	0,1	0,0	**0,4**	1,0								
C22	0,3	**0,4**	0,3	0,3	0,3	**0,4**	0,3	0,3	0,3	0,3	0,3	0,3	**0,4**	0,3	**0,5**	**0,4**	**0,6**	**0,7**	**0,4**	**0,4**	**0,5**	1,0							
C23	**-0,4**	**-0,4**	-0,3	-0,3	-0,3	-0,2	-0,3	-0,3	-0,3	**-0,4**	**-0,4**	-0,3	**-0,4**	-0,1	-0,3	-0,2	**-0,5**	**-0,6**	**-0,5**	-0,1	**-0,4**	**-0,7**	1,0						
C24	**-0,4**	**-0,4**	**-0,4**	**-0,4**	**-0,4**	0,0	**-0,4**	**-0,4**	**-0,4**	**-0,4**	**-0,4**	**-0,4**	**-0,4**	0,0	0,2	-0,1	-0,1	**-0,5**	-0,2	0,2	-0,1	**-0,5**	**0,5**	1,0					
C25	**-0,7**	**-0,7**	**-0,5**	**-0,5**	**-0,5**	0,2	**-0,5**	**-0,5**	**-0,5**	**-0,7**	**-0,7**	**-0,5**	**-0,7**	0,2	0,1	-0,2	-0,3	**-0,7**	**-0,6**	**0,4**	0,0	-0,1	**0,5**	**0,5**	1,0				
C26	0,3	0,3	0,3	0,3	0,3	-0,3	0,3	0,3	0,3	0,3	0,3	0,3	0,3	-0,2	-0,3	-0,3	-0,1	0,1	0,1	**-0,6**	-0,2	-0,3	0,1	0,1	-0,3	1,0			
C27	-0,5	**-0,5**	-0,3	-0,3	-0,3	**0,4**	-0,3	-0,3	-0,3	**-0,5**	**-0,5**	-0,3	**-0,5**	0,3	0,3	0,3	0,1	-0,1	-0,3	0,3	**0,6**	0,2	-0,1	-0,3	0,2	**-0,4**	1,0		
C28	**-0,7**	**-0,7**	**-0,5**	**-0,5**	**-0,5**	0,1	**-0,5**	**-0,5**	**-0,5**	**-0,7**	**-0,7**	**-0,5**	**-0,7**	0,1	0,0	**-0,4**	**-0,4**	**-0,7**	**-0,6**	0,3	-0,1	-0,2	**0,4**	**0,4**	**0,9**	-0,3	0,1	1,0	
C29	**-0,4**	**-0,4**	-0,3	-0,3	-0,3	0,0	-0,3	-0,3	-0,3	**-0,4**	**-0,4**	-0,3	**-0,4**	0,0	0,2	0,0	-0,1	-0,2	-0,2	0,3	0,2	**0,4**	**-0,4**	**-0,4**	**0,4**	**-0,7**	**0,4**	**0,4**	1,0
C30	**0,8**	**1,0**	**0,9**	**0,9**	**0,9**	-0,1	**0,9**	**0,9**	**0,9**	**0,8**	**0,8**	**0,9**	**1,0**	-0,1	-0,2	0,2	0,2	**0,8**	**0,4**	**-0,4**	-0,1	**0,4**	**-0,4**	**-0,4**	**-0,7**	0,3	**-0,4**	**-0,7**	**-0,4**
C31	**0,9**	**1,0**	**0,8**	**0,8**	**0,8**	-0,2	**0,8**	**0,8**	**0,8**	**0,9**	**0,9**	**0,8**	**1,0**	-0,1	-0,3	0,2	0,3	**0,8**	**0,5**	**-0,4**	-0,1	**0,4**	**-0,4**	**-0,4**	**-0,7**	0,3	**-0,5**	**-0,7**	**-0,4**
C32	-0,2	-0,2	-0,2	-0,2	-0,2	-0,1	-0,2	-0,2	-0,2	-0,2	-0,2	-0,2	-0,2	-0,1	-0,1	0,3	-0,2	-0,2	-0,2	-0,3	**0,4**	-0,2	0,0	-0,1	0,1	0,1	**0,7**	0,0	0,0
C33	-0,3	-0,3	-0,3	-0,3	-0,3	-0,2	-0,3	-0,3	-0,3	-0,3	-0,3	-0,3	-0,3	-0,1	**-0,4**	**-0,5**	**-0,4**	**-0,5**	-0,3	**-0,4**	**-0,5**	**-0,8**	**0,4**	0,3	0,0	**0,5**	-0,1	0,1	**-0,4**
C34	**-0,5**	**-0,5**	**-0,4**	**-0,4**	**-0,4**	0,1	**-0,4**	**-0,4**	**-0,4**	**-0,5**	**-0,5**	**-0,4**	**-0,5**	0,1	0,2	0,2	-0,1	-0,3	-0,3	0,2	**0,4**	0,3	-0,2	**-0,4**	**0,4**	**-0,5**	**0,8**	0,3	**0,8**

	C1	C2	C3	C4	C5	C6	C7	C8	C9	C10	C11	C12	C13	C14	C15	C16	C17	C18	C19	C20	C21	C22	C23	C24	C25	C26	C27	C28	C29
C35	**-0,5**	**-0,5**	-0,3	-0,3	-0,3	0,3	-0,3	-0,3	-0,3	**-0,5**	**-0,5**	-0,3	**-0,5**	0,3	0,3	0,2	0,1	-0,2	-0,3	0,3	**0,6**	0,3	-0,2	-0,3	**0,4**	**-0,4**	**0,9**	0,3	**0,6**
C36	**0,5**	**0,7**	**0,7**	**0,7**	**0,7**	-0,2	**0,7**	**0,7**	**0,7**	**0,5**	**0,5**	**0,7**	**0,7**	-0,2	-0,3	0,0	0,0	**0,4**	0,1	**-0,4**	-0,2	0,0	-0,2	0,1	**-0,5**	**0,6**	**-0,6**	**-0,5**	**-0,6**
C37	**-0,5**	**-0,6**	**-0,4**	**-0,4**	**-0,4**	0,1	**-0,4**	**-0,4**	**-0,4**	**-0,6**	**-0,5**	**-0,4**	**-0,6**	0,1	0,0	**-0,5**	-0,3	**-0,6**	**-0,4**	0,2	-0,3	**-0,5**	0,2	0,1	0,1	-0,2	0,1	0,3	0,3
C38	**-0,5**	**-0,5**	-0,3	-0,3	-0,3	0,1	-0,3	-0,3	-0,3	**-0,5**	**-0,5**	-0,3	**-0,5**	0,1	0,0	**-0,6**	-0,2	**-0,6**	**-0,4**	0,1	-0,3	**-0,6**	0,1	0,3	0,0	0,2	-0,1	0,2	0,0
C39	-0,2	-0,2	-0,2	-0,2	-0,2	-0,1	-0,2	-0,2	-0,2	-0,2	-0,2	-0,2	-0,2	-0,1	**0,7**	**0,4**	0,1	-0,2	0,0	**0,4**	**0,6**	-0,1	-0,1	**0,4**	0,0	0,2	0,0	0,0	-0,1
C40	**1,0**	**0,9**	**0,6**	**0,6**	**0,6**	-0,2	**0,6**	**0,6**	**0,6**	**1,0**	**1,0**	**0,6**	**1,0**	-0,1	-0,3	0,2													

0.4

• **Cercle des corrélations**

La représentation du plan formé par les deux premiers axes principaux plan (1/2) (figure 18) montre que l'ensemble des composants contribuent fortement à la formation des deux axes. La partie positive de l'axe 1 est expliquée par les variables C24 (2-Pentadecanone, 6,10,14-trimethyl), C25 (Phtalate), C28 (dibutylphtalate), C37 (acide octadécanoïque), et C42 (Oxirane). Par contre sa partie négative est expliquée par C1 (4-hydroxy-4-methyl-pentan-2-one), C2 (diméthyltrisulfide), C3 (3-buténynl isothiocyanate), C4 (benzène acetaldehyde), C5 (nonanal), C7 (1,4-diméthyl tétrasulfide), C8 (heptyl,hexyl ether), C9 (acide nonanoïque), C10 (tridécène<1->), C11 (tridécane), C12 (4-(2,6,6-trimethylcyclohexa-1,3-dièny)butan-2-one), C13 (acide décanoïque), C18 (acide dodécanoïque), C30 (eicosane), C31 (octadécanol), C36 (linolénoate de méthyl), C40 (pentacosane) et C44 (heptacosane).

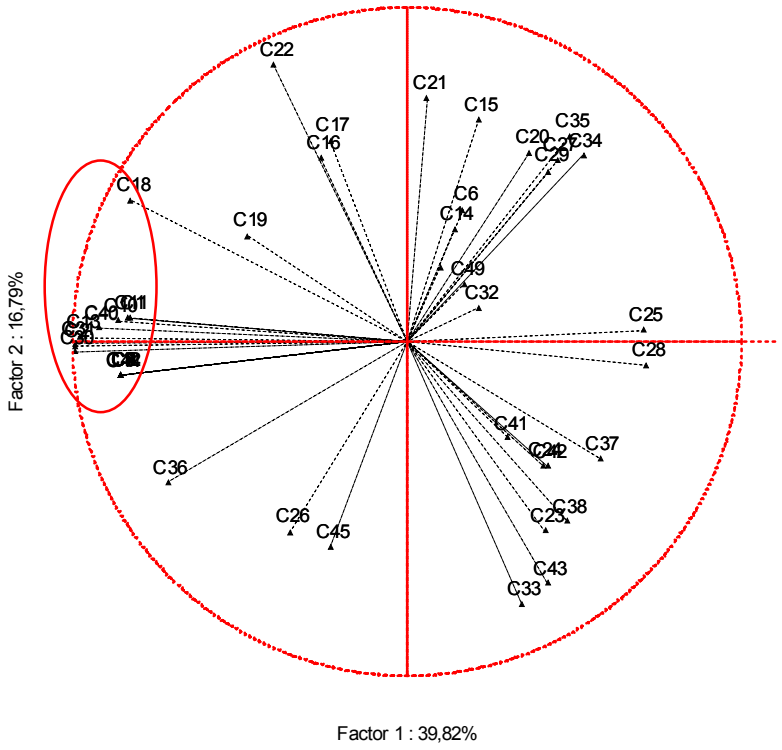


Figure 18: Cercle des corrélations, projection des variables le plan (1x2), des populations de *Moricandia arvensi*

Les composantes, C15 (beta.-Ionone), C16 (nerylacétone), , C21 (pentadécanal), C22 (acide tetradécanoïque), C27 (éthyl linoleolate), C29 (acide hexadécanoïque), C34 (9,12-octadécanoïque acide) et C35((Z,Z)-6,9-cis-3,4-epoxy-nonadecadi), expliquent la partie positive de l'axe 2. Tandis que les variables C23 (2- pentadécanone), C26 (farnésylacétone),

C33 (Phytol), C38 (n-Tricosane), C43 (n-Docosane) et C45 (acide Octadecanoique, 2-hydroxy-1,3-p), expliquent sa partie négative.

L'axe trois s'explique par un seul composé dans sa partie négative, le C19 (tétradécanal).

b- Etude des populations

La superposition du plan 1x2 des variables au plan 1x2 des individus (figure 19) montre que nos populations se sont scindées en deux groupes bien distincts. Le premier groupe, localisé sur la partie négative de l'axe 1, est formé par les populations d'ElBaz et Amoucha, s'opposent au deuxième groupe, formé par le reste des populations étudiées. La séparation des populations du second groupe est moins nette, et forment un amas de nuage.

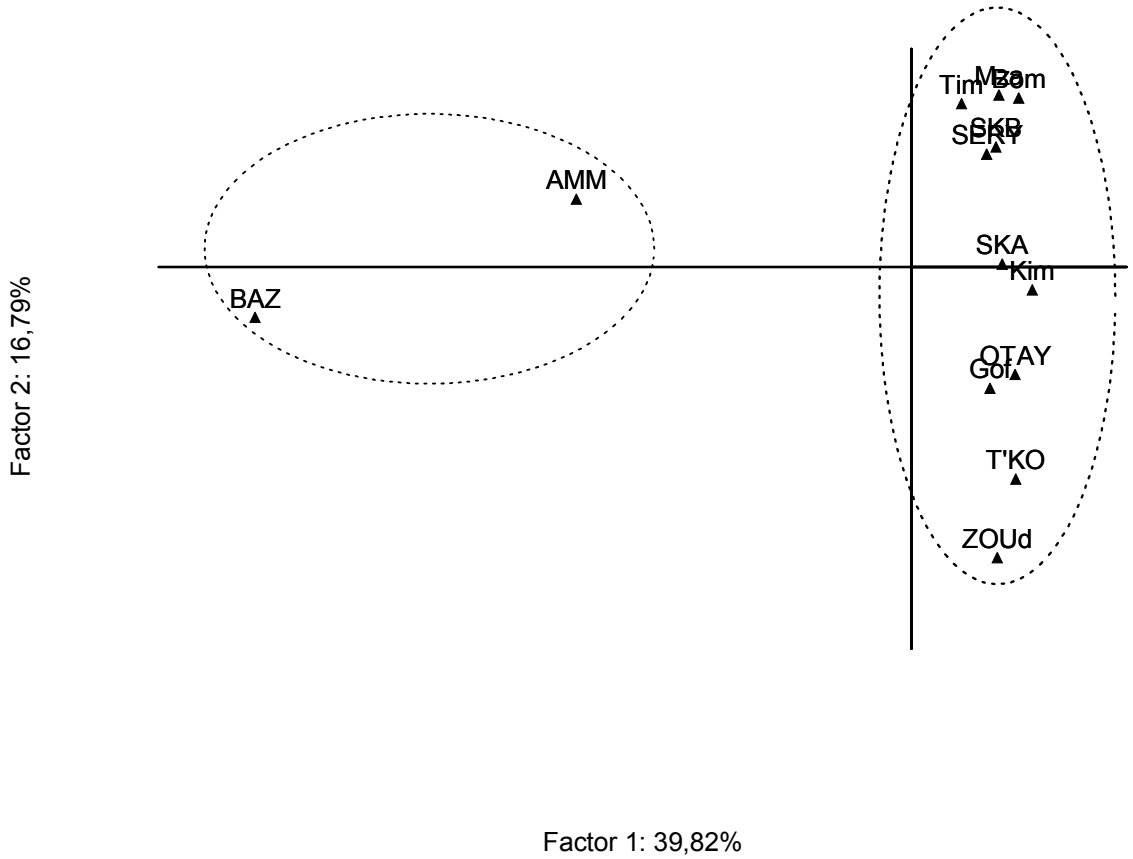


Figure 19 : Projection des populations de *Moricandia arvensis*, sur le plan 1-2

La projection spatiale tridimensionnelle des populations basée sur les trois premiers axes principaux (figure 20), montre la nette séparation des deux populations de la région de Sétif (Ammoucha et Elbazze).

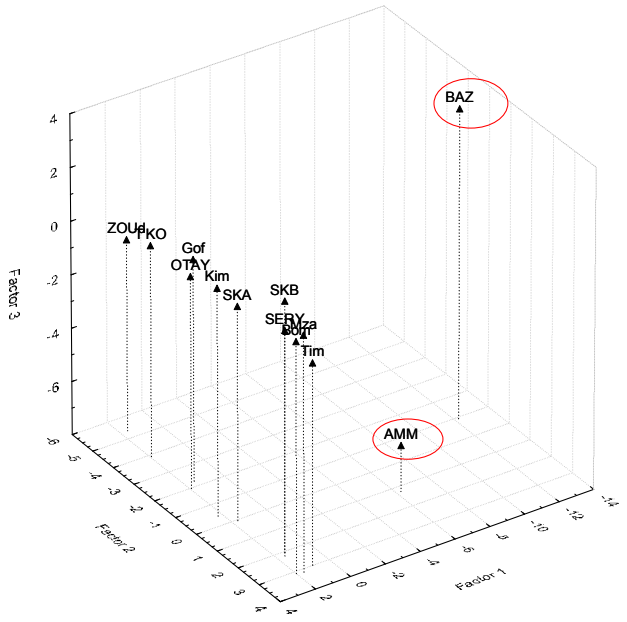


Figure 20 : Projection spatiale des populations de *Moricandia arvensis* basée sur les trois axes principaux

III-1-3- UPGMA

L'analyse des clusters UPGMA (figure 21) confirme la séparation des populations de *Moricandia arvensis* en deux groupes bien distincts. Le premier groupe est représenté par les populations d'Elbazze et Amoucha, le second groupe par le reste des populations. Cette séparation, basée sur la distance du linkage, nous indique la présence de variabilité importante au sein de nos populations. Cette séparation est surtout influencée par la présence des dérivés de glucosinolate, quelques alcanes et acides gras dans le premier groupe (populations d'Amouchas et El-Bazze).

L'observation de deux ensembles de populations, signifie que nous avons affaire à des sous ensembles hétérogènes. Notre objectif est d'étudier les interrelations entre les variables et la caractérisation des populations, la présence de ces sous ensembles peut fausser les valeurs réelles des corrélations entre les variables. Dans cette situation on doit réaliser une deuxième ACP pour mieux caractériser nos sous groupes.

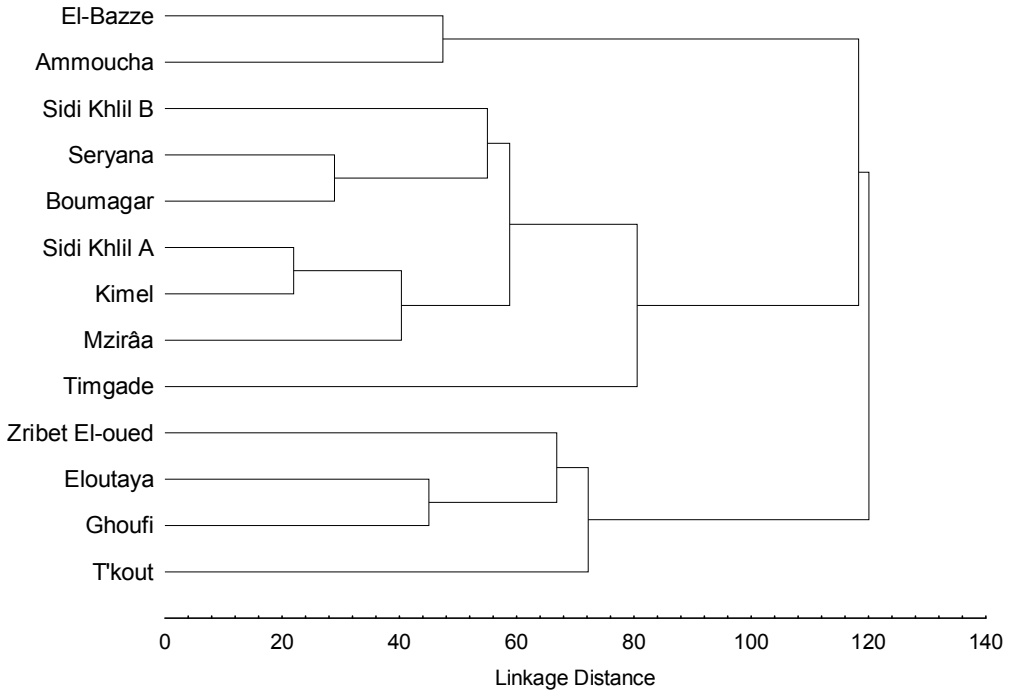


Figure 21: UPGMA cluster des populations de *Moricandia arvensis*

III-1-4- Interprétation de la deuxième ACP

a- Etude des variables

• Matrice des corrélations

42,03% des variables sont significativement corrélées (tableau 11). Les valeurs propres représentant la variance des composants des huiles essentielles sur les axes sont élevées, 33,63% pour l'axe un, 14,58% pour l'axe deux, et 12,02% pour l'axe trois, donnant ainsi une bonne contribution à la variance totale. L'ensemble de l'information expliquée par les trois premiers axes est de 60,23%.

• Cercle des corrélations

La représentation du plan formé par les deux premiers axes principaux plan (1/2) (figure 22) montre que toutes les classes chimiques contribuent à la formation de l'axe 1. La partie positive est expliquée par les acides gras (acide laurique, acide palmitique, et l'acide linoleïque), les aldéhydes (tétradécanal et pentadécanale), l'ester (éthyle linleolate), le terpène (β-ionone) et (Z, Z)-6,9-cis-3,4-epoxy-nonadecadi. La partie négative de l'axe 1 est expliquée par les composants (2-pentadécanone, farnésylacétone, le phytol, linoleolate de méthyl, acide Octadecanoique, 2-hydroxy-1,3-p, n-tricosane et n-docosane).

Tableau 11 : Matrice de corrélation (2) des composants de l'essence de *Moricandia arvensis*.

	C6	C14	C15	C16	C17	C18	C19	C20	C21	C22	C23	C24	C25	C26	C27	C28	C29	C32	C33	C34	C35	C37	C36	C37	C39	C41
C6	1,0																									
C14	**1,0**	1,0																								
C15	**0,5**	**0,4**	1,0																							
C16	-0,3	-0,3	**0,4**	1,0																						
C17	**0,9**	**0,8**	**0,8**	0,0	1,0																					
C18	**0,7**	**0,6**	**0,7**	0,3	**0,8**	1,0																				
C19	-0,1	-0,2	**0,7**	**0,6**	0,3	**0,5**	1,0																			
C20	**0,7**	**0,7**	**0,8**	0,2	**0,9**	**0,7**	0,3	1,0																		
C21	0,2	0,1	**0,8**	**0,8**	**0,5**	**0,6**	**0,6**	**0,4**	1,0																	
C22	**0,5**	**0,4**	**0,7**	0,3	**0,7**	**0,8**	**0,6**	**0,6**	**0,6**	1,0																
C23	-0,3	-0,2	**-0,5**	-0,2	**-0,4**	**-0,6**	**-0,6**	-0,3	**-0,6**	**-0,6**	1,0															
C24	-0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	-0,2	-0,1	0,1	-0,1	**-0,4**	**0,5**	1,0														
C25	0,1	0,1	-0,2	-0,1	0,0	-0,1	-0,3	0,1	-0,2	0,2	**0,4**	0,2	1,0													
C26	-0,2	-0,2	-0,2	**-0,4**	-0,3	**-0,4**	-0,3	**-0,5**	-0,2	**-0,5**	0,2	0,3	-0,2	1,0												
C27	0,3	0,3	0,2	**0,4**	0,3	**0,6**	0,1	0,1	**0,6**	**0,5**	-0,3	**-0,6**	-0,2	-0,3	1,0											
C28	-0,1	0,0	-0,3	-0,3	-0,2	-0,3	-0,3	0,1	**-0,4**	0,1	0,2	0,2	**0,9**	0,0	**-0,4**	1,0										
C29	0,0	-0,1	0,1	0,1	0,0	0,3	**0,**4	0,1	0,2	**0,6**	**-0,7**	**-0,7**	0,1	**-0,6**	0,3	0,2	1,0									
C32	-0,1	-0,1	-0,2	**0,4**	-0,2	0,1	-0,3	**-0,4**	0,3	-0,1	-0,1	-0,2	-0,1	0,2	**0,7**	-0,3	-0,1	1,0								
C33	-0,2	-0,2	**-0,6**	**-0,5**	**-0,4**	**-0,5**	**-0,6**	**-0,6**	**-0,6**	**-0,8**	**0,4**	0,2	**-0,4**	**0,7**	-0,3	-0,2	-0,6	0,2	1,0							
C34	0,1	0,0	0,1	0,3	0,1	**0,5**	0,3	0,0	**0,4**	**0,6**	**-0,5**	**-0,8**	0,0	**-0,5**	**0,8**	-0,1	**0,8**	**0,4**	**-0,5**	1,0						
C35	0,3	0,3	0,2	**0,4**	0,3	**0,6**	0,2	0,1	**0,6**	**0,6**	**-0,5**	**-0,6**	0,0	-0,3	**0,9**	-0,2	**0,5**	**0,6**	**-0,5**	0,9	1,0					
C36	-0,1	-0,1	-0,2	-0,3	-0,2	-0,3	-0,2	-0,3	-0,2	**-0,5**	0,1	**0,7**	-0,1	**0,7**	**-0,4**	0,0	**-0,5**	0,1	**0,5**	**-0,5**	**-0,4**	1,0				
C37	0,0	0,0	-0,2	**-0,5**	-0,1	-0,2	-0,1	0,0	**-0,5**	-0,3	0,0	-0,2	**-0,6**	0,0	-0,3	-0,3	0,1	**-0,5**	**0,5**	-0,3	**-0,4**	-0,1	1,0			
C38	0,0	0,0	-0,2	**-0,6**	-0,1	-0,3	-0,3	-0,1	**-0,5**	**-0,5**	-0,1	0,2	**-0,5**	**0,4**	**-0,4**	-0,2	-0,3	-0,2	**0,7**	**-0,5**	**-0,5**	**0,5**	**0,7**	1,0		
C39	-0,1	-0,1	**0,7**	**0,4**	0,3	0,0	**0,5**	0,3	**0,6**	0,0	-0,2	**0,4**	-0,3	0,3	-0,2	-0,2	-0,3	-0,1	-0,1	-0,3	-0,2	0,2	-0,2	0,1	1,0	
C41	0,1	0,0	-0,2	0,0	0,0	-0,1	-0,2	0,1	**-0,4**	**-0,4**	**0,5**	0,1	-0,3	-0,3	-0,1	-0,3	-0,3	-0,3	0,3	**-0,4**	**-0,4**	-0,2	**0,6**	0,3	-0,2	1,0
C42	0,1	0,0	-0,2	**-0,6**	-0,1	0,0	0,0	-0,2	**-0,4**	-0,2	**-0,4**	0,1	**-0,4**	0,3	-0,3	-0,1	0,1	-0,2	**0,5**	-0,2	-0,2	**0,6**	**0,6**	**0,8**	-0,2	0,0
C43	0,0	0,1	**-0,5**	**-0,6**	-0,3	**-0,4**	**-0,6**	**-0,5**	**-0,6**	**-0,7**	**0,4**	**0,4**	-0,2	**0,7**	-0,3	-0,2	**-0,6**	0,1	**0,8**	**-0,5**	**-0,4**	**0,7**	0,2	**0,6**	-0,2	0,0
C45	0,1	0,0	**-0,4**	**-0,5**	-0,2	-0,3	**-0,5**	**-0,4**	**-0,6**	**-0,5**	**0,7**	0,1	0,0	**0,5**	-0,2	-0,1	**-0,6**	-0,1	**0,6**	**-0,4**	**-0,4**	0,1	**0,4**	0,2	-0,3	**0,4**

	C43	C44	C45
C43	1,0		
C44	**0,5**	1,0	
C45	0,1	**0,6**	1,0

Cor > 0,38; Cor > 0,49 hautement significative

Les composants, (n-Décanal, Géranyl acétone, cyclopentanoate d'éthényle, 3-Nonène, Oxirane héxadécyl et l'acide myristique) expliquent la partie positive de l'axe 2.

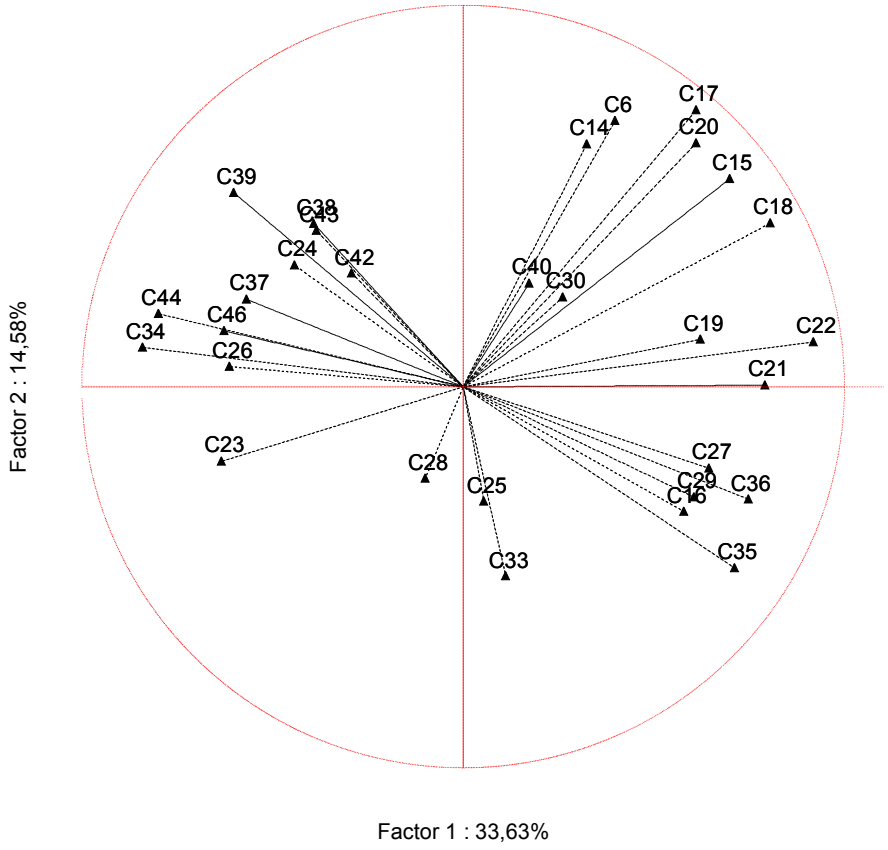
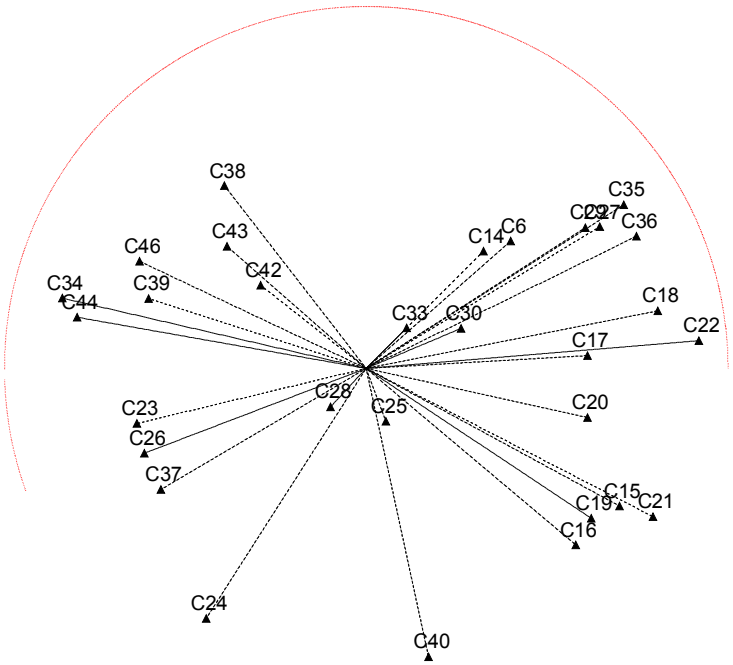


Figure 22 : Cercle des corrélations, projection des variables sur le plan (1x2).

La partie positive de l'axe trois est expliquée par le acide stéarique. Tandis que sa partie négative est expliquée par le 2-pentadécanone,6,10,14-trimethyl et le heptadécane (figure 23).

La partie positive de l'axe quatre est expliquée par le phtalate et le dibutylphtalate, tandis que sa partie négative est expliquée par l'eicosane (figure 24).


C38
C35
C27
C36
C43
C14
C6
C46
C42
C34
C39
C44
C33
C30
C18
C22
C17
C23
C28
C25
C20
C26
C37
C15
C21
C19
C16
C24
C40

b- Etude des populations

La superposition du plan 1x2 des variables au plan 1x2 des individus (figure 25) montre que nos populations se sont scindées en plusieurs groupes.

Sur la partie positive de l'axe 1 on retrouve les populations de Seryana et M'zirâa, caractérisées par un taux élevé de (l'acide laurique, acide palmitique, acide linoleïque, tétradécanal, pentadécanale, éthyle linleolate, β-ionone et (Z,Z)-6,9-cis-3,4-epoxy-nonadecadi), ce groupe s'oppose aux populations de Zribet El-oued et T'kout A qui sont caractérisées par un taux élevé de (2-pentadécanone, farnésylacétone, le phytol, linoleolate de méthyl, acide Octadecanoique, 2-hydroxy-1,3-p, n-tricosane et n-docosane).

Sur la partie positive de l'axe deux on retrouve la population de Boumagar, qui est caractérisée par un taux élevé de (n-Decanal, Geranyl acétone, cyclopentanoate d'éthényle, 3-Nonene, Oxirane hexadecyl et acide myristique), ce groupe s'oppose aux populations de Sidi Khlil A et Sidi Khlil B.

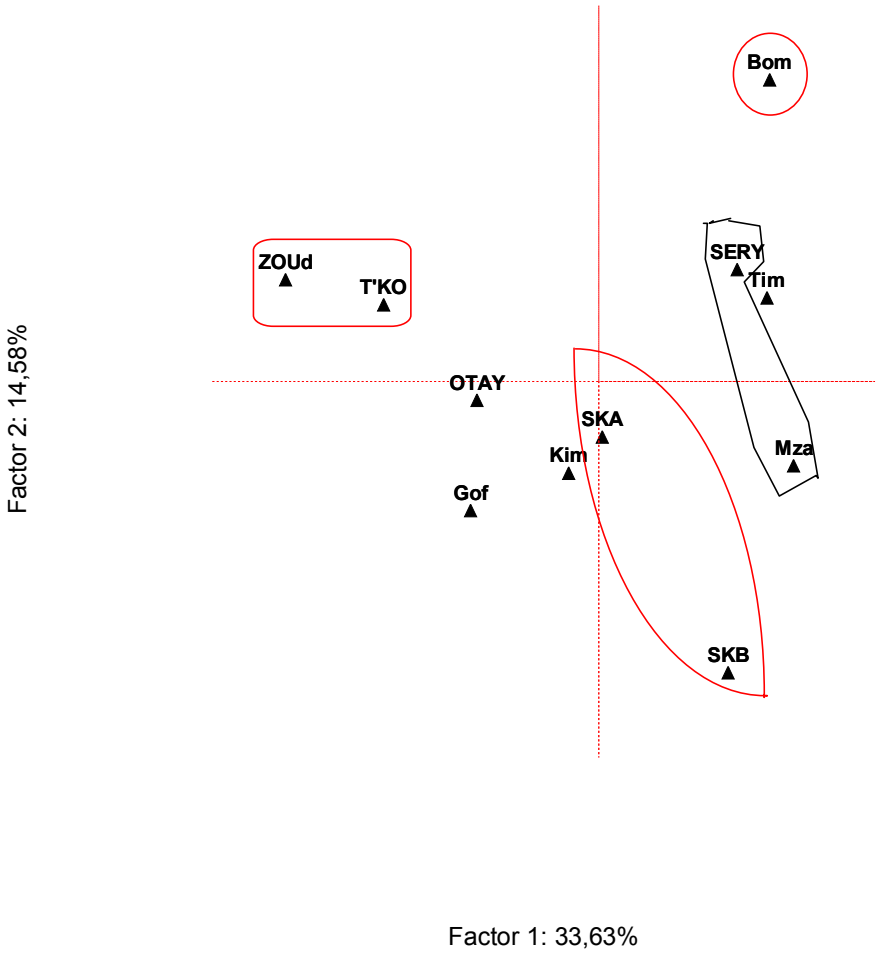


Figure 25: Projection des populations de *Moricandia arvensis*, sur le plan 1-2 (deuxième ACP).

La superposition du plan 1x3 des variables au plan 1x3 des individus (figure 26) montre que la population de Timgad se trouve sur la partie négative de l'axe trois, elle se caractérise par le taux élevé de 2-pentadécanone,6,10,14-trimethyl et le heptadécane, et un tau faible de l'acide stéarique.

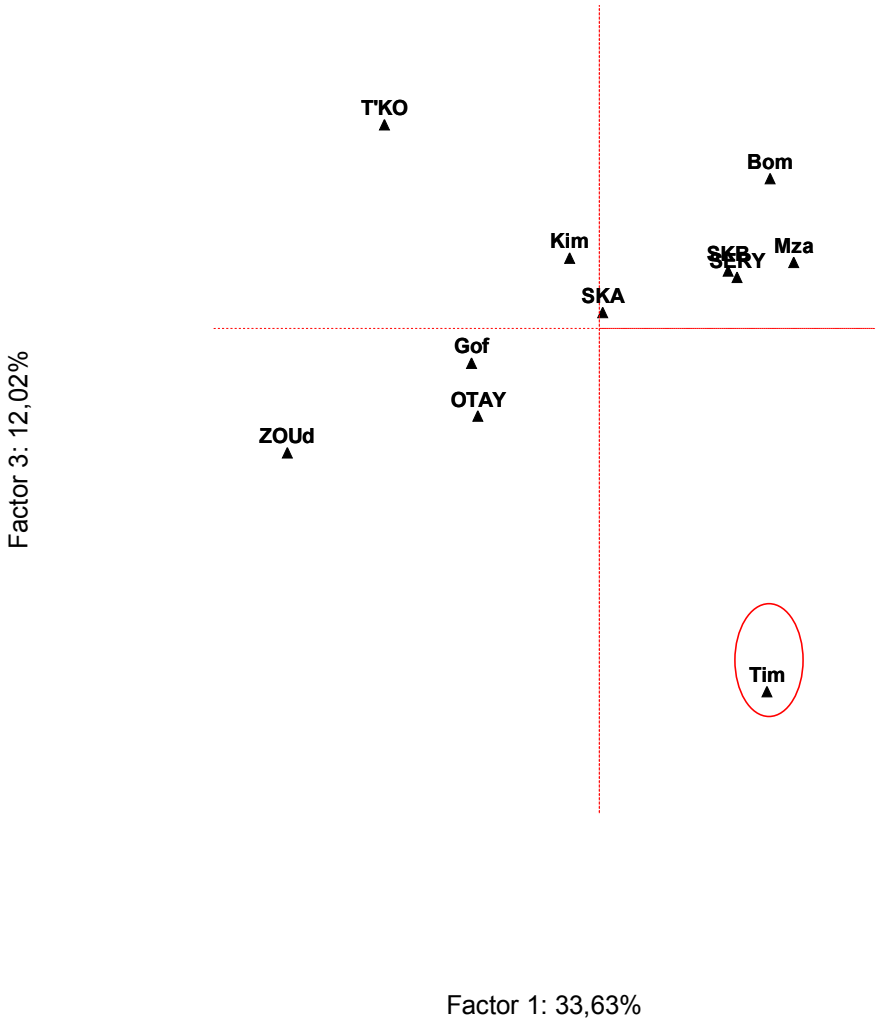


Figure 26: Projection des populations de *Moricandia arvensis*, sur le plan 1-3 (deuxième ACP).

La superposition du plan 1x4 des variables au plan 1x4 des individus (figure 27) montre que les populations de Kimel, Eloutaya et Ghoufi forment la partie positive de l'axe quatre, qui sont caractérisées par le taux élevé de phtalate et dibutylphtalate, et un taux faible ou l'absence de l'eicosane.

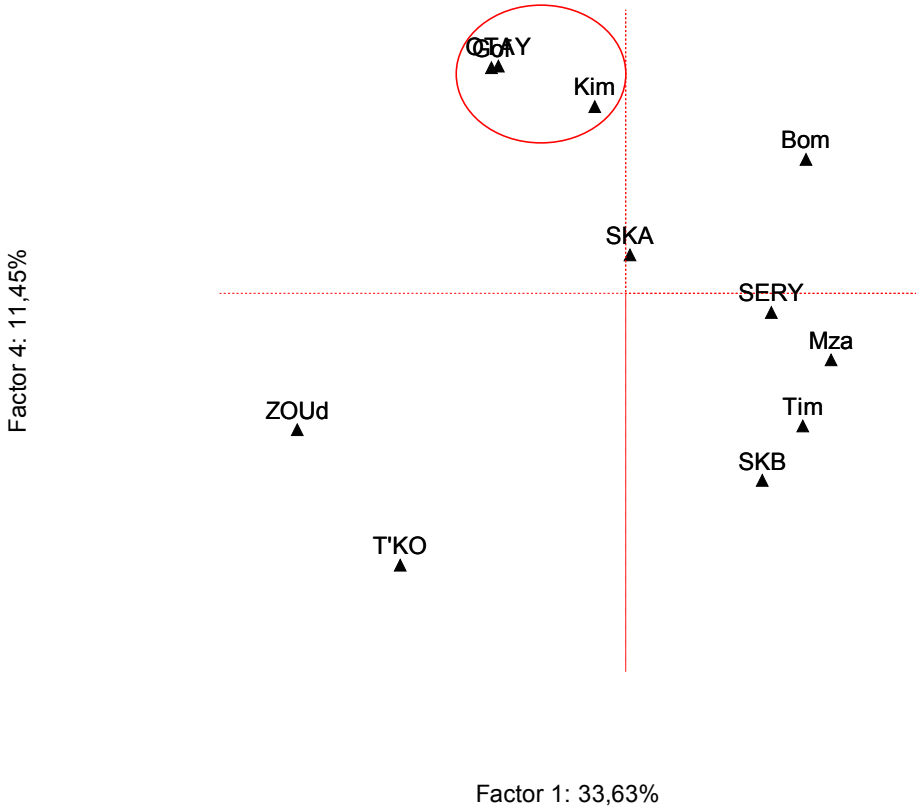


Figure 27: Projection des populations de *Moricandia* DC., sur le plan 1-4 (deuxième ACP).

III-2- Discussion

III-2-1- Rendement en l'huile essentielle

Le rendement en huile essentielle de la partie aérienne de *Moricandia arvensis* varie entre 0,045% et 0,065. Ce rendement est similaire au rendement obtenu par (Blažević *et* Mastelić, 2009) à partir de l'espèce *Raphanus sativus* L., variété rouge qui est de (0,051%), et on peut le considérer comme un rendement faible comparé à ceux des autres espèces de la famille des Brassicaceae. Tels que ceux de *Diplotaxis tenuifolia* (L.) DC. qui est de (0,079%), (Rodriguez *et al*., 2006), de *Raphanus sativus* L. variété noire qui a été évalué à 0,18% (Blažević *et* Mastelić, 2009).

La différence enregistrée dans les rendements chez les populations de *Moricandia arvensis* est liée probablement aux facteurs environnementaux et aux variétés végétales.

Dans notre étude, le temps écoulé entre la récolte et l'analyse chimique varie d'une population à une autre, cette variabilité influe directement sur la volatilité de quelques composés, et sur le rendement en huiles obtenues.

Un stockage de la plante pendant 24 heures suffit pour induire des changements sensibles de composition, la perte des composés les plus volatils peut être importante: Tucarov (1964) note la disparition de 15% de produits volatils dans le végétal après 3 mois de stockage et de 80% après neuf années.

Il observe également une différence entre les feuilles jeunes, plus riches en essence, et les feuilles âgées. Ce phénomène, aggravé par les chocs thermiques, est également constaté par Stanford et Heinz (1971) pour la noix de muscade.

(Ogzewalla *et* Willims, 1962) montrent que la quantité d'essence au bout d'une année passe de 5% à quelques traces si l'épice a été stockée sous forme de poudre exposée ou non à l'air.

III-2-2 Composition chimique de l'huile essentielle

Les résultats de l'analyse de la composition chimique de l'huile essentielle de *Moricandia arvensis* montrent la présence de plusieurs composés chimiques, isothiocyanates (dérivées de glucosinolates), composés soufrés, acides gras, alcanes, alcènes, alcools, terpènes, aldéhydes, acétones et esters.

Les rares études phytochimiques réalisées sur l'espèce *Moricandia arvensis* démontrent que cette espèce contient des glucosides phénoliques, des indoles, des dérivés des glucosinolates et des acides gras (Belkhiri *et* Lockwood, 1990; Bennat *et al*., 2004; Braham *et al*., 2005).

Vingt-deux constituants chimiques identifiés dans les huiles essentielles de *M.arvenis* sont identiques à ceux retrouvés dans les autres espèces de la famille des Brassicaceae. Treize composés en commun avec l'espèce *Raphanus sativus* L (Blažević *et* Mastelić, 2009), et onze constituants en commun avec l'espèce *Eruca sativa* (Mastelić *et al*, 2008), huit constituants de l'huile essentielle de *M.arvensis* sont identifiés chez les espèces de l' *Aradopsis thaliana* (Rohloff *et* Bones, 2005) et *Brassica Juncea* (Zhao *et al*., 2007). Quatre composés en commun avec l'espèce *Brassica rappa* (Taveira et *al*., 2009), et quatre autres avec l'espèce *pieris brassica* (Fernandes *et al*., 2009). Trois constituants de l'huile essentielle de *M. arvensis* sont retrouvés chez l'espèce *Lepiduim coronopus* (L.) (Radulović *et al*., 2008), et un constituant (phytol) est retrouvé chez l'espèce *Erysimum corinthium* L., (Al-Gendy *et al*., 2009).

Nos résultats montrent la présence du 3- butényl isothiocyanate avec un pourcentage de (11, 85%) dans la population d'Elbazze. C'est un composé majoritaire dans l'huile des fruits de

Raphanus sativus (Blažević *et* Mastelić, 2009), et dans la composition de l'essence des graines de *Brassica rapa* L. (Taveira *et al*., 2009). D'autres dérivés de glucosinolate dominent l'huile essentielle de *Lepidium coronopus* (L.) (Radulović *et al*., 2008) et *Lepidium meyenii* (Tellez *et al.,* 2002). Le composé majoritaire de la partie aérienne de *Lepidium coronopus* (L.) est le 3,4,5-Trimethoxybenzyl isothiocyanate (83,2%) (Radulović *et al*., 2008). Le Phenyl acétonitrile (85.9%) domine l'huile de *Lepidium meyenii* (Tellez *et al.,* 2002). Les glucosinolates sont des composés contenant du soufre et de l'azote, elles caractérisent les Brassicaceae et les familles voisines de l'ordre des Caparales (Chen *et* Andreasson, 2001; Hopkins, 2003; Yan *et* Chen, 2007). Ces précurseurs des essences de moutarde constituent une classe d'agents de sapidité qui confèrent le goût acre à des condiments comme la moutarde et le raifort; ils sont également responsables du goût caractéristique des choux, des brocoli et du chou fleur (Hopkins, 2003).

Les composés soufrés et azotés sont des composés volatiles formés de la dégradation des glucosinolates par des enzymes de myrosinases, s'hydrolysent en petites molécules: Nitrile, Isothiocyanates, Thiocyanates, Ipithionitrile et Oxazolidine (Chen *et* Andreasson, 2001; Rask *et al*., 2001; Jones *et al*., 2006).

Les principaux composants trouvés dans l'huile de la partie aérienne de toutes les différentes populations de *Moricandia arvensis* sont des composés sans soufre et sans azote. Par contre, elle est très riche en acides gras qui constituent la majorité de l'essence de la partie aérienne de cette espèce avec un pourcentage de (61,9%), les acétones (14,44%) et les terpènes (13,44%). L'acide palmitique domine l'huile essentielle de neuf populations étudiées, il est présent avec un pourcentage élevé dans le reste des populations. Le 2-pentadécanone, 6,10,14-triméthyl domine l'huile essentielle de deux stations. Le phytol et le pentadécane dominent chacun l'huile d'une population. Ce résultat est similaire à ceux trouvés chez l'espèce *Eruca sativa* L. (Mastelić *et al*, 2008), et les différentes variétés de *Raphanus sativus* (Blažević *et* Mastelić, 2009).

Le phytol est un alcool diterpène, produit par la dégradation de la chlorophylle, il est présent dans la composition chimique de l'huile de plusieurs espèces de la famille des Brassicaceae (*Lepidium coronopus* (L.), *Erysimum corinthuim*, *Raphanus sativus L., Pieris brassica, Brassica rapa* L.), ce produit est un composé majoritaire dans l'huile essentielle de *Raphanus sativus L* (Radulović *et al*., 2008; Al-Gendy *et al*., 2009; Blažević *et* Mastelić, 2009; Fernandes *et al*., 2009; Taveira et *al*., 2009).

Les alcools, les aldéhydes et les acétones sont retrouvés aussi dans la composition chimique de l'huile de *Moricandia arvensis* comme chez les espèces de la famille des Brassicaceae. Se sont des composés volatiles transformés, communs dans les légumes, sont

formés par la dégradation oxydative des acides gras par l'action de la lipoxygénase (Schreier, 1984).

Les huiles essentielles de *Moricandia arvensis* renferment aussi les alcanes linéaires. Maffei (1996) confirme la richesse de la famille des Crucifères et de l'espèce *Moricandia arvensis* en alcanes et glucosinolates, ces résultats confirment l'importance des alcanes de cire en chimio-taxonomie des familles, des subfamilles et des tribus. La composition en alcanes de la feuille est bien définie génétiquement et fournit un outil important pour les programmes de sélection pour la résistance des plantes aux pathogènes et aux conditions environnementales défavorables (Kellogg *et* Watson, 1993).

La composition quantitative et même qualitative de l'huile essentielle des populations de *Moricandia arvenssis* de la région de Sétif et celles du Sud de la région d'étude différent considérablement.

L'étude a démontré une grande variabilité inter-populations dans la composition chimique des l'huiles essentielles chez les populations étudiées. L'analyse en composantes principales ainsi que l'UPGMA, confirment la séparation de nous populations en deux grands groupes et plusieurs sous groupes. Cette séparation ne correspond pas aux résultats morphologiques, et aux zones géographiques.

Des travaux de recherche ont montré que la composition chimique des huiles essentielles est très fluctuante. En effet, elle dépend d'un grand nombre de facteurs d'ordre naturel (génétique, localisation, maturité, sol, climat, etc.…) ou technologique (mode de culture ou d'extraction d'huile essentielle de la plante, mode et durée de stockage du matériel végétal,…).

Les isothiocyanates et les composés soufrés sont parmi les composés qui ont une variation très importante dans la composition chimique des huiles essentielles des populations de la région de Sétif et celles du Sud de la région. Cette variation résulte de l'action de plusieurs facteurs; génétiques (Giamoustaris et Mithen 1996; Hall *et al.,* 2001; Gao *et al.,* 2004).et d'environnement (Yan et Chen, 2007). Généralement, les produits de dégradation des glucosinolates servent de composés de défense contre les maladies fongiques et Bactériennes (Mayton *et al*., 1996; Vereecke *et al*., 1997; Brader *et al*., 2001; Jahangir *et al*, 2008) et les infestations de micro-organismes, ravageurs et insectes (Rask *et al*., 2001; Rossiter *et al*., 2003; Wittstock *et al*., 2003; Rohloff *et* Bones, 2005; Jones *et al*., 2006; Blažević *et* Mastelić, 2009), qui influe sur le métabolisme du soufre et de l'azote (Van Poecke *et al*., 2001, 2004). Blažević *et* Mastelić (2009) dans l'étude des huiles essentielles de *Raphanus sativus* L. ont démontré que la teneur en GLS varie selon les parties et la variété taxonomique de la plante.

La teneur en isothiocyanates varie selon l'âge de la plante. Taveira et *al*. (2009) ont étudié l'évolution de la composition chimique de l'huile essentielle de *Brassica rapa*, 14 composés soufrés ont été identifiés dans les graines, la majorité de ces composés disparaît dans l'huile essentielle de la plante adulte.

Il a été observé que, sous stress environnementaux comme la sécheresse, le métabolisme secondaire fonctionne normalement (Lopez-Berenguer *et al*., 2008) et même, la teneur en glucosinolates total d'individus matures du colza a augmenté suite à la privation d'eau (Bouchereau *et al*., 1996).

Les glucosinolates sont des produits très volatiles (Mastelić *et al*, 2008). La durée de stockage peut provoquer l'absence de 3-butenyl isothiocyanate et les composés soufrés dans les populations du Sud de Sétif.

Le phytol est un diterpène alcool, élément de base de la chlorophylle, il contribue à la séparation de trois populations (Sidi Khlil A, Sidi Khlil B, et Boumagar). La concentration de phytol dépend de la quantité de la chlorophylle, qui est soumise à la rotation constante des processus en raison des changements dans les conditions d'éclairage, le stress et l'âge des feuilles. Chez les feuilles de l'*Arabidopsis* au cours de la sénescence, une fraction importante de la chlorophylle est en panne, donnant lieu à l'accumulation de grandes quantités de phytol. Durant le stress abiotique (15 jours en haute lumière), 50% de la chlorophylle est dégradée. L'accumulation du phytol lors de la sénescence chez l'*Arabidopsis* induit l'accumulation des esters et acides gras phytyle. Ces derniers composés résultent de la dégradation de phytol (Ischebeck *et al*, 2006).

D'autres réactions chimiques peuvent influencer la variabilité de la composition chimique des huiles essentielles de nos populations. Les dérivés de glucosinolates (nitriles) peuvent se transformer en acides carboxyliques en présence d'une enzyme nitrilase, l'hydratation des nitriles donne des amides qui se transforment en acides carboxyliques en présence de l'amidase (Agerbik *et al*., 2008). La dégradation oxydative des acides gras par l'action de la lipoxygénase donne des esters, alcools et aldéhydes (Schreier, 1984).

Conclusion

Les huiles essentielles extraites de 13 populations de *Moricandia arvensis* par l'hydrodistillation, donnent un rendement moyen de 0,051%, il est faible comparé avec celui des espèces de la famille des Brassicaceae. Le rendement en huiles essentielles varie selon les populations étudiées, Le rendement le plus élevé est enregistré dans la population d'Elbazze correspondant à la variété *fabariifolia*, et le moins élevé à été enregistré chez la population de Ghoufi qui correspond à la variété *Garamantum*.

Cette variabilité en rendement peut être due principalement aux facteurs d'environnement et à la durée du stockage de matériel végétal.

L'analyse des l'huiles essentielles de 13 populations de *Moricandia arvensis*, par CPG et par CPG/MS a permis d'identifier 45 constituants dont un alcool, 3 dérivés des glucosinolates (isothiocyanates et deux composés soufrés), 2 alcènes, 9 alcanes, 11 acides gras, 5 aldéhydes, 7 acétones, 3 esters, 2 terpènes et 2 autres composés représentent 93,73% de l'huile essentielle.

Les principaux composants trouvés dans l'huile des différentes populations de *Moricandia arvensis*, sont les acides gras avec un pourcentage de (47,59%), les acétones (15,44%) et les terpènes (13,42%) des huiles essentielles.

L'acide palmitique domine l'huile obtenue des populations de M'ziraâ, Ghoufi, Boumagar, Seryana, Kimel, Sidi Khlil A, Sidi Khlil B, Ammoucha, Elbazze, et 2-pentadécanone, 6, 10, 14-triméthyl dans les populations de Eloutaya et Zribet El-oued. Le pentadécane domine la composition chimique de l'huile de la population de Timgad, et le phytol domine l'huile de la population de T'kout.

La composition quantitative et même qualitative de l'huile essentielle des populations de *Moricandia arvenssis* de la région de Sétif et celles du Sud de la région d'étude différent considérablement. Les composants qui font la différence sont les produits de dégradation des glucosinolates (isothiocyanates et autres composées soufrés) et quelques alcanes. La concentration des acides gras, le phytol, les acétones, les aldéhydes font la différence entre les populations du Sud de la région de Sétif.

Plusieurs facteurs d'environnement (biotiques et abiotiques), la physiologie de la plante et les actions génétiques peuvent induire une variation dans composition chimique des huiles essentielles de *Moricandia arvensis*.

Conclusion générale

Nous nous sommes intéressés par cette étude à la morphologie, la caryologie et la composition chimique de l'huile essentielle de différents taxons du genre *Moricandia* DC., dans l'Est Algérien.

L'étude morphologique dévoile la présence de variations inter-populations notables surtout dans les siliques et les feuilles. Cette variabilité est plus importante lorsque les populations sont éloignées géographiquement. Ces variations peuvent être dues au patrimoine génétique, l'accommodation aux facteurs du milieu ou à la combinaison de ces deux phénomènes.

Cette étude confirme la présence d'une seule espèce, deux sous espèces, six variétés et une sous variété, ainsi nos populations sont classées comme suite:

Espèce: ***Moricandia arvensis*** (L.) DC.

Sous espèce: ***Moricandia eu-arvensis*** Maire.

Variété: ***longirostris*** (Pomel). Batt. Populations d'Ammoucha, Kherrata et Ain Elkebira

fabariifolia Presl	populations d'Elbazze et Seryana
communis Presl	populations de T'kout A, Kimel et Timgad
garamantum Maire	population de Ghoufi
robusta Batt	populations de Zribet El-Oued, M'zirâa, Sidi Khlil A, Eloutaya, Boumagar.

Sous espèce: ***Moricandia suffruticosa*** (Desf).

Variété: ***Fontanesii*** Maire et Weiller

Sous variété: ***Dubia*** Maire. Populations de T'kout B, Sidi Khlil B, et Lioua.

Les graines de *Moriandia arvensis* germent deux jours après la semée. Ces semences ont une capacité de germination très importante. La lumière et la température exercent une grande action sur la germination. D'autres facteurs peuvent exercer un contrôle très précis de la germination.

Les semences de la Variété (*robusta*) et la sous espèce *M. suffruticosa* ont une photosensibilité positive, tandis que les variétés *communis, fabariifolia, longirostris* et *garamantum*, sont à photosensibilité négative.

Les nombres chromosomiques de l'espèce étudiée confirment les résultats morphologiques. *Moricandia eu-arvensis* est caractérisée par une stabilité du nombre chromosomique avec un caryotype de 2n = 28 et *Moricandia suffruticosa* à 2n = 56. Ce dernier nombre chromosomique est lié aux conditions écologiques difficiles de la région.

Les rendements en huile essentielles de la partie aérienne de *M. arvensis* semblent être faible. L'analyse des huiles essentielles de l'espèce *Moricandia arvensis*, a permis l'identification de 45 composants. La composition chimique des huiles essentielles des populations étudiées diffèrent quantitativement et qualitativement.

Les principaux composants trouvés dans les huiles de la partie aérienne de *Moricandia arvensis* sont des composés sans soufre et sans azote.

Les acides gras constituent la majorité de l'essence de la partie aérienne de l'espèce *Moricandia arvensis* avec un pourcentage de (47,59%), suivis par les acétones (15,44%) et les terpènes (13,42%).

Ce modeste travail est une contribution à l'étude de *Moricandia arvensis*, qui doit être complété par d'autres travaux, à savoir,

- ❖ au niveau de l'Algérie, notamment sur les autres taxons du genre *Moricandia* qui se trouvent en Algérie tell que, *Moricandia spinosa, Moricandia nitens et Moricandia Foleyi*.
- ❖ La réalisation de caryogramme et l'étude du comportement méiotique pourraient apporter plus d'information quant au niveau de ploïdie et l'évolution de ce genre par rapport aux autres taxons de la famille des Brassicaceae.
- ❖ Une étude phytochimique plus poussée englobant la totalité de l'espèce sur son aire de répartition.
- ❖ L'étude des effets insecticides de l'huile essentielle de *Moricandia arvensis*
- ❖ L'étude de l'activité antibactérienne, antifongique et la cytotoxicité des huiles essentielle de *M. arvensis*.

Références bibliographiques

Abbad A., Cherkaoui M. et Benchaabane A., 2003; Variabilité morphologique et allozymique de trois populations naturelles d'*Atriplex halimus* L. Ecologia Mediterranea, 29(2): 189-198.

Afnor (association Française pour la normalisation), 2000; Huiles essentielles. Tom 1: Echantillonnage et méthodes d'analyse 471 P. Tom 2. Vol 1: Monographie relative aux huiles essentielles. éd. PARA Graphic, 323 P.

Agerbirk N., Warwick S. I., Hansen P. R. and Olsen C. E., 2008; Sinapis phylogeny and evolution of glucosinolates and specific nitrile degrading enzymes. Phytochemistry, 69: 2937–2949.

Al-Gendy A. A., El-gindi O. D., Hafez Al. S. and Ateya A. M., 2009; Glucosinolates, volatile constituents and biological activities of *Erysimum corinthium* Boiss (Brassicaceae). Food Chemistry, Doi: 10. 1016. 6 P.

Al-Shahbaz I. A., Beilstein M. A. and Kellog E. A., 2006; Systematics and phylogeny of the Brassicaceae (Cruciferae): an overview. Plant. Syst. Evol., 259: 89-120.

Al-Shahbaz I. A., Mutlu B. and Dönmez A. A., 2007; The Brassicaceae of Turky, Updated. Turk. Jour. Bot., 31: 327-336.

Al-Shehbaz I. A., 1984; The tribes of Cruciferae (Brassicaceae) in the southeastern United States. Jour. Arnold Arbor, 65: 343-373.

Al-Shehbaz I. A., 1985; The genera of Brassiceae (Cruciferae: Brassicaceae) in the southeastern United States. Jour. Arnold Arbor, 66: 279-351.

Anderson J. K. and Warwik S. I., 1999; Chromosome number evolution in the trib Brassiceae (Brassicaceae): evidence frome isozyme number. Pl. Syst. Evol., 215: 255-285.

Arista M. and Ortiz P. L., 1994; Números cromosomáticos de plantas occidentales, 681-687. Anales Jard. Bot. Madrid, 51: 279.

B. M. Ali H., Lysak M A. and Schubert I., 2005; Chromosomal localization of DNAr in the Brassicaceae. Genome, 48: 341-346.

Baez-Mayor A., 1934; Estudio cariológico de algunas crucíferas y su interpretación en la sistemática. Cavanillesia, 6: 59-103.

Bailey C. D., Coch M. A., Mayer M., Mummenhoff K., Steve.L., O'Kane Jr., Warwik S.I., Windham M. D. and Al-Shahbaz I.A., 2006; Toward a global phylogeny of the Brassicaceae. Mol. Biol. Evol., 23(11): 2142-2160.

Bang S. W., Kaneko Y., Matsuzawa Y. and Bang K S., 2002; Breeding of *Moricandia arvensis* monosomic chromosome addition lines (2n = 19) of alloplasmic (*M. arvensis*) *Raphanus sativus*. Breeding Science, 52: 193-199.

Baudoin J-P. , Demol J., Louant B-P., Maréchal R. and Mergeai G., 2002; Amélioration des plantes: application aux principales espèces cultivées en régions tropicales. Les presses agronomiques de Gembloux, 581 P.

Bayer E., Butler K. P., Finkenzeller X. and Grau J., 1990; Guide de la Flore Méditerranéenne: Caractéristiques Habitat, Distribution, et Particularités de 536 espèces. La Maison Rustique, Paris, 288 P.

Bego Ph., 2001; connaître l'essentiel sur les huiles essentielles. Collection aromathérapie pratique et familiale, éd. MDB., Paris, PP 2-3.

Belaiche P., 1979; Traité de phytothérapie et d'aromathérapie. Tom 1: L'aromatogramme, *éd Maloine*, 280 P.

Belkhiri A. and Lokwood G. B., 1990; An indole derivative and glucosinolates from *Moricandia arvensis*, Phyrochemistry, Printed in Great Britain, 29 (4): 1315-1316.

Beniston N. T., 1984; Fleurs d'Algérie. Entreprise Nationale de livre, copie de l'exemplaire, Université de Michigan, 395 P.

Blažević I. and Mastelić J., 2009; Glucosinolate degradation products and other bound and free volatiles in the leaves and roots of radish (*Raphanus sativus* L.). Food Chemistry, 113: 96-102.

Bonnier G., 1955; Revue générale de Botanique. Librairie générale de l'enseignement, Université de Michigan, P162. 300 P.

Bouchereau A., Clossais-Besnard N., Bensaoud A., Leport L. and Renard M., 1996; Water stress effects on rapeseed quality. Eur. J. Agron., (5): 19–30.

Boudein J. P., Demol J., Louant B. P., Maréchal R. et Mergeai G., 2002; Amélioration des plantes. Application aux principales espèces cultivées en région tropicales. Les presses agronomiques de Gemblaux, 581 P.

Bousquet A., 1972; Plantes médicinales du Congo Brazzaville: Uvariopsis pauridiantha, Diospyros. ORSTOM., Paris.

Brader G., Tas E. and Palva E. T., 2001; Jasmonate-dependent induction of indole glucosinolates in *Arabidopsis* by culture filtrates of the non specific pathogen *Erwinia carotovora*. Plant Physiol., (126):849–860.

Braham H., Mighri Z., Ben Jannet H., Matthew S. and Abreu P. M., 2005; Antioxidant Phenolic Glycosides from *Moricandia arvensis*. Jour. Nat. Prod., 68: 517-522.

Bruneton J., 1999; Pharmacognosie. Phytochimie. Plantes médicinales. 3ième Edition, éd. Lavoisier Tech et Doc., 1120 P.

Campbell N. A., Reece J. B., 2004; Biologie. Editions du renouveau pedagogique *inc. Canada*, 1364 P.

Chen S. and Andreasson E., 2001; Update on glucosinolate metabolism and transport. Plant Physiol Biochem., 39:743–758.

Conger A. and Farchild L., 1953; A quick-freeze method for making smear slides permanent. Stain Technology, 28(6): 281-283.

Coste Affi, 1937; Flore descriptive et illustrée de la France. Librairie des sciences et des Arts (Paris), P 81.

Crêté P., 1965; Précis de botanique. Vol II: systématique des angiospermes. Masson, Paris, 430 P.

Croteau F., 1986; Biochemistry of monoterpenes and sesquiterpenes of the essential herbs: spices and medicinal plants, Recent advances in botany, horticulture and pharmacology. Vol., 1, Craken, Simon, Oryx Press, Phoenix.

Dalgaard, V., 1986; Chromosome studies in flowering plants from Macaronesia. Anales Jard. Bot. Madrid, 43: 83-111.

Desjobert J. M., Bianchini A., Tommy P., Costa J. et Bernardini A. F., 1997; Etude d'huiles essentielles par couplage chromatographie en phase gazeuse/ Spectrométrie de masse. Application à la valorisation des plantes de la flore Corse. Analysis, 25(6): 13-16.

Díaz Lifante Z., 1991; Números cromosómicos para la flora Española, 630-642. Lagascalia, 16: 328-333.

Diosdado J.C., Santa-Barbara C., Vioque J., Juan R. and Pastor J., 1993; Números cromosómicos para la flora Española, 691-719. Lagascalia, 17: 173-184.

Emilo Ruiz De Clavijo Jimenez, 1990; Números crosomáticos plantas occidentales. Anal Jardin Botánico de Madrid, 47 (2): 608-618.

Fahey J.W., Zalcmann A.T. and Talalay P., 2001; The chemical diversity and distribution of glucosinolates and isothiocyanates among plants. Jor. Phytochem., 26: 5-51.

Farmer H. J. and Moore J. E. S., 1905; On the meiotic phase in animals and plants. ***In*** Ramdani M., 1993; Inventaire floristique et étude caryologique de quelques espèces endémiques de la région de Guerrouch (Jijel). Thèse de Magister. Unv. FERHAT Abbas, Sétif. 149 P.

Fernandes F., Pereira D. M., De Pinho P. G., Valentão P., Pereira J. A., Bento A. and Andrade P. B., 2009; Metabolic fate of dietary volatile compounds in *Pieris brassicae*. Microchemical Journal, DOI: 10. 1016. 33 P.

Fernández C. J., Fernández P. J. and Ruiz R. M., 1977; Estudios cariológicos sobre la flora española, III. *Lagascalia*, 7: 77-81.

Gao M., Li G., Yang B., McCombie W. R. and Quiros C. F.,2004; Comparative analysis of a Brassica BAC clone containing several major aliphatic glucosinolate genes with its corresponding *Arabidopsis* sequence. Genome, (47):666–679.

Giamoustaris A. and Mithen R., 1996; Genetics of aliphatic glucosinolates: 4. Side-chain modification in *Brassica oleracea*. Theor Appl Genet., (93):1006–1010.

Goldblatt P., 1980; Polyploidy in angiosperms: Monocotyledons. *In* W. H. Lewis [ed.], Polyploidy: Biological relevance. Plenum Press, New York, USA., pp 219 – 239.

Gómez J. M., 1996; Predispersal reproductive ecology of an arid land crucifer, *Moricandia moricandioides*: effect of mammal herbivory on seed production. Journal of aride Environnements, 33(4): 425-437.

Gómez-Campo C. and Hinata K., 1980; A check list of chromosome numbers in the tribe Brassiceae. *In*: S. Tsunoda, K. Hinata and C. Gómez-Campo [ed.], *Brassica* crops and wild allies. Japan Science Societies Press, Tokyo, Japan, PP. 51-63.

Gómez-Campo C., 1980; Studies on Cruciferae: VI. Geographical distribution and conservation status of *Boleum* Desv., *Guiraoa* Coss. And *Euzomodendron* Coss. Anales Inst. Bot. Cavanilles, 35: 165-176.

Gómez-Campo C., 1999; Biology of Brassica Coenospecies. Developments in Plant Genetics and Breeding. Elsevier Science B.V., PP 490.

Grant V., 1981; Plant speciation, 2nd ed. Columbia University Press, New York, USA.

Guestem A., Seguin E., Paris M. and Orecchioni A. M., 2001; Le préparateur en pharmacie. Dossier 2, Botanique, Pharmacognosie, phytothérapie. Ed. Tec. et Doc. Paris, 273 P.

Guignard J. L. et Dupont F., 2004; Botanique systématique. Masson, Paris.13^{ième} éd., PP 189-194.

Guignard J. L., 2000; Biochimie vegetal. 2ème Ed. de l'Abrégé Dunod, Paris. PP 177-185.

Guignard J. L., Cosson L., et Henry M., 1985; Abrégé de phytochimie, éd. Masson, Paris, PP 155-174.

Gupta S. K., 2009; Biology and breeding of Crucifers. CRC Press, PP 54.

Hall C., Callum M. D., Prescott A. and Mithen R., 2001; Biochemical genetics of glucosinolate modification in *Arabidopsis* and Brassica. Theor Appl Genet., (102): 369–374.

Hedge I.C. 1976; A systematic and geographical survey of the Old World Cruciferae. *In*: Vaughn J.G., Mac-Leod A.J. and Jones B.M.G. [ed.], The biology and chemistry of the Cruciferae. Academic Press, London. PP 1-45.

Hopkins W. G., 2003; Physiologie végétale. *De Boek & Larcier*. Bruxelles. 514 P.

Hovenden M. J. et Vander Schoor J. K., 2003; Nature vs nurture in the leaf morphology of the Southern beeck *Nothofagus cuninghanin* (Nothofagaceae). New Phytologist, 161: 585-594.

Humphries C.J., Murray B.G., Bocquet G. and Vasudevan K., 1978; Chromosome numbers of phanerogams from Morocco and Algeria. Bot. Not., (131): 391-406.

Ischebeck T., Zbierzak A. M., Kanwischer M. and Dörmann P., 2006; A Salvage Pathway for Phytol Metabolism in Arabidopsis. Phytol Metabolism in Plants. THE Journal Of Biological Chemistry, 281 (5): 2470–2477.

Ishikawa S., Bang S W., Kaneko Y. and Matsuzawa Y., 2003; Production and characterization of intergeneric somatic hybrids between *Moricandi arvensis* and *Brassica oleracea*. Plant Breeding, 122 (3): 233-238.

Jahangir M., Hye Kyong Kim, Young Hae Choi and Verpoorte R., 2008; Metabolomic response of Brassica rapa submitted to pre-harvest bacterial contamination. Food Chemistry, (107): 362–368.

Jahier J., Chevre A. M., Delourme R., Eber F., Tanguy A. M., 1992; Techniques de cytogénétique végétale, technique et pratique. INRA Editions, 196 P.

Jauzein Ph., 1995; Flores des champs cultivés. Edition Quae. 898 P.

Jones R. B. , Faragher J. D. and Winkler S., 2006; A review of the influence of postharvest treatments on quality and glucosinolate content in broccoli (*Brassica oleracea* var. *italica*) heads. Postharvest Biology and Technology, 41: 1-8.

Judd W. S., Compbell C. S., Bouharmout J., Kellog E. A., Evard C M. and Stevens P., 2001; Botanique systématique: une perspective phylogénétique. De Boek Université, 467P.

Kaur G., Banga S. K., Gogna K. P. S., Joshi S. and Bang S. S., 2004; Moricandia arvensis cytoplasm based system of cytoplasmic male sterility in Brassica juncea: Reappraisal of fertility restoration and agronomic potential. Euphytica, 138 (3): 271-276.

Kellogg E. A. and Watson L., 1993; Phylogenetic studies of a large data set. I. *Bambusoideae, Andropogonodae* and *Pooideae* (Gramineae). Bot. Rev., 69: 273-343.

Khosravi A.R. and Maassoumi A.A., 1998; Contributions to the cytotaxonomy of some Cruciferae from Iran. Iranian J. Bot., 7: 193-206.

Koch and Mummenhoft, 2006; Editorial: Evolution and phylogeny of the Brassicaceae. Plant. Syst. Evol., 259: 81-83.

LA Cour L., 1935; Technic for studying chromosome structure. Stain Technology, 10: 57-60.

Laperyronie A., 1982; Les productions foragères méditerranéennes. Edition Maisonneuve, Larose, P137. 425 P.

Larsen K. and Laegaard S., 1971; Chromosome studies of the Sicilian flora. Bot. Tidsskr., 66: 249-268.

Lausi D. et Nimis P. L., 1986; Leaf and canopy adaptations in a high-elevation desert on Tenerife, Canary Island. Vegettio, 68: 19-31.

Lawrence B. M., 1995; Essential oils. Allured Publishing Corporation, Carol Stream.

Lebrun J. P., 1982; La flore des massifs Sahariens: espèces illusoires et endémiques vraies. bothalia, 14(3-4): 511-515.

Lewis W. H., 1980; Polyploidy in angiosperms: Dicotyledons. *In* W. H. Lewis [ed.], Polyploidy: Biological relevance, Plenum Press, New York, USA., PP 241 – 268.

Li C., Zhang X., Luukkanen O. et Berninger F., 2006; Leaf morphological and physiological responses of Quercus aquifolioides along and Altitudinal gradient. Silva Fennica, 40(1): 5-13.

Lopez B. C., Martinez B. M. C., Garcia V. C. and Carvajal M., 2008; Leaf water balance mediated by aquaporins under salt stress and associated glucosinolate synthesis in broccoli. Plant Sci., 174: 321–328.

Lorenzon P., Clobert J. et Massot M., 2001; The contribution of phenotypic plasticity to adaptation in *Lacerta vivipara*. Evolution, 55: 392-404.

Löve Á. and Kjellqvist, E., 1974; Cytotaxonomy of Spanish plants. III. Dicotyledons: Salicaceae-Rosaceae. Lagascalia, 4: 3-32.

Luque T. and Díaz Lifante Z., 1991; Chromosome numbers of plants collected during Iter-Mediterraneum I in the SE of Spain. Bocconea, 1: 303-364.

Lysak M. A., Koch M. A., Pecinka A. and Schubert I., 2009; Chromosome triplication found across the tribe *Brassiceae*. Genome Res., 15: 516-525.

Lysak M.A., Coch M.A., Beaulieu M.J., Meister A. and Leiltch I.J., 2008; The Dynamique UPS and Downs of genome size evolution in Brassicaceae. Mol. Biol. Evol., 26(1): 85-98.

Maffei Massimo, 1996; Chemotaxonomic Significance of Leaf Wax n-Alkanes in the Umbelliferae, Cruciferae and Leguminosae (Subf. Papilionoideae). Biochemical systematics and Ecology, 24 (6): 531-545.

Maire R., 1967; La flore de l'Afrique du Nord. Encyclopédie biologique, Vol 12-13, Paris.

Majetic C. J., Raguso R. A., Tonsor S. J. and Ashman T. L., 2007; Flower color–flower scent associations in polymorphic *Hesperis matronalis* (Brassicaceae*)*. Phytochemistry, 68: 865–874.

Mastelić J., Jerković I., Blažević I., Radonić A. and Krstulović L., 2008; Hydrodistillation–adsorption method for the isolation of water-soluble, non-soluble and high volatile compounds from plant materials. Talanta, 76: 885–891.

Masterson J., 1994; Stomatal size in fossil plants: Evidence for polyploidy in majority of angiosperms. Science, 264: 421 – 423.

Mayton H. S., Oliver C., Vaughn S. F. and Loria R., 1996; Correlation of fungicidal activity of *Brassica* species with allyl isothiocyanate production in macerated leaf tissue. Phytopathology, (86):267–271.

Mazliak P., 1982; Croissance et développement. Physiologie végétal II. Ed. Herman Collection, 575 P.

Miller A. G.and Cope T. A., 1996; Flora of the Arabian peninsula and Socotra. Vol 1, Royel Botanic Garden, PP 407. 586 P

Misset, 1974; utilisation des métabolites secondaires en chimie Taxonomique. La flore du bassin méditerranéen: Essai de systématique. CNRS., PP 387-400.

Mizushina U. and Tsunoda Sh., 1966; Plant exploration in Brassica and allied genera. Journal of Agricultural Research, Tohoku, 17(4): 249-277.

Mugnie J., 2000; la nouvelle classification des plantes à fleurs. *In pour la science*. Numéro spécial. Janvier 2000. PP 52-59.

Nagai K., and Sasaoka T., 1930; The number of chromosomes in the cultivated *Brassica*. Jap. Jour. Genet. 5: 151-158.

Nicholas H. J., 1973; Phytochemistry Organic Metabolites. Vol. 2, Yonkers, New York.

Nilsson Ö. and Lassen, P., 1971; Chromosome numbers of vascular plants from Austria, Mallorca and Yugoslavia. Bot. Not., 124: 270-276.

Nultsch W., 1998; Botanique générale. Traduction de 10ème édition Allemand. Edition DeBoek Université, 602 P.

Ogzewalla C. and Willims M.,1962; Volatil oil in cardamon seed. Proc. Okla. Acad. Sci., 16 (8): 107-110.

Ozenda Paul, 1977; Flore du Sahara. CNRS (France), PP 263-266.

Padrini F. and Luncheroni M. T., 1996; Le grand livre des huiles essentielles-Guide pratique pour retrouver vitalité-Bien-être et beauté avec les essences et l'aromassage énergétiques avec plus de 100 photographies. Edition de Vecchi, Paris, PP 11-15.

Pichersky E. and Gang D. R., 2000; Genetics and biochemistry of secondary metabolites in plantes: An evolutionary perspective. Trends in plant science, 5(10): 439-445.

Pottier-Alepetite, 1979; La flore de la Tunisie: Angiospermes, Dicotylédons, Apétales, Dialypétales. Tunisie: Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique et Ministère de l'Agriculture. 120 P.

Quezel P. et Bounaga D., 1974; Aperçu sur la connaissance actuelle de la flore d'Algérie et de Tunisie. La flore du bassin méditerranéen: Essai de systématique. CNRS., PP 125-130.

Quezel P. et Santa S., 1963; Nouvel Flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. Vol 3, CNRS., P 365.

Quézel P., 1957; Peuplement végétal des Hautes Montagnes de l'Afrique du Nord. Pub. Doctorate Thesis, Fac. Sci. Univ. Montpellier, France, 463 P.

Quiros C. E, 1987; Duplicated isozyme loci cellular compartmentation of their products in *Brassica.* Cruciferae Newslett. EUCARPIA., 12: 24.

Radulović N., Zlatković B., Skropeta D. and Palić R., 2008; Chemotaxonomy of the peppergrass Lepidium coronopus (L.) Al-Shehbaz (syn. Coronopus squamatus) based on its volatile glucosinolate autolysis products. Biochemical Systematics and Ecology, (36): 807-811.

Rask L., Andreasson E., Ekbom B., Eriksson S., Pontoppidan B. and Meijer J., 2001; Myrosinase: gene family evolution and herbivore defense in Brassicaceae. Plant. Mol. Biol., 42: 93-113.

Raven P. H., Evert R. F. and Eichhorn S., 2000; Biologie végétale. Edition DeBoek Université, 968 P.

Reese G., 1957; Uber de polyploïdie spektren in der nordsaharischen Wustenflora. Flora Dusternbrooker, PP 599-634.

Richard P., 2005; classification et reconnaissance des plantes. Revue Française d'allergologie et d'immunologie clinique, 45: 189-193.

Rodriguez S. A., Vela Gurovic M. S., Mulet M. C. and Murray A. P., 2006; Diplotaxis tenuifolia (L.) DC., a source of a potentially antifungal essential oil containing nitrile. Biochemical Systematics and Ecology, (34): 353-355.

Rohloff J. and Bones A. M., 2005; Volatile profiling of Arabidopsis thaliana–Putative olfactory compounds in plant communication. Phytochemistry, 66: 1941–1955.

Rollins R. C., 1993; The Crucifereae of continental North America: systematic of the Mustard. Ed Stanford university press, PP 677-678. 976 P.

Rossiter J.T., Jones A.M. and Bones A.M., 2003; A novel myrosinase–glucosinolate defense system in cruciferous specialist aphids. *In*: Romeo, J. (Ed.), From Ethnobotany to Molecular Ecology, Recent Advances in Phytochemistry. Elsevier Science, (37): 127–142.

Ruíz de Clavijo Jiménez E. and Infante García-Panteleón F., 1986; Números cromosomáticos de plantas occidentales, 344-355. Anales Jard. Bot. Madrid, 42: 491-496.

Sanderson S.C., Stutz H.C. and Mc. Arthur E. D., 1990; Geographic differentiation in *Atriplex confertifolia*. Amer. J. Bot., 77: 490-498.

Schmidt, 1981; Hydrodiffusion SA, brevet suisse n° 2473058.

Schreier P., 1984; Chromatographic Studies of Biogenesis of Plant Volatiles. Heidelberg: Hüthig Verlag., 52 P.

Sikka K. and Sharma A. K., 1979; Chromosome evolution in certain genera of Brassicaceae. Cytologia, 44: 467-477.

Soltis D. E., Albert V. A., Lebeebens-Mack J., Bell CH. D., Pterson A. H., Zheng CH., Sankofe D., Pamphilis C. W. D., Wall P. K. and Soltis P., 2009; polyploidy and Angiosperm diversification. American journal of Botany, 96(1): 336-348.

Sorci G., Clobert J. et Belichon S., 1996; Phenotypic plasticity of growth and survival in the common lizard Lacerta vivipara. J. Anim. Ecol., 65: 781-790.

Spichiger R. E. and Figeat, 2002; Botanique systématique des plantes à fleurs. 3éme édition revue et corrigée. PPUR presse polytechniques.

Stanford K. and Heinz D., 1971; Effects of storage on the volatile composition of nutmeg. *Phytochemistry*, (10): 1245-1250.

Stebbins G. L., 1950; Variation and evolution in plants. Columbia University Press, New York, New York, USA.

Svobodak. P., 2000; Secretory structures of Aromatic and medicinal plant. Microscopix Publications. Powys, UK4.

Svobodak. P., 2003; Investigation of valatile oil gland of *satureja hortensis* L. *(Summersavor*y) and phytochemical comparison of different varieties. Int. Jour. Arom., 13 (4): 196-202.

Taveira M., Fernandes F., De Pinho P. G., Andrade P. B., Pereira J. A., Valentão P., 2009; Evolution of *Brassica rapa* var. *rapa* L. volatile compostion by HS-SPME and GC/IT-MS. MICROC., DOI. 01059. 7 P.

Tellez M. R., Khan I. A., Kobaisy M., Schrader K. K., Dayan F. E. and Osbrink W., 2002; Composition of the essential oil of *lepidium meyenii* (Walp). Phytochemistry, 61(2): 149-155.

Tucarov J., 1964; Influence des facteurs exogènes sur le rendement et la qualité de l'huile essentielle de *Thymus vulgaris* L. La France et ses parfums, 7 (40): 277-283.

Tyler V. E., Bardy L. R. and Robers J. E., 1981; Pharmacognosy. Lea & Febiger, Philadelphia. 520 P.

Uneo O., Bang S. W., Wada Y., Kobayashi N., Kaneko R., Kaneko Y. and Matsuzawa Y., 2007; Inheritance of C_3-C_4 intermediate photosynthesis in reciprocal hybrids between *Moriacandia arvensis* (C_3-C_4) and *Brassica oleracea* (C_3) that differ in their genome constitution. Plant. Prod. Sci., 10(1): 68-79.

Valdés-Bermejo E., 1970; Estudios cariológicos en crucíferas españolas de los géneros *Moricandia* DC., *Vella* L. *Carrichtera* Adans. y *Hutera* Porta. Anales Inst. Bot. Cavanilles., 27: 127-133.

Valdés-Bermejo E., 1974a; Un nuevo taxon del género *Moricandia* DC. para la flora española: *Moricandia moricandioides* (Boiss.) Heywood subsp. *giennensis* nova. Anales Inst. Bot. *Cavanilles*., 31: 71-74.

Valdés-Bermejo E., 1974b; Estudios citotaxonómicos en Cruciferas españolas. Ciencias (Madrid), 39: 80-84.

Van Poecke R. M. P. and Dicke M., 2004; Indirect defence of plants against herbivores: using Arabidopsis thaliana as a model plant. Plant. Biol., (6): 387–401.

Van Poecke R. M. P., Posthumus M. A. and Dicke M., 2001; Herbivore-induced volatile production by Arabidopsis thaliana leads to attraction of the parasitoid Cotesiarubecula: chemical, behavioral, and gene-expression analysis. Jour. Chem. Ecol., (27): 1911–1928.

Vaughn S. F. and Berhow M. A., 2005; Glucosinolate hydrolysis products from various plant sources: pH effects, isolation, and purification. Industrial Crops and Products, 21: 193–202.

Vereecke D., Messens E., Klarskov K., Bruyn A. D., Van Montagu, M. and Goethals K., 1997; Patterns of phenolic compounds in leafy galls of tobacco. Planta., 201: 342–348.

Vesperinas Sobrino, 1978; Série chromosomica a euploide en el genero Moricandia (Crucifera). Anal. Inst. Bot. Cavanilles, 27: 125-133.

Vesperinas Sobrino, 1997; Infertility in the genus Moricandia. Lagascalia, 19(1-2): 839-844.

Vogt R. and Aparicio A., 1999; Chromosome numbers of plants collected during Inter Mediterraneum IV in Cyprus. Bocconea, 11: 117-169.

Vol is S., Mendl inger S., Tur uspekov Y. and Esnazar ov U., 2002; Phenotypic and allozyme variation in Mediterranean and desert populations of Wild Barley, *Hordium spontaneum* Koch. Evolution, 56: 1403-1415.

Waridel P., 2003; Investigation phytochimique des plantes aquatiques Potamogeton *Pectinatus L., P.Lucens L., P. perfoliatus L., P. crispus L.* (*Pontamogetonacae*). Thèse de Doctorat. Université de LAUSANNE.

Warwick S.I. and Black L.D., 1993; Guide to the wild germplasm of *Brassica* and allied crops. Part III. Interspecific and intergeneric hybridization in the tribe Brassicaceae (Cruciferae). Agriculture Canada Research Branch, Technical Bulletin, Ottawa Canada, P 31.

Warwick1 S.I., Francis A. and Gugel R. K., 2009; Guide to Wild Germplasm of Brassica and Allied Crops (tribe Brassiceae, Brassicaceae): Vol I-II et III. 3rd Edition, Canada.

Warwik S. I. and Al-Shahbabaz I. A., 2006; Brassicaceae chromosome number index and database on CD Rom. Plant. Syst. Evol., 259: 237-248.

Wittstock U., Kliebenstein D. J., Lambrix V., Reichelt M. and Gershenzon J., 2003; Glucosinolate hydrolysis and its impact on generalist and specialist insect herbivores. *In*: Romeo, J. (Ed.), From Ethnobotany to Molecular Ecology, Recent Advances in Phytochemistry, Elsevier, and Oxford., (37): 101–125.

Yan X. and Chen S., 2007; Regulation of plant glucosinolate metabolism. Planta., (226):1343–1352.

Zammouri DJ. et Neffati M., 2007; Etude comparative de la germination des semences de quelques plantes aromatique et médicinales de la zone aride Tunisienne, influence de la température et salinité. Revue des régions arides, (2): 762-767.

Zhao D., Tang J. and Ding X., 2007; Analysis of volatile components during potherb mustard (Brassica juncea, Coss.) Pickle fermentation using SPME-GC-MS. Elsevier, 40: 439-447.

Annexe 1: Germination des graines de *Moricandia arvensis*.

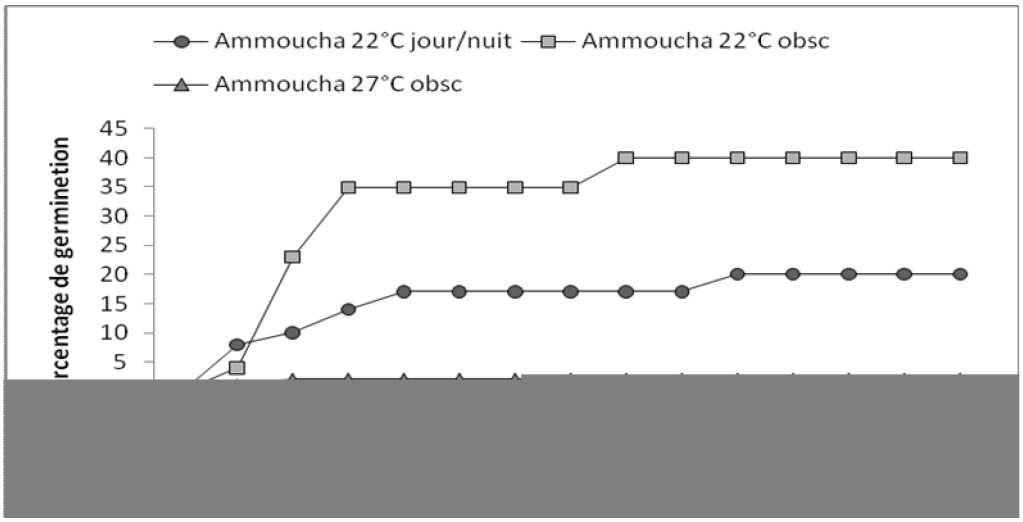
Stations / **Temps (jours)**		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15
Ghoufi	22°C jour/nuit	0	2	11	15	30	34	40	50	55	60	60	60	60	60	60
	22°C obsc	0	4	10	20	30	45	45	57	60	65	68	70	70	70	70
	27°C obsc	0	0	0	2	5	10	10	10	10	10	12	15	18	18	18
Boumaggar	22°C jour/nuit	0	0	0	2	4	5	7	10	10	10	20	20	20	20	20
	22°C obsc	0	0	2	5	5	7	10	10	12	15	20	20	20	20	20
	27°C obsc	0	0	0	0	1	1	5	10	14	15	18	20	23	23	23
Eloutaya	22°C jour/nuit	0	0	1	8	17	20	25	25	30	30	37	40	40	40	40
	22°C obsc	0	1	7	12	15	15	15	20	25	25	30	35	35	35	35
	27°C obsc	0	1	1	1	5	6	12	16	20	20	23	27	32	32	32
Lioua	22°C jour/nuit	0	2	6	6	10	10	15	25	25	25	25	25	25	25	25
	22°C obsc	0	3	10	12	15	15	15	20	24	28	33	35	35	35	35
	27°C obsc	0	2	4	4	11	18	20	20	25	25	28	38	40	40	40
Sidi Khlil B	22°C jour/nuit	0	0	1	5	5	6	8	10	10	10	12	15	15	15	15
	22°C obsc	0	0	2	5	10	10	10	10	10	12	15	15	15	15	15
	27°C obsc	0	0	0	0	0	0	1	1	1	1	7	12	18	18	18
M'zirâa	22°C jour/nuit	0	1	2	5	8	8	9	9	15	15	18	18	18	18	18
	22°C obsc	0	0	1	4	9	10	10	10	10	14	18	20	20	20	20
	27°C obsc	0	0	0	1	5	5	11	11	14	14	18	20	25	25	25
Zribet El-oued	22°C jour/nuit	0	2	5	8	18	20	25	25	25	30	35	35	35	35	35
	22°C obsc	0	3	6	10	10	12	15	15	18	24	30	35	35	35	35
	27°C obsc	0	0	0	0	0	2	3	5	7	7	10	15	15	15	15
Sidi Khlil A	22°C jour/nuit	0	6	20	35	50	54	58	60	60	65	65	70	70	70	70
	22°C obsc	0	1	7	15	25	32	35	45	50	58	62	65	65	65	65
	27°C obs	0	0	0	2	7	14	17	20	25	25	28	32	35	35	35
T'kout A	22°C jour/nuit	0	10	34	50	54	58	60	60	60	60	63	65	65	65	65
	22°C obsc	0	10	50	55	60	63	66	66	70	70	70	70	70	70	70
	27°C obsc	0	4	10	10	14	15	20	20	20	20	20	20	20	20	20
Timgad	22°C jour/nuit	0	0	5	10	10	12	12	12	12	12	12	12	12	12	12
	22°C obsc	0	0	4	5	5	6	7	11	11	11	12	12	12	12	12
	27°C obsc	0	0	0	0	0	0	2	2	2	2	2	2	2	2	2
Seryana	22°C jour/nuit	0	0	5	7	8	12	12	12	12	12	12	12	12	12	12
	22°C obsc	0	4	6	10	20	20	23	23	23	25	25	25	25	25	25
	27°C obsc	0	2	4	4	7	11	11	11	11	11	12	12	12	12	12
Kimel	22°C jour/nuit	0	5	13	23	24	24	30	30	30	30	35	35	35	35	35
	22°C obsc	0	1	20	33	33	33	40	40	40	40	40	40	40	40	40
	27°C obsc	0	1	4	6	9	12	14	14	18	18	18	18	18	18	18
Elbazze	22°C jour/nuit	0	0	5	6	8	9	9	9	10	10	10	10	10	10	10
	22°C obsc	0	4	15	18	23	23	23	23	24	24	25	25	25	25	25
	27°C obsc	0	0	1	2	2	2	2	3	4	4	4	4	4	4	4
Ammoucha	22°C jour/nuit	0	8	10	14	17	17	17	17	17	17	20	20	20	20	20
	22°C obsc	0	4	23	35	35	35	35	35	40	40	40	40	40	40	40
	27°C obsc	0	1	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2	2
Ain elkbira	22°C jour/nuit	0	4	10	23	27	27	27	27	27	27	30	30	30	30	30
	22°C obsc	0	10	28	40	45	48	50	50	50	50	50	50	50	50	50
	27°C obsc	0	4	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5

Annexe 2: Les paramètres de la germination de *Moricandia arvensis*.

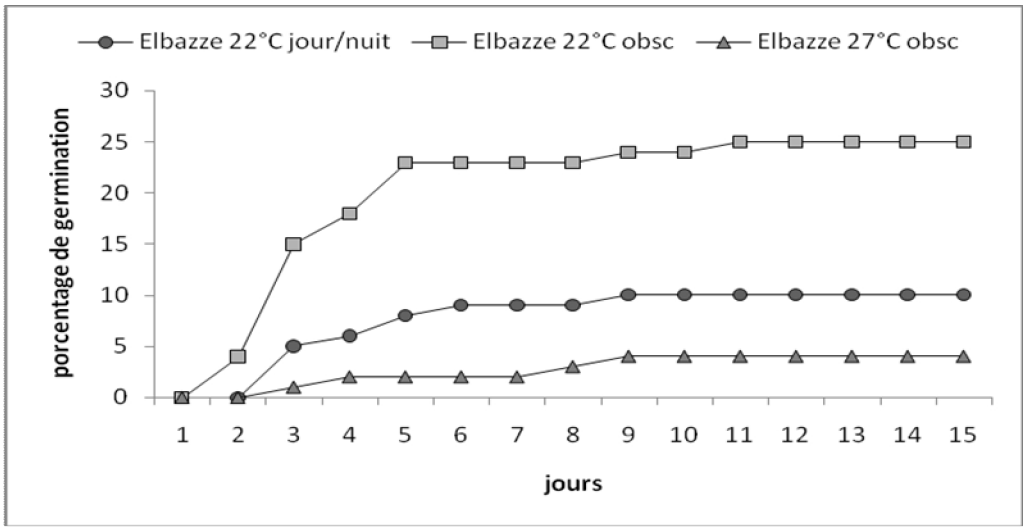
		Temps de latence (**L*t***)	Capacité de germination **C*ag***	Coefficient de vélocité (**C*v***)	Indice de germination **I*g***
Ammoucha	22 °C jour/nuit	2	20	16,52	6,56
	22 °C obscurité	2	40	16,33	11,8
	27 °C obscurité	2	2	37,59	0,83
Ain Elkebira	22 °C jour/nuit	2	30	13,73	8,32
	22 °C obscurité	2	50	19,64	15,78
	27 °C obscurité	2	5	39,21	2,33
Elbazze	22 °C jour/nuit	3	10	14,64	2,58
	22 °C obscurité	2	25	13,9	7,52
	27 °C obscurité	3	4	14,97	0,81
Seryana	22 °C jour/nuit	3	12	20,66	3,02
	22 °C obscurité	2	25	14,16	6,28
	27 °C obscurité	2	12	13,15	3,01
Timgad	22 °C jour/nuit	2	12	20,92	3,24
	22 °C obscurité	3	12	12,61	3,47
	27 °C obscurité	7	2	14,28	0,33
Boumagar	22 °C jour/nuit	4	20	11,4	2,61
	22 °C obscurité	3	20	11,83	3,16
	27 °C obscurité	5	23	9,39	2,59
T'kout A	22 °C jour/nuit	2	65	18,58	19,17
	22 °C obscurité	2	70	17,24	21,94
	27 °C obscurité	2	20	19,34	5,67
Kimel	22 °C jour/nuit	2	35	13,49	9,16
	22 °C obscurité	2	40	19,12	11,08
	27 °C obscurité	2	18	14,81	3,68
Ghoufi	22 °C jour/nuit	2	60	13,22	11,86
	22 °C obscurité	2	70	11,57	13,45
	27 °C obscurité	4	18	10,41	2,59
Zribet El-oued	22 °C jour/nuit	2	35	14,08	6,74
	22 °C obscurité	2	35	12,22	6,13
	27 °C obscurité	6	15	9,88	1,62
M'zirâa	22 °C jour/nuit	2	18	14,26	3,39
	22 °C obscurité	3	20	11,26	3
	27 °C obscurité	4	25	9,9	3,13
Sidi Khlil A	22 °C jour/nuit	2	70	14,43	15,89
	22 °C obscurité	2	65	11,65	11,29
	27 °C obscurité	4	35	12,46	4,83
Sidi Khlil B	22 °C jour/nuit	3	15	13,9	2,45
	22 °C obscurité	3	15	12,7	2,88
	27 °C obscurité	7	18	8,46	1,55
Lioua	22 °C jour/nuit	2	25	20,53	5,09
	22 °C obscurité	2	35	13,56	7
	27 °C obscurité	2	40	12,39	6,3
Eloutaya	22 °C jour/nuit	3	40	13,94	6,52
	22 °C obscurité	2	35	11,58	6,38
	27 °C obscurité	2	32	11	4,23

Annexe 3: Temps de latence de la germination des graines de *M. arvensis* (L.) DC.

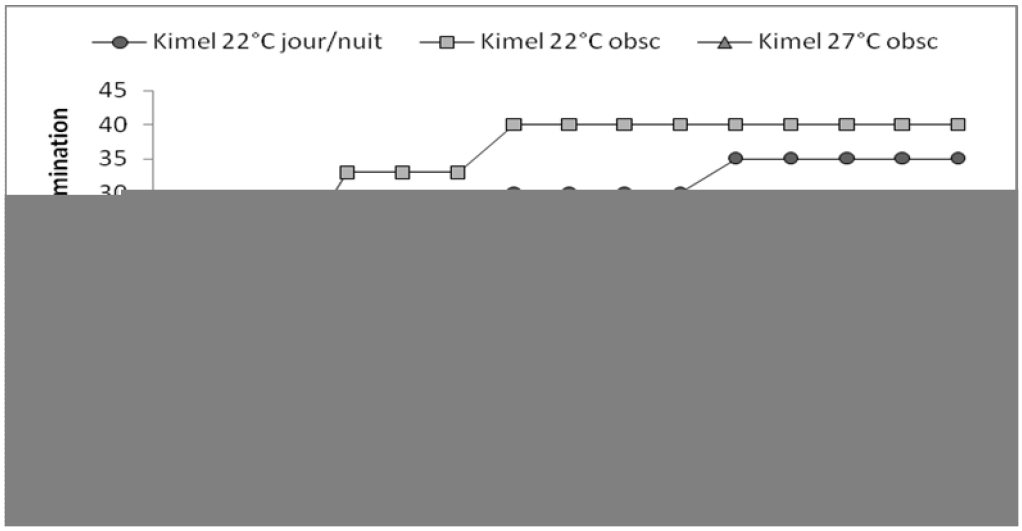
Annexe 4: Courbe de germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *longirostris* récoltée d'Ain Elkebira.



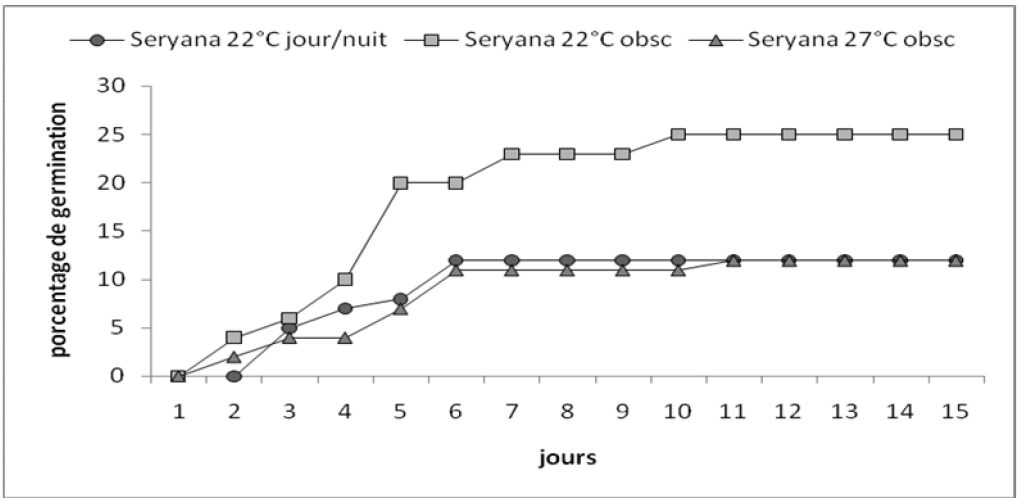
Annexe 5: Courbe de germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *longirostris* récoltée d'Ammoucha.



Annexe 6: Courbe de germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *fabariifolia* récoltée d'Elbazze.

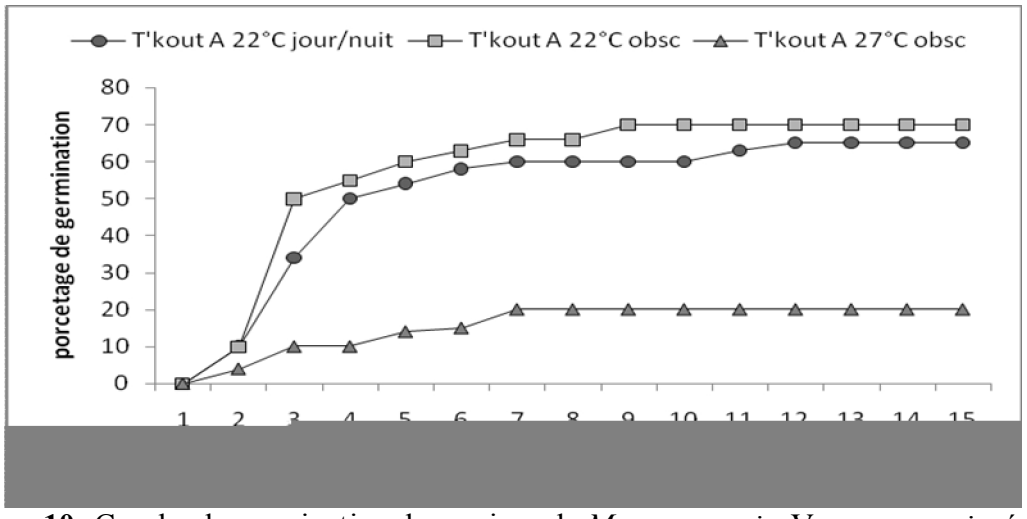


Annexe 7: Courbe de germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *communis* récoltée de Kimel.

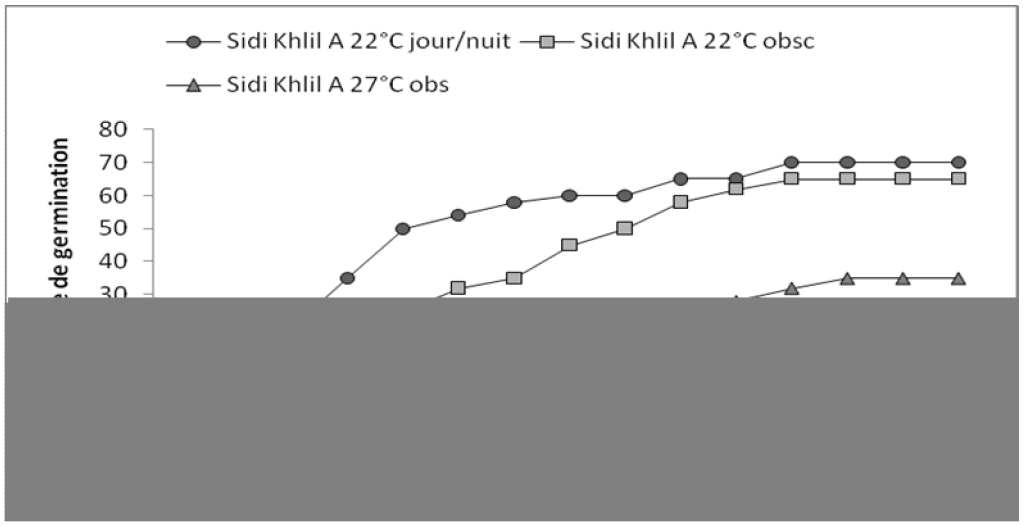


Annexe 8: Courbe de germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *fabariifolia* récoltée de Seryana.

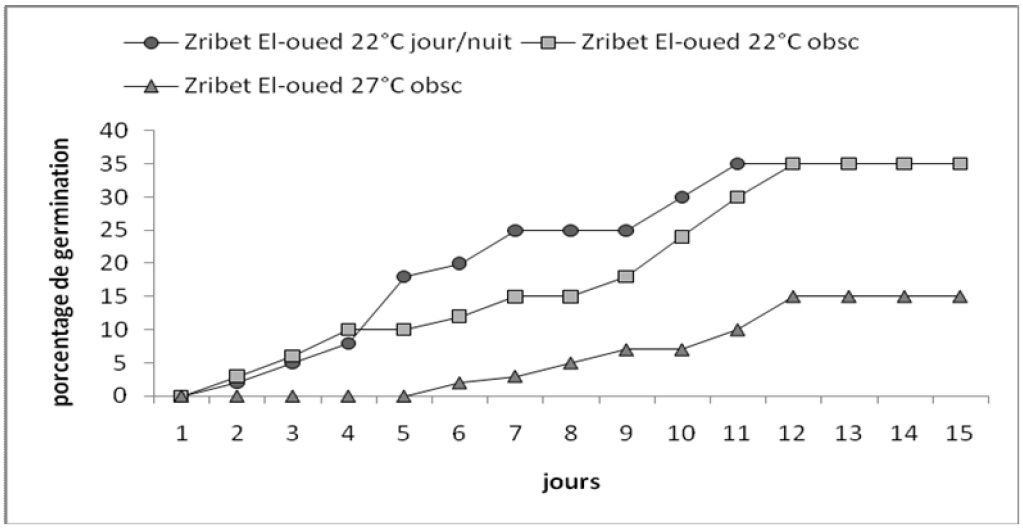
Annexe 9: Courbe de germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *communis* récoltée de Timgad.



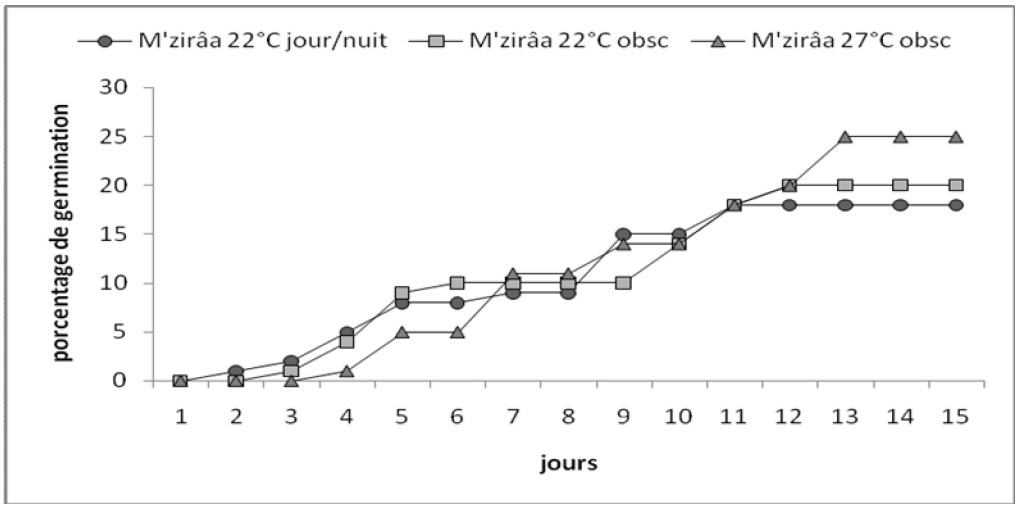
Annexe 10: Courbe de germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *communis* récoltée de T'kout A.



Annexe 11: Courbe de germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *robusta* récoltée de Sidi Khlil A.

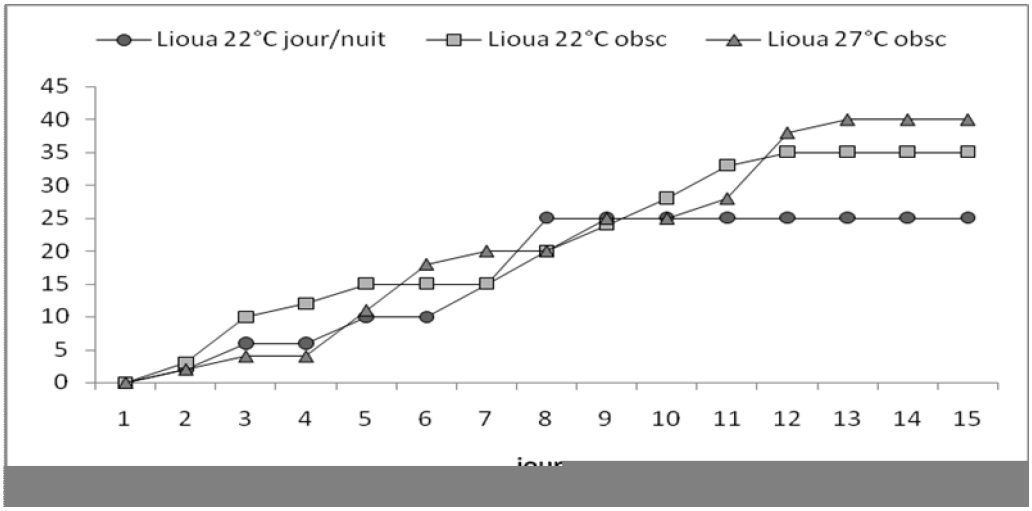


Annexe 12: Courbe de germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *robusta* récoltée de Zribet El-oued.

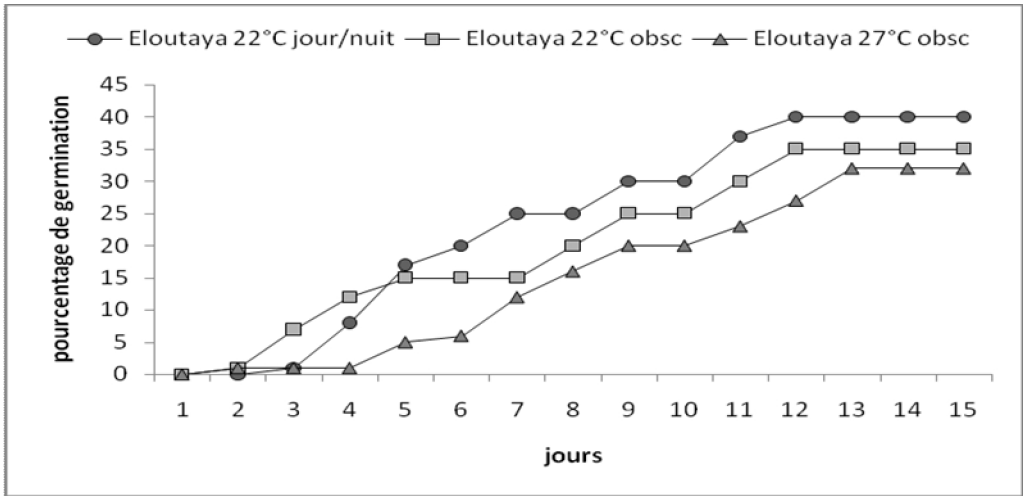


Annexe 13: Courbe de germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *robusta* récoltée de Mzirâa.

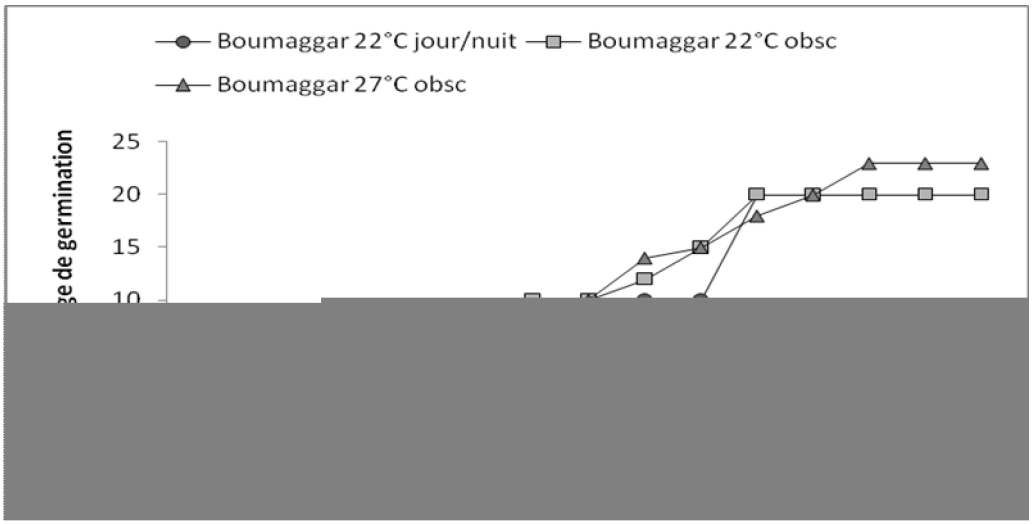
Annexe 14: Courbe de germination des graines de *M. suffruticosa*. Var. *Fontanesii* récoltée de Sidi Khlil B



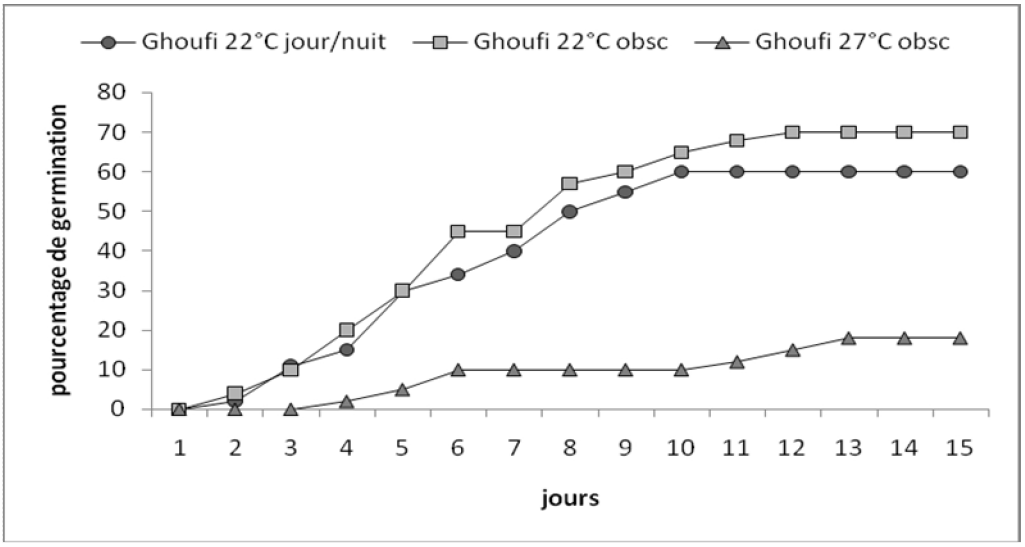
Annexe 15: Courbe de germination des graines de *M. suffruticosa*. Var. *Fontanesii* récoltée de Lioua.



Annexe 16: Courbe de germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *robusta* récoltée d'Eloutaya.

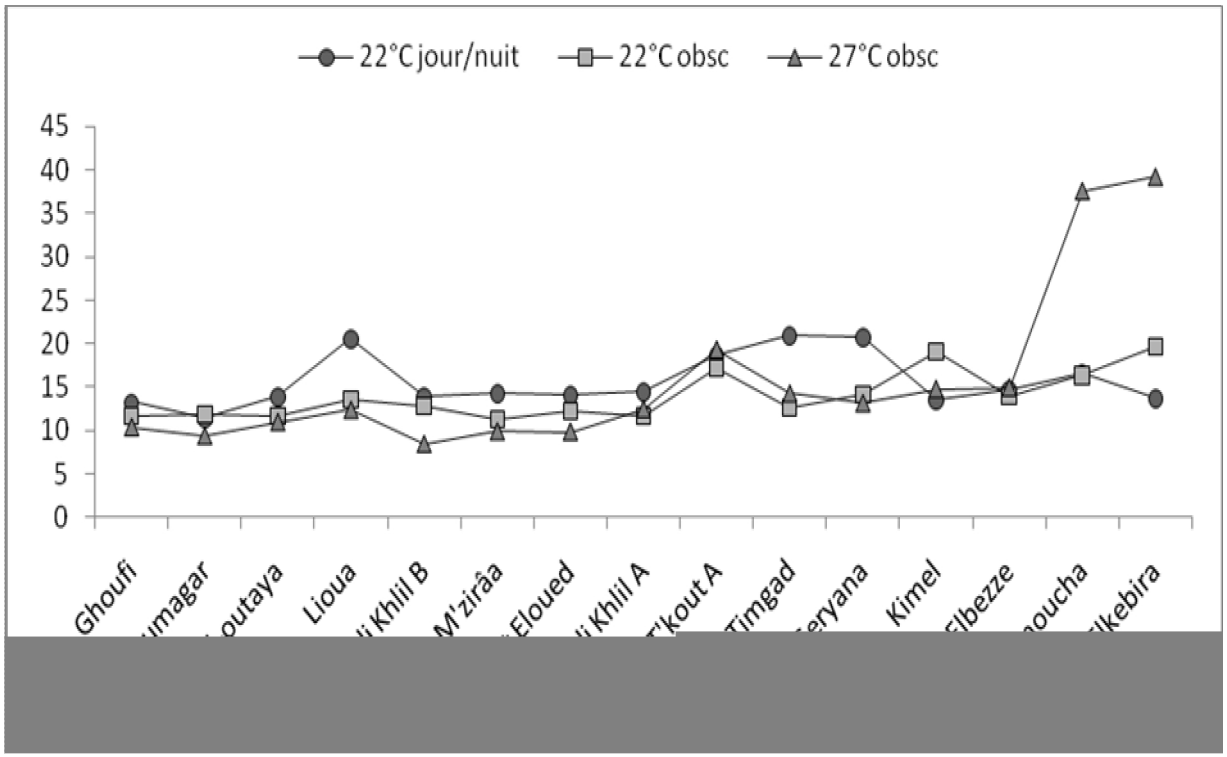


Annexe 17: Courbe de germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *robusta* récoltée de Boumagar.

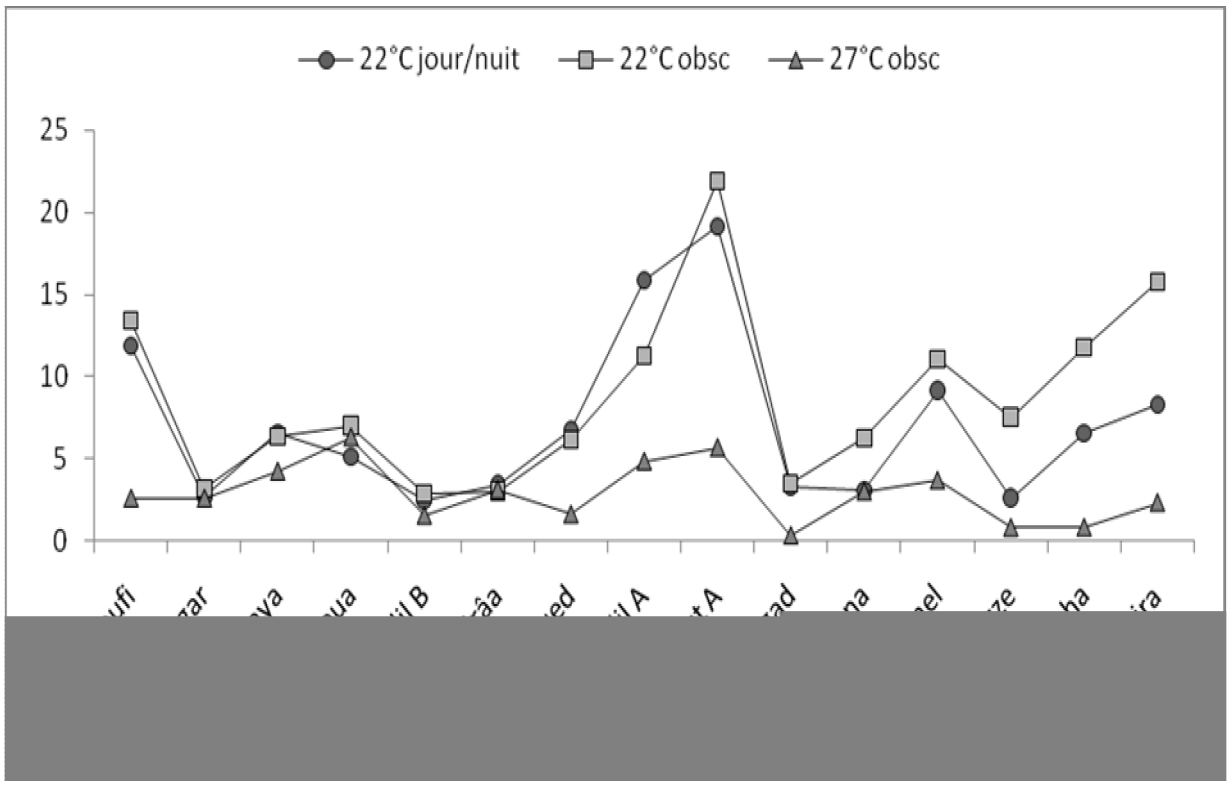


Annexe 18: Courbe de germination des graines de *M. eu-ervensis*. Var. *garamantum* récoltée de Ghoufi.

Annexe 19: Capacité de germination chez *M. arvensis* (L.) DC.



Annexe 20: Coefficient de vélocité chez *M. arvensis* (L.) DC.



Annexe 21: Indice de germination chez *M. arvensis* (L.) DC.

Résumé:

L'analyse biométrique de 17 populations de l'espèce *Moricandia arvensis*, récoltées de déférentes régions de l'Est Algérien, est basée sur 27 caractères morphologiques. Cette étude a confirmé la présence de deux sous espèces et 6 variétés. Les nombres chromosomiques des populations sont de 2n = 28 et 2n = 56. Les résultats caryologiques viennent confirmer les résultats morphologiques. L'analyse des l'huiles essentielles de 13 populations de *Moricandia arvensis* (L.) DC., par CG et par CG/MS à permis l'identification de 45 constituants dont un alcool, 3 dérivés des glucosinolates (isothiocyanates et deux composés soufrés), 2 alcènes, 9 alcanes, 11 acides gras, 5 aldéhydes, 7 acétones, 3 esters, 2 terpènes et 2 autres composés. Les acides gras constituent la majorité de l'essence de la partie aérienne de l'espèce *Moricandia arvensis* avec un pourcentage de (47,59%), les acétones représentent (15,44%) et les terpènes (13,42%). La composition chimique des huiles essentielles des populations étudiées diffèrent quantitativement et qualitativement. L'Acide palmitique est dominant dans l'huile obtenue de la majorité des populations.

Mots clés : *Moricandia*, morphologie, caryologie, chromosome, composition de l'huile essentielle, Glucosinolates, Algérie.

ملخص:

اعتمد التحليل البيومتري ل 17 عشيرة من نوع *Moricandia arvensis* التي تحصلنا عليها من مناطق مختلفة من الشرق الجزائري، على 27 خاصية مورفولوجية. كشفت هذه الدراسة عن وجود تحت نوعين (Sous espèces) و6 أصناف. الدراسة الكريولوجية سمحت لنا بتحديد الأرقام الكروموزومية للعينات المدروسة و هي: 2n = 28 و 2n = 56. و التي تؤكد نتائج الدراسة المورفولوجية. سمح لنا التحليل الكيميائي للزيوت الأساسية ل 13 عشيرة من نوع *Moricandia arvensis* باستعمال GC و GC/MS بالتعرف على 45 مركب كيميائي بما فيها: كحول, 3 مشتقات Glucosinolates (مـــركبين كبريتيين و isothiocyanate)، ألكينين، 9 ألكانات، 11 حمض دهني، 5 الدهيدات، 7 كيتونات، 3 استرات، تربينين و مركبين آخرين. الأحماض الدهنية شكلت غالبية مكونات الزيوت الأساسية المستخلصة من الجزء الهوائي لنوع *Moricandia arvensis* بنسبة 47,59% تليها الكيتونات بنسبة 15,44% و التربينات بنسبة 13,42%. يختلف التركيب الكيميائي للزيوت الأساسية لمختلف العشائر المدروسة كما و نوعا، الحامض النخيلي هو المركب الغالب في الزيت المستخلص من معظم العشائرالمدروسة.

الكلمات المفتاحية: *Moricandia*، مورفولوجيا، caryologie، صبغي، تركيب الزيت الأساسي، glucosinolates، الجزائر.