

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université Abderrahmane Mira de Béjaïa

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Sciences Biologiques de L'Environnement

En vue de l'obtention du diplôme de *Magister en*
Sciences de la Nature
Option: Ecologie et Environnement

Thème

**Etude cytogénétique de quelques angiospermes
endémiques à l'Algérie
(Populations du Golfe de Béjaïa).**

◆ **Présenté par :**

BELKACEM Farida

◆ **Soutenu devant le jury:**

Président : M. Mokrane IGUEROUADA (Pr, U. Béjaïa)
Promoteur: M. Mohamed SAHNOUNE (Pr, U. Béjaïa)
Examinatrice: Mme Aïcha ZEBBOUDJ (Pr, U. Béjaïa)
Examineur: M. Farid BEKDOUCHE (MCA, U. Béjaïa)

Promotion 2014

REMERCIEMENTS

Nous ne saurions comment remercier notre promoteur Monsieur **SAHNOUNE M.** (Professeur à l'Université Abderrahmane Mira de Béjaïa) de nous avoir initiée à la recherche en taxogénétique végétale, ainsi que pour ses conseils, ses encouragements, sa disponibilité et la collecte du matériel végétal.

Nous tenons aussi à vivement remercier Monsieur **IGUEROUADA M.** (Professeur à l'Université Abderrahmane Mira de Béjaïa) d'avoir si aimablement accepté de présider ce jury, malgré ses innombrables occupations.

Nos sincères remerciements vont également à Madame **ZEBBOUDJ A.** (Professeur à l'Université Abderrahmane Mira de Béjaïa) et Monsieur **BEKDOUCHE F.** (Maître de conférences à l'Université Abderrahmane Mira de Béjaïa) d'avoir si agréablement accepté d'examiner ce travail malgré leurs lourdes tâches administratives. Nous remercions de plus Monsieur **BEKDOUCHE** pour sa contribution inestimable au repérage sur le terrain des populations étudiées.

Nous remercions également Monsieur **VELA E.** (Maître de conférences à l'Université de Montpellier-2, France) de nous avoir faite profiter de sa précieuse connaissance de la Flore de notre région et aidée à lever certaines ambiguïtés d'identification.

Nous exprimons aussi notre sincère reconnaissance envers Mademoiselle **OURARI M.** (MCB, U. Béjaïa) d'avoir si consciencieusement contribué à l'encadrement de ce Magister.

Nos remerciements vont également à Mlle **BENMOUHOUH H.** (MAA) qui nous a énormément aidée à maîtriser les techniques de cytogénétique pratiquées dans notre laboratoire, sans oublier Mme **DJAFRI-BOUALLAG L.** pour certains conseils et prises de microphotographies, de même que Melle **ZEMOURI T.** (2^{ème} année Doctorat LMD) qui nous a un peu précédée dans l'étude cytogénétique et nous a donc faite profiter de son expérience.

Enfin, que toute autre personne ayant contribué de près ou de loin afin que ce travail puisse arriver à terme trouve ici l'expression de nos sincères remerciements et profonde gratitude.

Liste des figures

N°	Titre	Page
Figure 1:	Distribution et fréquences des espèces endémiques végétales en région méditerranéenne (Verlaque <i>et al.</i> , 1997).	4
Figure 2:	Représentation schématique de quelques types de chromosomes (André <i>et al.</i> , 1983).	7
Figure 3:	Microphotographie de métaphases somatiques de quelques espèces du genre <i>Allium</i> L.	15
Figure 4:	Herbier d' <i>Allium trichocnemis</i> J. Gay.	19
Figure 5:	Herbier d' <i>Allium cupani</i> Raf.	20
Figure 6:	Herbier d' <i>Erodium battandieranum</i> Rouy.	29
Figure 7 :	<i>Erodium hymenodes</i> L'Her.	30
Figure 8 :	Herbier de <i>Lysimachia cousiniana</i> Coss. et DR	35
Figure 9 :	Morphologie d' <i>Allium trichocnemis</i> J. Gay.	44
Figure 10 :	Herbier d' <i>Allium trichocnemis</i> J. Gay. (Gouraya occidentale, le 18.07.2012).	45
Figure 11 :	Métaphase mitotique d'un méristème racinaire d' <i>A. trichocnemis</i> J. Gay.	47
Figure 12 :	Cellule somatique d'une anthère d' <i>A. trichocnemis</i> J. Gay. en métaphase mitotique.	47
Figure 13 :	Métaphases I des méioses polliniques d' <i>Allium trichocnemis</i> J. Gay.	48
Figure 14 :	Différentes étapes de la division méiotique des cellules mères de pollen d' <i>A. trichocnemis</i> J. Gay.	49
Figure 15 :	Appariement des bivalents en métaphase I chez <i>A. trichocnemis</i> J. Gay.	50
Figure 16 :	Cellules anaphasique d' <i>A. trichocnemis</i> J. Gay. avec un pont chromatique.	51
Figure 17 :	Forme des grains de pollen d' <i>A. trichocnemis</i> J. Gay. colorés au bleu de coton.	51
Figure 18 :	Aspect des grains de pollen stériles en comparaison avec les	52

	grains de pollen fertiles chez <i>A. trichocnemis</i> J. Gay. (coloration en bleu de coton).	
Figure 19 :	Morphologie des plantes d' <i>Erodium battandieranum</i> étudiées.	54
Figure 20 :	Herbier d' <i>Erodium battandieranum</i> Rouy (Gouraya, le 19.05.2013).	55
Figure 21 :	Métaphase mitotique d'un méristème racinaire d' <i>Erodium battandieranum</i> .	56
Figure 22 :	Métaphase mitotique de deux cellules somatiques des anthères d' <i>E. battandieranum</i> Rouy.	57
Figure 23 :	Cellules mères de grains de pollen d' <i>E. battandieranum</i> en division méiotique.	57
Figure 24 :	Forme des grains de pollen d' <i>Erodium battandieranum</i> Rouy colorés au bleu de coton.	58
Figure 25 :	Aspect des grains de pollen stériles en comparaison avec les grains de pollen fertiles chez <i>E. battandieranum</i> Rouy (coloration au bleu de coton).	59
Figure 26 :	Morphologie de <i>Lysimachia cousiniana</i> Coss et DR.	61
Figure 27 :	Herbier de <i>Lysimachia cousiniana</i> Coss et DR. (Amtik, le 10.04.2013).	62
Figure 28 :	Deux cellules somatiques des anthères de <i>L. cousiniana</i> Coss et DR. en métaphase mitotique.	63
Figure 29 :	Caryotype de <i>Lysimachia cousiniana</i> Coss et DR.	64
Figure 30 :	Cellule mère de grain de pollen de <i>L. cousiniana</i> Coss et DR. en métaphase I.	66
Figure 31 :	Principaux types d'appariement des bivalents en métaphase I chez <i>L. cousiniana</i> Coss et DR.	67
Figure 32 :	Différentes étapes de la division méiotique des cellules mères de grain de pollen de <i>L. cousiniana</i> Coss et DR.	68
Figure 33 :	Cellules anaphasique de <i>L. cousiniana</i> Coss et DR. avec un pont chromatique.	69
Figure 34 :	Cytomixies entre les méiocytes mâles de <i>L. cousiniana</i> Coss et DR.	70
Figure 35 :	Anomalies de taille et de nombres des cellules méiotiques chez <i>L. cousiniana</i> .	71

Figure 36 :	Forme des grains de pollen de <i>L. cousiniana</i> Coss et DR. colorés au bleu de coton.	72
Figure 37 :	Aspect des grains de pollen stériles en comparaison avec les grains de pollen fertiles chez <i>L. cousiniana</i> Coss et DR. (coloration en bleu de coton).	72

Liste des tableaux

N°	Titre	Page
Tableau 1 :	Situation botanique du genre <i>Allium</i> L. (Goetz <i>et al.</i> , 2012).	13
Tableau 2 :	Espèces du genre <i>Allium</i> en Algérie, et leurs aires de répartition (Quézel et Santa, 1962)	16
Tableau 3 :	Situation botanique du genre <i>Erodium</i> L'Hér	19
Tableau 4 :	Espèces du genre <i>Erodium</i> L'Hér. en Algérie, et leurs aires de répartition (Quézel et Santa, 1963)	25
Tableau 5 :	Situation botanique du genre <i>Lysimachia</i> L.	29
Tableau 6 :	Espèces du genre <i>Lysimachia</i> L. en Algérie, et leurs aires de répartition (Quézel et Santa, 1963).	34
Tableau 7 :	Taux de fertilité pollinique chez <i>Allium trichocnemis</i> J. Gay.	53
Tableau 8 :	Taux de fertilité pollinique chez <i>Erodium battandieranum</i> Rouy	60
Tableau 9 :	Taille des chromosomes mitotiques de <i>L. cousiniana</i> Coss et DR.	65
Tableau 10 :	Taux de la fertilité pollinique de <i>L. cousiniana</i> Coss et DR.	73

SOMMAIRE

INTRODUCTION.....	1
-------------------	---

1/ SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

1.1/ GENERALITES SUR L'ENDEMISME ET CYTOGENETIQUE

1.1.1. Endémisme	3
1.1.1.1. Définition.....	3
1.1.1.2. Mécanismes à l'origine de l'endémisme	3
1.1.1.3. Endémisme en Méditerranée.....	4
1.1.1.4. Endémisme en Algérie	5
1.1.2. Cytogénétique	5
1.1.2.1. Chromosome	6
1.1.2.2. Caryotype.....	7
1.1.2.3. Anomalies méiotiques	8

1.2/ PRESENTATION DES ESPECES ETUDIEES

1.2.1. <i>Allium trichocnemis</i> J. Gay.....	9
1.2.1.1. Amaryllidaceae	9
1.2.1.1.1. Description morphologique des Amaryllidacées	9
1.2.1.1.2. Répartition géographique des Amaryllidaceae	9
1.2.1.1.3. Clades géographiques des Amaryllidaceae.....	10

1.2.1.1.4. Systématique des Amaryllidaceae.....	10
1.2.1.1.5. Caryologie des Amaryllidaceae	11
1.2.1.2. Genre <i>Allium</i> L.....	11
1.2.1.2.1. Description morphologique du genre <i>Allium</i> L	12
1.2.1.2.2. Répartition géographique du genre <i>Allium</i> L.....	12
1.2.1.2.3. Subdivision du genre <i>Allium</i> L	12
1.2.1.2.4. Evolution de la forme de vie du genre <i>Allium</i> L.....	13
1.2.1.2.5. Systématique du genre <i>Allium</i> L.....	13
1.2.1.2.6. Caractéristiques caryologiques du genre <i>Allium</i> L.....	14
1.2.1.2.7. Genre <i>Allium</i> L en Algérie.....	16
1.2.1.3. Espèce <i>Allium trichocnemis</i> J. Gay.....	18
1.2.1.3.1. Habitat et répartition.....	18
1.2.1.3.2. Description morphologique et classification d' <i>Allium trichocnemis</i>	18
1.2.1.4. Espèce <i>Allium cupani</i> Raf.....	19
1.2.1.4.1. Habitat et répartition.....	19
1.2.1.4.2. Description morphologique et classification d' <i>Allium cupani</i>	20
1.2.2. <i>Erodium battandieranum</i> Rouy	21
1.2.2.1. Famille des Geraniaceae	21
1.2.2.1.1. Description morphologique des Geraniaceae	21
1.2.2.1.2. Répartition géographique des Geraniaceae.....	22
1.2.2.1.3. Caryologie du la famille des Geraniaceae	22

1.2.2.2. Genre <i>Erodium</i> L'Hér.	23
1.2.2.2.1. Description morphologique du genre <i>Erodium</i> L'Hér.	23
1.2.2.2.2. Distribution géographique du genre <i>Erodium</i> L'Hér.	23
1.2.2.2.3. Subdivision du genre <i>Erodium</i> L'Hér.	23
1.2.2.2.4. Systématique du genre <i>Erodium</i> L'Hér.	24
1.2.2.2.5. Caryologie du genre <i>Erodium</i> L'Hér.	24
1.2.2.2.6. Genre <i>Erodium</i> L'Hér. en Algérie	25
1.2.2.3. Espèce <i>Erodium battandieranum</i> Rouy.....	28
1.2.2.3.1. Habitat et répartition.....	28
1.2.2.3.2. Description morphologique et classification de l' <i>Erodium battandieranum</i>	28
1.2.2.3. Espèce <i>Erodium hymenodes</i> L'Hér.....	29
1.2.2.3.1. Habitat et répartition.....	29
1.2.2.3.2. Description morphologique et classification d' <i>Erodium hymenodes</i>	30
1.2.3. <i>Lysimachia cousiniana</i> Coss. et DR.....	31
1.2.3.1. Famille des Primulaceae.....	31
1.2.3.1.1. Description morphologique des Primulaceae	31
1.2.3.1.2. Répartition géographique des Primulaceae.....	31
1.2.3.1.3. Caryologie de la famille des Primulaceae	32
1.2.3.2. Genre <i>Lysimachia</i> L.	32
1.2.3.2.1. Description morphologique du genre <i>Lysimachia</i> L.	32
1.2.3.2.2. Répartition géographique du genre <i>Lysimachia</i> L.	32

1.2.3.2.3. Systématique du genre <i>Lysimachia</i> L.....	33
1.2.3.2.4. Caryologie du genre <i>Lysimachia</i> L.....	33
1.2.3.2.5. Genre <i>Lysimachia</i> L. en Algérie	34
1.2.3.3. Espèce " <i>Lysimachia cousiniana</i> Coss. et DR"	34
1.2.3.3.1. Habitat et répartition.....	34
1.2.3.3.2. Description morphologique de <i>Lysimachia cousiniana</i> Coss. et DR.....	34

2/ MATERIEL ET METHODES

2.1. Matériel végétal	36
2.1.1. Zone d'échantillonnage	36
2.1.2. Identification des taxons	36
2.1.3. Matériel végétal utilisé	36
2.1.3.1. Germination des graines	37
2.1.3.2. Mise en culture des plantules.....	38
2.1.3.3. Récolte des inflorescences.....	38
2.2. Analyse des mitoses et des méioses.....	39
2.2.1. Analyse des mitoses	39
2.2.1.1. Préparation des solutions	39
2.2.1.2. Etapes de l'analyse de la mitose.....	40
2.2.2. Analyse des méioses.....	41
2.2.2.1. Préparation des solutions	41
2.2.2.2. Etapes de l'analyse de la méiose.....	41

2.3. Analyse de la fertilité pollinique.....	42
2.3.1. Préparation des solutions.....	42
2.3.2. Technique suivie.....	43
2.3.3. Estimation du taux de fertilité pollinique.....	43

3/ RESULTATS ET DISCUSSIONS

3.1. <i>Allium trichocnemis</i> J. Gay.....	44
3.1.1. Ecologie et morphologie de l'espèce.....	44
3.1.2. Germination et culture.....	46
3.1.3. Enumération chromosomique.....	46
3.1.4. Etapes des méioses polliniques.....	46
3.1.4.1. Types d'appariement.....	50
3.1.4.2. Ponts chromatiques.....	50
3.1.5. Analyse de la fertilité pollinique d' <i>A. trichocnemis</i> J. Gay.....	51
3.2. <i>Erodium battandieranum</i> Rouy.	54
3.2.1. Ecologie et morphologie de l'espèce.....	54
3.2.2. Germination et culture.....	55
3.2.3. Enumération chromosomique.....	56
3.2.4. Analyse de la fertilité pollinique d' <i>E. battandieranum</i> Rouy.	58
3.3. <i>Lysimachia cousiniana</i> Coss. et DR.....	61
3.3.1. Ecologie et morphologie de l'espèce.....	61
3.3.2. Germination et culture.....	63

3.3.3. Mitoses, méioses et nombres chromosomiques	63
3.3.3.1. Etapes des méioses polliniques	68
3.3.4. Anomalies de la méiose	69
3.3.5. Analyse de la fertilité pollinique chez <i>L. cousiniana</i> Coss et DR.....	71
CONCLUSION	74

Introduction

INTRODUCTION

Grâce à sa position géographique, l'Algérie possède d'importantes ressources phytogénétiques représentées dans sa diversité en espèces spontanées et subspontanées. Cette flore compte environ 1000 genres et plus de 3000 espèces, dont 653 endémiques à l'Algérie. Cette richesse floristique est principalement localisée dans les régions telliennes et les secteurs humides et subhumides (Quézel et Santa, 1962-1963 ; Véla et Benhouhou, 2007 ; Amirouche et Misset. 2009).

Sur les 3139 espèces végétales connues en Algérie, 1818 taxons (1185 espèces, 455 sous-espèces et 178 variétés) soit plus de la moitié du total sont plus ou moins rares, tandis que 653 sont endémiques strictes à l'Algérie et doivent donc absolument être protégées (Quézel et Santa, 1962-1963 ; Véla et Benhouhou, 2007 ; Amirouche et Misset. 2009). En plus du danger de disparition, la flore Algérienne reste mal connue, inexploitée et très peu étudiée surtout du point de vue cytogénétique, d'où l'urgence à évaluer ces ressources et mettre au point un plan pour leur sauvegarde et leur préservation.

Cette présente étude s'inscrit dans un projet plus large visant à étudier, sous un aspect taxogénétique, la diversité floristique de la Vallée de la Soummam et du Golfe de Béjaïa. Dans l'étude présentée dans ce mémoire, nous nous intéressons à trois angiospermes endémiques à l'Algérie, présentes dans le Golfe de Béjaïa : *Allium trichocnemis* J. Gay, *Erodium battandieranum* Rouy et *Lysimachia cousiniana* Coss. et DR (Quézel et Santa, 1962-1963).

Toutes les trois espèces sont endémiques à l'Algérie. *Allium trichocnemis* J. Gay est une plante bulbeuse appartenant au genre *Allium*, famille des Amaryllidaceae (APG III, 2009). Elle est très rare et pousse sur les rochers calcaires littoraux de la petite Kabylie (Béjaïa) (Quézel et Santa, 1962). *Erodium battandieranum* Rouy de la famille des Geraniaceae, est limité aussi à la Petite kabylie où il est rare et pousse sur les rochers calcaires (Quézel et Santa, 1963). *Lysimachia cousiniana* Coss. et DR (Primulaceae) pousse dans les forêts

humides. Cette espèce est assez commune dans la petite Kabylie et très rare dans la grande Kabylie et Numidie.

Beaucoup d'espèces appartenant aux genres *Allium*, *Erodium* ou *Lysimachia* ont fait l'objet d'études caryologiques, mais aucune n'a été faite sur ces trois espèces à l'exception de la communication orale de Khedim *et al.* (2010) où il a été signalé que *Allium trichocnemis* J. Gay a un cytotype diploïde de $2n = 2x = 16$ avec un nombre de base $x = 8$, et Guittonneau (1975) qui signale pour *Erodium battandieranum* Rouy un cytotype diploïde de $2n = 2x = 20$ avec un nombre de base $x = 10$. En ce qui concerne l'espèce *Lysimachia cousiniana* Coss. et DR aucune étude n'a été faite.

Dans le but d'une contribution à l'évaluation génétique de ces trois espèces, nous avons mené une étude cytogénétique, par l'application des méthodes classiques de cette discipline (analyse des mitoses, des méioses et de la fertilité pollinique).

Ce travail comprend trois parties : Nous présentons d'abord, après l'introduction générale, une synthèse bibliographique consacrée à la connaissance des différentes familles et des différents genres des espèces étudiées, avec quelques généralités sur l'endémisme et la cytogénétique. Dans la deuxième partie, nous présentons le matériel végétal analysé et la méthodologie utilisée, et dans la troisième partie nous exposons les différents résultats obtenus avec leurs discussions et interprétations pour enfin terminer avec une conclusion générale, la liste bibliographique et les annexes. Une table des matières et les listes des tableaux et figures sont également insérées en début de ce mémoire.

SYNTHÈSE

BIBLIOGRAPHIQUE

1/ SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

1.1/ GENERALITES SUR L'ENDEMISME ET CYTOGENETIQUE

1.1.1. Endémisme

1.1.1.1. Définition

Le terme "endémique" provient du grec : "éndēmos" ou "endēmon" qui désigne "ce qui est particulier à un peuple". Ce terme est utilisé en médecine pour désigner des maladies qui sévissent de manière permanente dans une population donnée, souvent inféodée à une origine géographique. En botanique, il s'applique aux espèces indigènes d'une localité particulière. C'est De Candolle en 1855 qui est le premier à introduire ce terme pour qualifier les espèces ne se trouvant que dans une région particulière (Youssef, 2011). La notion d'endémisme est toujours liée à la notion de biogéographie (Kruckeberg et Rabinowitz, 1985). Ce concept peut s'appliquer aux taxons à des niveaux hiérarchiques différents.

1.1.1.2. Mécanismes à l'origine de l'endémisme

Les mécanismes à l'origine de la distribution des espèces sont du domaine de l'écologie et de la biogéographie. La distribution d'une espèce est limitée par une combinaison complexe de facteurs environnementaux abiotiques et biotiques déterminant sa niche écologique (Brown, 1984).

La distribution restreinte des espèces endémiques peut s'expliquer par deux hypothèses émises par Palacio *et al.* (2007) et Matesanz *et al.* (2009). Une première hypothèse suggère que les espèces endémiques ont une faible aptitude compétitrice, et par conséquent se 'réfugient' dans des habitats imposant de fortes contraintes où la compétition interspécifique est faible. Elles occupent donc des habitats marginaux après avoir été exclues d'habitats plus favorables. C'est ce qui définit l'hypothèse '**refuge**'. La deuxième hypothèse suggère que les espèces endémiques sont spécifiquement adaptées aux contraintes de leur milieu. Dans ce contexte, les endémiques sont des spécialistes d'habitats marginaux et rares. Le coût de leur spécialisation les empêche de coloniser d'autres habitats plus fréquents où la compétition est plus forte. Ce qui définit l'hypothèse '**spécialiste**'.

1.1.1.3. Endémisme en Méditerranée

La région méditerranéenne abrite une diversité biologique de première importance (Abdelguerfi et Laouar, 1999; Ohba et Amirouche, 2003). La richesse qui caractérise sa flore (25 000 espèces) est étroitement liée à un taux d'endémisme élevé (Quézel, 1985). Environ 60 % des espèces se trouvant dans la région méditerranéenne sont des espèces endémiques (Greuter, 1991). La figure 1 nous montre la distribution de ces espèces en région méditerranéenne d'après Verlaque *et al.* (1997). Parmi ces espèces endémiques méditerranéennes, environ 60% ont une distribution restreinte à de petites localités du bassin méditerranéen (Thompson, 2005).

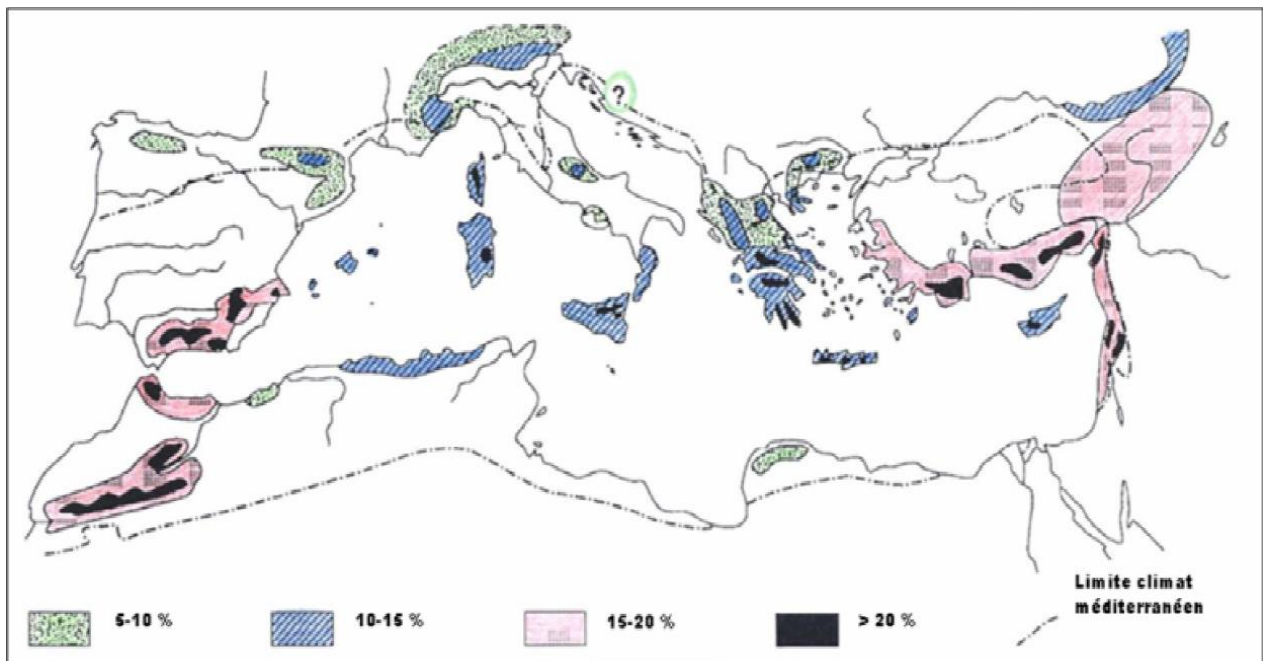


Figure 1 : Distribution et fréquences des espèces endémiques végétales en région méditerranéenne (Verlaque *et al.*, 1997).

1.1.1.4. Endémisme en Algérie

En raison de sa situation particulière en région méditerranéenne, l'Algérie chevauche entre deux empires floraux: l'Holarctis (Europe, Asie du nord, l'Afrique du nord et Amérique du nord) et le Paléotropis (Amérique du sud, Afrique subsaharienne, péninsule Arabique et l'Indomalais). Cette position lui confère une flore très diversifiée composée d'espèces appartenant à différents éléments géographiques (Chouaki *et al.*, 2006).

En Algérie tellienne, les secteurs humides et subhumides comportent des points chauds de biodiversité unique appelés "**hotspots**" (Médail et Quézel, 1997; Quézel et Médail, 2003; Véla et Benhouhou, 2007). À partir des données bibliographiques, Véla et Benhouhou (2007) ont conclu que les secteurs les plus remarquables pour l'endémisme sont la côte oranaise, la Petite Kabylie et la Grande Kabylie. Les espèces rares se concentrent plutôt dans le Littoral algérien et dans la Mitidja d'Alger. L'ensemble 'Littoral algérien-Kabylie' forme un point chaud régional qui reste actuellement méconnu.

La flore de Quézel et Santa (1962-1963) décrit 653 espèces endémiques, dont 165 sont des endémiques nord-africaines et 270 des endémiques algériennes. Cependant, l'Union Internationale de la Conservation de la Nature (UICN) ne signale que 168 espèces endémiques spécifiques à l'Algérie. Véla et Benhouhou (2007) dénombrent pour le Nord algérien 407 taxons endémiques dont 338 sont au rang d'espèce et 48 et 21 aux rangs de sous-espèce et de variété respectivement.

1.1.2. Cytogénétique

La cytogénétique a pour objet l'étude de la structure et du fonctionnement normal et pathologique des chromosomes (condensation, recombinaison, réparation, ségrégation, transmission). Cette discipline fait le lien entre la cytologie et la génétique. Les premiers travaux cytogénétiques sur les végétaux ont débuté au cours de la seconde moitié du 19^{ème} siècle où elle fut d'abord une science d'investigation. Elle est à l'origine de la compréhension de certains mécanismes héréditaires du monde végétal dans sa diversité (taxonomie, phylogénie). Actuellement, des techniques nouvelles de cytogénétique explorent l'aspect moléculaire des chromosomes tels que l'hybridation fluorescente *in situ* (FISH) et l'hybridation génomique *in situ* (GISH). C'est une discipline sur laquelle s'appuie notamment l'amélioration des plantes (Jahier *et al.*, 1992). Elle participe à :

- la connaissance du matériel végétal : nombre chromosomique, polyploïdie (allopolyploïdie, autopolyploïdie)...
- l'établissement de cartes génétiques (FISH),
- l'exploitation de la variabilité intraspécifique et interspécifique.

En outre la cytogénétique peut être impliquée au niveau de la création variétale en participant à l'explication et la résolution de problèmes ponctuels rencontrés par les sélectionneurs : instabilité, stérilité... (Jahier *et al.*, 1992).

1.1.2.1. Chromosomes

Les chromosomes prennent la forme d'un bâtonnet ou d'un écheveau, visible pendant la division cellulaire. Un chromosome présente une zone de constriction primaire appelée centromère, qui désigne le point de liaison des deux chromatides sœurs. Les segments chromosomiques situés de part et d'autre du centromère constituent les deux bras du chromosome. Une constriction secondaire peut éventuellement exister pour séparer les satellites. Selon la position du centromère, les chromosomes sont classifiés en quatre types (Fig. 2):

- **Chromosomes métacentriques** : Le centromère est en position centrale (position médiane). Les deux bras du chromosome ont alors des longueurs à peu près égales.
- **Chromosomes sub-métacentriques** : Le centromère est décalé de la position centrale; les bras du chromosome présentent des longueurs inégales.
- **Chromosomes acrocentriques** : le centromère est plus proche de l'une des deux extrémités (les télomères).
- **Chromosome télocentrique** : présente un centromère très proche de ses télomères.

En cas de perte du centromère (anomalie), le chromosome est dit **acentrique**. D'autres anomalies (suite à une inversion) peuvent provoquer l'apparition d'un chromosome possédant deux centromères, il est dit **dicentrique**. Celui-ci est instable et peut se casser lors de la méiose (Lemondet et Clement, 1983).

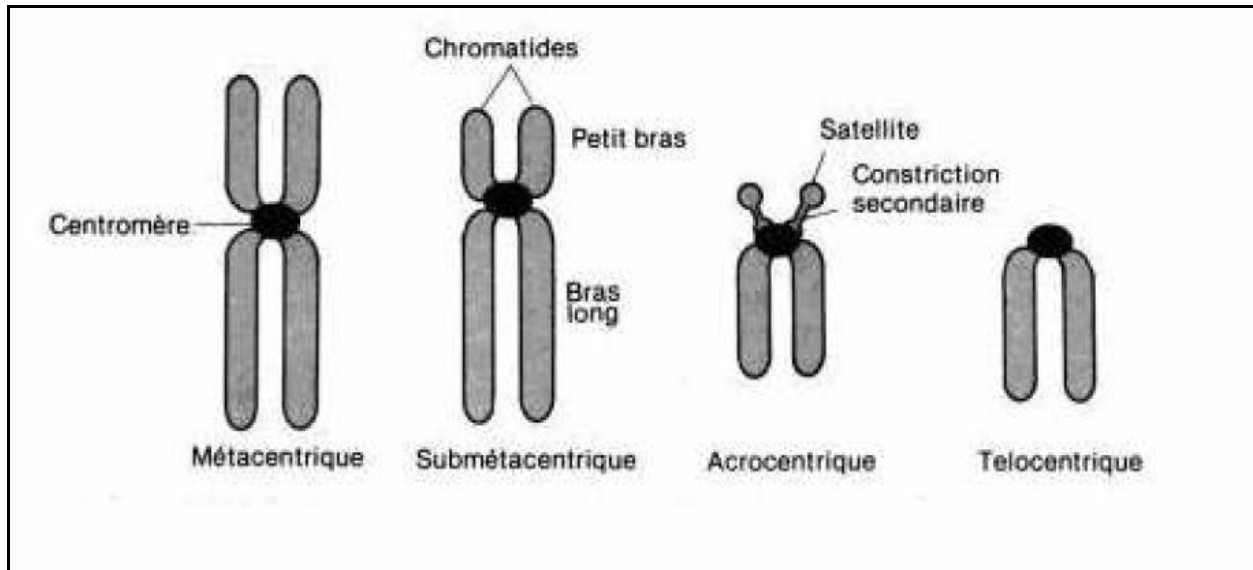


Figure 2 : Représentation schématique de quelques types de chromosomes (André *et al.*, 1983).

1.1.2.2. Caryotype

Le nombre de chromosomes étant précis au sein d'une espèce (ou population), la morphologie de chaque paire chromosomique étant caractéristique. L'ensemble des chromosomes que contient une cellule est appelé 'caryotype', celui-ci permet d'établir une 'carte d'identité chromosomique' ou caryogramme, qui est un ensemble de chromosomes d'une cellule, disposés par paires, classés par taille, et par position du centromère. La représentation schématique du génome haploïde est dénommée 'idiogramme'.

Cependant, selon quelques auteurs le caryogramme est le synonyme de l'idiogramme, il est l'arrangement de l'ensemble des chromosomes d'une cellule, disposés selon un format standard : par paires et classés par taille, et par position du centromère. Tandis que pour certains d'autres le mot 'idiogramme' n'a aucune signification.

La configuration chromosomique d'un sujet est l'un des fondements de la définition de l'espèce, et révèle un grand intérêt notamment en cytogénétique dont elle est l'examen clef. Son étude permet de diagnostiquer les anomalies ou aberrations chromosomiques.

1.1.2.3. Anomalies méiotiques

Les anomalies méiotiques désignent tout comportement irrégulier des chromosomes durant la méiose. En effet, des erreurs peuvent parfois se produire lors de la formation des gamètes. Les cellules filles, ainsi formées, peuvent présenter des anomalies soit de nombre soit de structure.

- **Anomalies de nombre** : peuvent se traduire par l'absence d'un ou plusieurs chromosomes. Cette anomalie est le résultat de la non-disjonction des chromosomes due à la mauvaise ségrégation au cours de l'anaphase I de la division méiotique. Elles peuvent se traduire également par la présence de chromosomes supplémentaires (multisomie). Ce phénomène de perte ou de gain de chromosomes est appelé aneuploïdie ; il y a hypoploïdie dans le cas d'une perte de chromosomes et hyperploïdie dans le cas de gain de chromosomes. On parle selon le cas de nullisomie, monosomie, trisomie...etc.
- **Anomalies de structure** : peuvent concerner un ou plusieurs chromosomes. Elles sont habituellement la conséquence de cassures chromosomiques suivies par une ou plusieurs soudures anormales. Ces anomalies de structure résultent principalement des délétions, des translocations, d'inversions, de fusions et de fissions.

Les remaniements chromosomiques peuvent perturber le processus de la méiose de différentes façons et ainsi être responsables de baisses de fertilité des individus porteurs. Cependant, ils peuvent être un mécanisme efficace d'isolement reproducteur, donc ils constituent l'un des facteurs induisant la variation, voire même la spéciation.

1.2/ PRESENTATION DES ESPECES ETUDIEES

1.2.1. *Allium trichocnemis* J. Gay

L'espèce "*Allium trichocnemis* J. Gay" est une plante bulbeuse endémique à l'Algérie, appartenant au genre *Allium*, famille des Amaryllidaceae (APG III, 2009). Nous donnerons dans ce qui suit les principales informations d'ordre taxonomique de la famille des Amaryllidaceae, du Genre *Allium* et de l'espèce *Allium trichocnemis* J. Gay.

1.2.1.1. Amaryllidaceae

La famille des Amaryllidaceae se compose d'espèces herbacées vivaces ou bisannuelles monocotylédones avec des bulbes en ampoules (Dahlgren *et al.*, 1985). Celle-ci est l'une des familles les plus marquantes dans l'ordre des Asparagales (Dahlgren *et al.*, 1985; Fay et Chase, 1996). Elle est probablement plus étroitement liée aux Alliaceae et Hyacinthaceae, qu'aux familles qu'elle était autrefois unie avec, à l'exemple des Hypoxidaceae, Agavaceae, Haemodoraceae...etc. (Strydom, 2005).

1.2.1.1.1. Description morphologique des Amaryllidacées

Les espèces appartenant à la famille des Amaryllidaceae sont des plantes bulbeuses ou rhizomateuses à feuilles toutes radicales ; périanthe généralement tubuleux, portant ou non une couronne pétaloïde à la gorge ; fleurs hermaphrodites ; six étamines ; ovaire infère ; fruit capsulaire et à 3 loges (rarement fruit un peu charnu) (Quézel et Santa, 1962).

1.2.1.1.2. Répartition géographique des Amaryllidaceae

Selon Meerow et Snijman (1998), les Amaryllidaceae est une grande famille composée d'environ 860 espèces réparties en 59 genres. Elle est cosmopolite, principalement pantropicale. Son centre de diversité est particulièrement en Afrique (19 genres) et en Amérique du Sud (28 genres). Certains genres se produisent également en Méditerranée (8 genres) et les régions tempérées de l'Asie. Seul le genre *Crinum* L. est représenté dans les deux mondes (ancien et le nouveau) en raison des graines bien adaptées à la dispersion par l'eau.

Ito *et al.* (1999) ont soutenu l'hypothèse selon laquelle la famille a évolué en Afrique et s'est ensuite propagée à d'autres continents, ce qui suggère que l'Amérique du Sud est le centre de diversification secondaire.

1.2.1.1.3. Clades géographiques des Amaryllidaceae

Ito *et al.* (1999) divisent les Amaryllidaceae en clades géographiques selon leur centre d'origine. Les Amaryllidaceae sont principalement trouvés dans l'hémisphère méridionale, particulièrement en Afrique du Sud et en Amérique du Sud (Meerow et Snijman, 1998), et les deux secteurs sont considérés des centres de diversification de cette famille.

- **Clade africain I** : comprend la tribu des Amaryllideae, qui est principalement sud-africaine et inclut les genres *Amaryllis*, *le Boophone*, *le Brunsvigia*, *le Crinum*, *le Crossyne*, *le Nerine* et *le Strumaria*.
- **Clade de Cyrtanthus** : inclut la tribu des Cyrtantheae qui est aussi sud-africaine.
- **Clade africain II** : comprend la tribu des Haemantheae, principalement sud-africaine aussi, et inclut les genres *Clivia*, *Haemanthus* et *Scadoxus*.
- **Clade Malaisie-Australien** : comporte la tribu des Calostemmateae, et inclut les genres *Calostemma* et *Eurycles*.
- **Clade asiatique** : inclut la tribu des Lycorideae avec les genres *Lycoris* et *Ungernia*.
- **Clade méditerranéen** : comprend les tribus Galantheae (*Acis*, *Galanthus* et *Leucojum*), Narcisseae (*narcisse* et *Sternbergia*) et Pancratieae (*Pancratium* et *Vagaria*).
- **Clade américain** : est le plus grand et comprend les tribus suivantes : Eucharideae (*Eucharis* et *Urceolina*), Stenomessaeae (*Eucrosia*, *Phaedranassa* et *Stenomesson*), Clinantheae (*Paramongaia* et *Clinanthus*), Hymenocallideae (*Hymenocallis*), Eustephieae (*Chlidanthus* et *Eustephia*) et Hippeastreae (*Hippeastrum*, *Rhodophiala* et *Zephyranthes*).

La tribu des Gethyllideae n'a pas été incluse dans l'évaluation faite par Ito *et al.*(1999). Mais d'après Strydom (2005), la tribu des Gethyllideae (sud-africaine) est incluse, avec les Haemantheae dans le clade africain II.

1.2.1.1.4. Systématique des Amaryllidaceae

Une étude par Ito *et al.* (1999), fondée sur des données de la séquence matK, a abordé la position systématique des Amaryllidaceae. Un total de 31 espèces représentant 31 genres des 59 genres de la famille des Amaryllidaceae a été examiné. Ils ont inclus la famille des

Amaryllidaceae dans l'ordre des Asparagales mais sa position phylogénétique au sein des Asparagales n'a pas été résolue.

1.2.1.1.5. Caryologie des Amaryllidaceae

Le nombre chromosomique de base le plus courant chez les Amaryllidaceae est $x = 11$ (Flory, 1977 ; Meerow, 1995). Donc le nombre de chromosomes de $2n = 22$ est considéré comme plésiomorphe dans cette famille en raison de son large présence (Meerow *et al.* 1999). Le prochain nombre chromosomique de base le plus fréquemment rencontré est $x = 6$ trouvé dans au moins 62 espèces (Flory, 1977).

Les mêmes conclusions sont tirées à partir de l'étude de Strydom (2005) sur les relations phylogénétiques dans la famille des amaryllidaceae, dont le nombre chromosomique de base de chaque clade a été rapporté. Le clade méditerranéen est composé de trois tribus différentes: Galantheae avec un nombre de chromosomes de base $x = 7, 8, 9, 11$ et 12 ; Narcisseae avec $x = 7, 10$ et 11 et Pancratieae ($x = 11$) ; ce clade est donc avec un large éventail de différent nombre chromosomiques de base (Meerow, 1995). Toutes les tribus du clade américain, ont le même nombre du chromosome de base $x = 23$ (Stenomessaeae, Clinantheae, Hymenocallideae, Eustephieae), à l'exception des Eucharideae dont $x = 10, 23$ et des Hippeastreae $x = 6, 8, 9, 10, 11$ et 12 . Le clade Cyrtanthus (sud-africain) avec un nombre de chromosomes de base de $6, 8$ et 11 . Les deux clades africains, principalement d'Afrique du Sud, comprend les tribus suivantes: Haemantheae ($x = 6, 8, 9, 11, 12$), Gethyllideae ($x = 6$) et Amaryllideae avec $x = 10, 11$.

1.2.1.2. Genre *Allium* L.

Le genre *Allium* Linnaeus (1753: 294) est un genre de plantes monocotylédones, membre de la famille des Amaryllidaceae sensu APG III (2009), sous-famille Allioideae, tribu Allieae (Fay et Chase, 1996 ; Chase *et al.* 2009).

Il présente une grande diversité dans les différents caractères morphologiques, en particulier la forme de vie (bulbes ou rhizome) et de l'habitat écologique. Il est d'une importance économique majeure comme les cultures maraîchères, et les plantes ornementales ainsi que plusieurs espèces ont des valeurs médicinales importantes. Ce genre se compose essentiellement des plantes vivaces et bulbeuses (Stearn, 1992).

1.2.1.2.1. Description morphologique du genre *Allium* L.

Plantes bulbeuses à bulbe tunique. Feuilles toutes basilaires ou avec quelques unes caulinaires. Tige florifère simple. Fleurs en cymes ombelliformes, enveloppées avant la floraison dans une spathe membraneuse à 1-2 valves; se transformant parfois en bulbilles. Périanthe à 6 sépales soudés à la base. Six étamines en 2 verticilles. Ovaire plus en moins complètement trilobulaire, loculicide. Graines noires, généralement ponctuées-verruculeuses. (Quézel et santa 1962).

1.2.1.2.2. Répartition géographique du genre *Allium* L.

Parmi les plus grands genres de la famille des Amaryllidaceae, le genre *Allium* comprend plus de 800 espèces de plantes vivaces, principalement bulbeuses, appartenant à 15 sous-genres (Fritsch *et al.*, 2010; Friesen *et al.*, 2006). Celles-ci sont distribuées naturellement que dans l'hémisphère nord, principalement dans les régions subtropicales et tempérées, en particulier autour de la région méditerranéenne et en Asie centrale, cette dernière constitue le principal centre de diversité du genre *Allium* (Fritsch et Friesen 2002 ; Friesen *et al.* 2006; Vujosevic *et al.*, 2013). Dernièrement, il a été trouvé une aire secondaire de diversification du genre *Allium* en Amérique du Nord (Friesen *et al.*, 2006).

1.2.1.2.3. Subdivision du genre *Allium* L.

Une approche multidisciplinaire, y compris les enquêtes morphologiques, anatomiques et caryologiques, études de cycles de vie, la distribution et l'écologie, et des études systématiques à l'aide de marqueurs moléculaires, a conduit à une classification infragénérique reconnaissant 6 sous-genres (*Allium*, *Amerallium*, *Bromatorrhiza*, *Caloscordum*, *Melanocrommyum* et *Rhizirideum*) et 43 sections (Hanelt *et al.*, 1992 ; Hanelt et Fritsch, 1994), mais en 2002, la comparaison des phylogénies moléculaires avec la classification traditionnelle a conduit Fritsch et Friesen à proposer une classification phylogénétique du genre, tout en reconnaissant 67 sections et 14 sous-genres. En se basant sur les relations phylogénétiques, une nouvelle classification du genre *Allium* est présentée par Friesen *et al.* (2006), où ils l'ont subdivisé en 15 sous-genres (*Allium*, *Amerallium*, *Melanocrommyum*, *Reticulobulbosa*, *Cepa*, *Polyprason*, *Rhizirideum*, *Cyathophora*, *Butomissa*, *Porphyroprason*, *Vvedenskya*, *Anguinum*, *Caloscordum*, *microscordum* et *Nectaroscordum*) et 56 sections.

1.2.1.2.4. Evolution de la forme de vie du genre *Allium* L.

Il a été suggéré que les formes bulbeuses ont évolué comme une adaptation à des périodes de sécheresse estivale (Cheremushkina, 1992; Kruse, 1992). En effet, la plupart des espèces bulbeuses du genre *Allium* poussent dans des zones arides. Toutes les espèces autres qu'*A. cernuum* qui représentent le sous-genre "*Amerallium*" produisent de vrais bulbes. Le sous-genre *Allium* se répartit dans toute l'Eurasie et il est écologiquement limité aux milieux ouverts secs avec une végétation clairsemée (Hanelt *et al.*, 1992). Les espèces de ce sous-genre produisent aussi de vrais bulbes. Elles possèdent la forme de croissance et le rythme ainsi que les traits morphologiques et anatomiques qui fournissent l'adaptabilité aux conditions arides (Hanelt *et al.*, 1992 ; Kamenetsky, 1992; Kruse, 1992; Pistrick, 1992).

1.2.1.2.5. Systématique du genre *Allium* L.

La classification botanique du genre *Allium* (du règne jusqu'à l'espèce) est présentée dans le tableau 1 ci-dessous.

Tableau 1 : Situation botanique du genre *Allium* (<http://fr.wikipedia.org/wiki/Oignon>)

Règne	Plantae
Sous-règne	Tracheobionta
Embranchement	Magnoliophyta
Sous embranchement	Magnoliophytina
Division	Magnoliophyta
Classe	Liliopsida
Sous-classe	Liliidae
Ordre	Liliales (ancienne classification) Asparagales (APG III)
Famille	Liliaceae (ancienne classification) Amaryllidaceae (APG III)
Genre	<i>Allium</i> L.

1.2.1.2.6. Caractéristiques caryologiques du genre *Allium* L.

Comme toutes espèces à bulbes, les espèces du genre *Allium* commencent généralement leur croissance au début du printemps, elles sont censées avoir une grande taille du génome (Ricroch *et al.*, 2005). Les nombres de chromosomes sont connus que pour environ un tiers d'entre eux, dont le nombre de chromosomes de base de $x = 7$, 8 et 9 ont été rapportés, à l'exemple de : *A. ursinum* ($2n = 2x = 14$), les espèces *A. triquetrum*, *A. nigrum*, *A. sativum*, *A. flavum*, partagent le même nombre de chromosomes $2n = 2x = 16$, *A. bulgaricum* a $2n = 2x = 18$ (Annexe 2), *A. trichocnemis* ($2n = 2x = 16$) (Khedim *et al.*, 2010) et *A. cupani* présente deux nombres de base, $x = 7$ et $x = 8$ (Özhatay, 2002 ; Annexe 2). Les caractéristiques caryologiques les plus intrigantes du genre *Allium* sont : l'apparition fréquente de chromosomes B et la polyploïdie (Vujosevic *et al.*, 2013) avec une grande diversité dans le degré de ploïdie, variant de $2x$ à $16x$ (De Sarker *et al.*, 1997 ; Klaas 1998 ; Bennett *et al.* 2000). La plupart de ses taxons sont diploïdes, tétraploïdes ou hexaploïdes (Genç *et al.* 2013).

Fritsch et Astanova (1998) ont obtenu des caryotypes uniformes dans les différentes sections d'*Allium* et le sous-genre *Melanocrommyum*, et ils ont constaté que le nombre chromosomique de base de $x = 8$ domine dans la plupart des sous-genres, tandis que presque tous les taxons du sous-genre *Amerallium* sont caractérisés par $x = 7$ chromosomes.

En 2012, Fritsch a fait son étude sur le sous-genre *Melanocrommyum*, qui est le deuxième plus grand sous-genre du genre *Allium*. Cet auteur a rapporté les nombres chromosomiques pour environ 90 espèces de ce sous-genre dont moins 50 seulement avec caryogrammes et idiogrammes. Il a remarqué que la plupart des taxons sont diploïdes avec $2n = 16$.

En 2013, de mêmes résultats ont été confirmés par Genç *et al.* dans une étude caryomorphologique du genre *Allium* (section *Melanocrommyum*), où les nombres de chromosomes mitotiques de 19 taxons ont été rapportés, dont 18 espèces étaient diploïdes avec $2n = 16$, et seul *A. cyrilli* Ten. est tétraploïde avec $2n = 32$ (Fig. 3).

Toutes les espèces nord-américaines ont un nombre de chromosomes de base $x = 7$, à l'exception de *A. schoenoprasum*, *A. tricoccum* Solander et *A. victorialis* L., qui partagent un nombre de chromosomes de base $x = 8$ avec la majorité des espèces du vieux monde (McNeal et Jacobsen 2002).

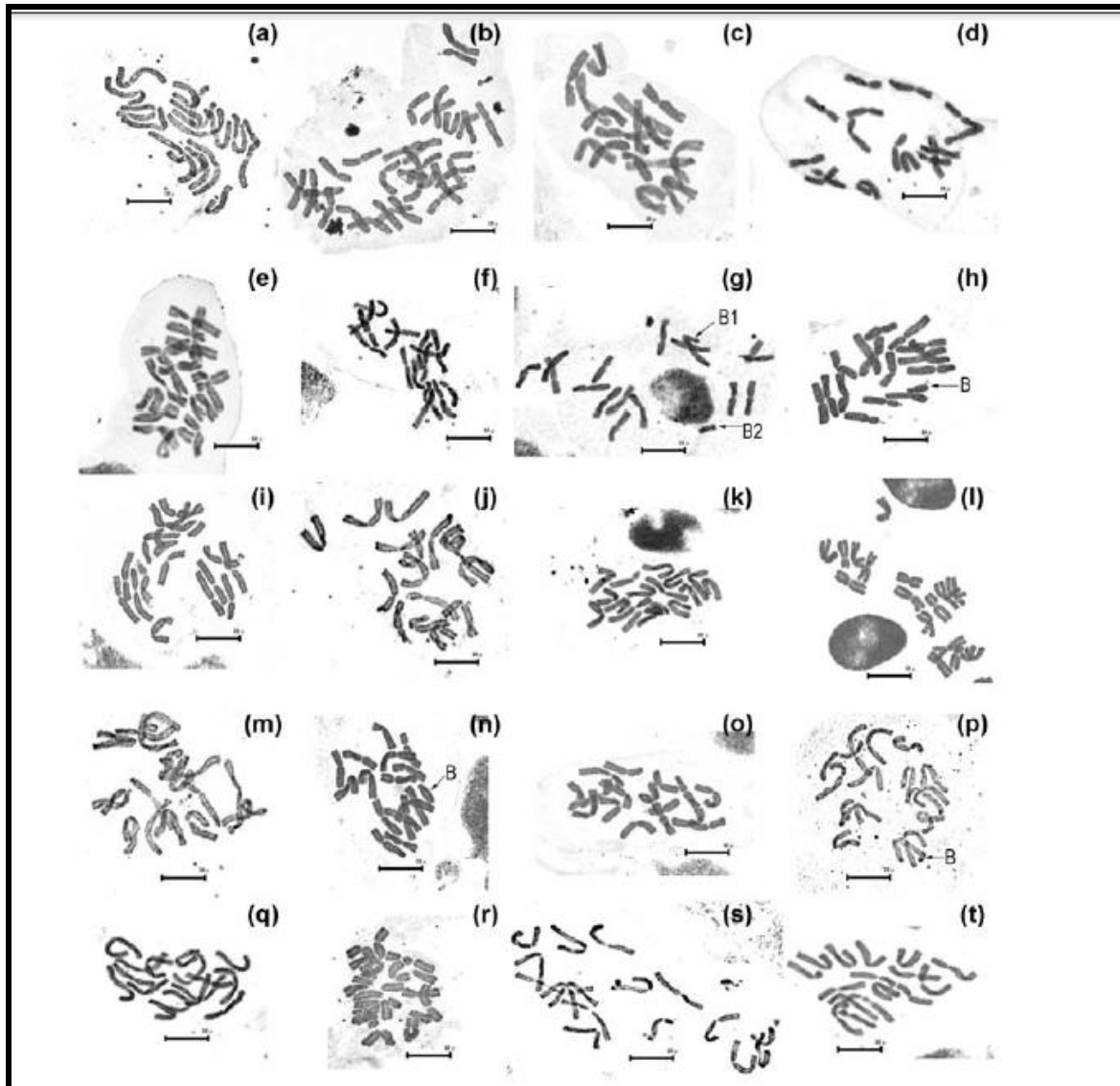


Figure 3 : Microphotographies de métaphases somatiques de quelques espèces du genre *Allium* L. (Genç et al.2013).

(a) *A. nigrum*; (b) *A. cyrilli*; (c) *A. elmaliense*; (d) *A. lycaonicum*; (e) *A. orientale*; (f) *A. asclepiadeum*; (g) *A. nemrutdagense*; (h) *A. colchicifolium*; (i) *A. kharputense*; (j) *A. eginense*; (k) *A. shatakiense*; (l) *A. woronowii*; (m) *A. nabelekii*; (n) *A. cardiostemon* 1; (o) *A. cardiostemon* 2; (p) *A. chrysantherum*; (q) *A. stenopetalum*; (r) *A. karamanoglu*; (s) *A. noëanum*; (t) *A. tubergenii*. (Barre d'échelle: 10 µm).

1.2.1.2.7. Genre *Allium* L. en Algérie

D'après Quézel et Santa (1962), il existe 17 espèces du genre *Allium* en Algérie, celles-ci sont réparties presque sur tous les secteurs biogéographiques, dont deux espèces sont endémiques (*A. trichocnemis* J. Gay et *A. seirotichum* Ducellier et Maire), sept méditerranéennes et huit autres espèces qui sont soit Eurasiatiques, Ibéro-Marocaines, Paléotempérées....etc. (Tab. 2).

Tableau 2 : Espèces du genre *Allium* L. en Algérie, et leurs aires de répartition (Quézel et Santa, 1962). (Pour la délimitation des différents secteurs voir annexe 1).

Espèce	Aire de répartition dans le Monde	Aire de répartition en Algérie	Statut
<i>A. triquetrum</i> L.	Méditerranéen	• Tell, assez rare à l'Ouest. «Tsoum Erraba », «Beçaleddib»	Assez rare
<i>A. chamaemoly</i> L.	Méditerranéen	• Tell. Sous-secteur de l'Atlas Saharien algérois: Djelfa	Très rare
<i>A. cupani</i> Raf.	Est de la Méditerranée	• Tell. • Hauts-Plateaux. • Sahara	Commune
<i>A. trichocnemis</i> J. Gay	Endémique	• Petite Kabylie: Bougie	Très rare
<i>A. seirotichum</i> Ducellier et Maire	Endémique	• Sous-secteur littoral: Braza à Redredj	Très rare
<i>A. subhirsutum</i> L.	Méditerranéen. Ethiopie	• Grande Kabylie: Akfadou.	Commun
<i>A. Moly</i> L.	Méditerranéen	• Sous-secteur de l'Atlas Tellien: Monts de Tlemcen: Hafir	Très rare
<i>A. nigrum</i> L.	Méditerranéen	• Tell	Commun
<i>A. roseum</i> L.	Méditerranéen	• Tell. • Hauts-Plateaux. • Sous-secteur du Hodna. • Secteur du Sahara Septentrional.	Commune
<i>A. flavum</i> L.	Méditerranéen	• Secteur du Tell	Assez commun

		<p>constantinois.</p> <ul style="list-style-type: none"> • Sous-secteur de l'Atlas Tellien. • Sous-secteur littoral : Oran. • Sous-secteur de l'Atlas Tellien. • Sous-secteur des Hauts-Plateaux algérois et oranais. • Sous-secteur de l'Atlas Saharien algérois. 	
<i>A. paniculatum</i> L.	Paléotempéré	<ul style="list-style-type: none"> • Sous-secteur de l'Atlas Tellien: Monts de Tlemcen. • Sous-secteur des Sahels littoraux: Oran. • Sous-secteur de l'Atlas Saharien oranais : AïnSefra. 	Assez commun
<i>A. margaritaceum</i> S. et Sm.	Eurasiatique ; Méditerranéen.	<ul style="list-style-type: none"> • Tell. 	Assez commun
<i>A. vineale</i> L.	<p><i>Europe.</i> <i>Amérique du Nord</i></p>	<ul style="list-style-type: none"> • Secteur du Tell constantinois: Constantine • Sous-secteur de l'Atlas Tellien: Monts de Tlemcen 	Rare
<i>A. sphaerocephalum</i> L.	Paléotempéré	<ul style="list-style-type: none"> • Tell • Sahara. 	Assez commun
<i>A. Pardoii</i> Loscos	Ibéro-Marocain	<ul style="list-style-type: none"> • Sous-secteur des Hauts-Plateaux constantinois: Sétif, • Sous-secteur de l'Atlas Saharien constantinois: Aurès, • Sous-secteur des Hauts-Plateaux algérois et oranais: Bedeau 	Rare
<i>A. ampeloprasum</i> L.	Méditerranéen	<ul style="list-style-type: none"> • Secteur des Hauts-Plateaux • Secteur de l'Atlas Saharien 	Assez commun Rare
<i>A. rotundum</i> L.	Eurasiatique	<ul style="list-style-type: none"> • Sous-secteur des Sahels littoraux : Oran 	/

1.2.1.3. Espèce *Allium trichocnemis* J. Gay

1.2.1.3.1. Habitat et répartition

Allium trichocnemis J. Gay est une espèce très rare endémique à l'Algérie. Elle pousse sur les rochers calcaires littoraux de la petite Kabylie (Béjaïa) (Quézel et Santa, 1962). Elle a été décrite pour la première fois par J. Gay en 1847 (fr.wikipedia.org/wiki/Allium).

Comme toutes les espèces endémiques et très rares, *Allium trichocnemis* est une espèce protégée par la loi en Algérie selon le décret exécutif n° 12-02 du 04 Janvier 2012 du journal officielle fixant la liste des espèces végétales non cultivées protégées.

1.2.1.3.2. Description morphologique d'*Allium trichocnemis*.

Allium trichocnemis J. Gay est une plante à bulbe à tuniques externes fibreuse ; à feuilles semicylindriques (2-3 mm de diamètre), nettement fistuleuses. Involucre à deux spathes. Ombelle multiflore. Plante de 25-60 cm (Quézel et Santa, 1962), avec des poils épais sur les gaines à la base des feuilles. La figure 4 montre un herbier de la plante.

Allium trichocnemis J. Gay est classée dans la même section qu'*A. cupani* par Quézel et Santa (1962). Cette dernière est classée par ailleurs dans le genre *Allium*, sous-genre *Allium*, section des *Brevispatha* Valsecchi. (Friesen *et al.*, 2006).



Figure 4 : Herbar d'*Allium trichocnemis* J. Gay

(Reverchon, juillet 1896 : <http://sonneratphoto.mnhn.fr/2011/01/14/1/P02055039.jpg>).

1.2.1.4. Espèce *Allium cupani* Raf.

1.2.1.4.1. Habitat et répartition

Allium cupani Raf. est une espèce de l'Est de la Méditerranée. Elle pousse dans les broussailles, les pâturages et les forêts. En Algérie, elle est commune dans le Tell, Hauts-Plateaux et le Sahara (Quézel et Santa, 1962).

1.2.1.4.2. Description morphologique et classification d'*Allium cupani*

Allium cupani Raf. est une plante à bulbe dont les tuniques externes se dissocient en fibres qui constituent un manchon s'élevant sur la tige sur plusieurs centimètres (3-6), feuilles filiformes (de moins de 1 mm de diamètre), non fistuleuses. Involucre à spathe unique. Ombelle pauciflore (5-15 fleures). Plante de 15-30 cm (Quézel et Santa, 1962) (Fig. 5).

A. cupani Raf. est classé dans le genre *Allium* L., sous-genre *Allium*, section *Brevispatha* Valsecchi. (Friesen *et al.*, 2006).

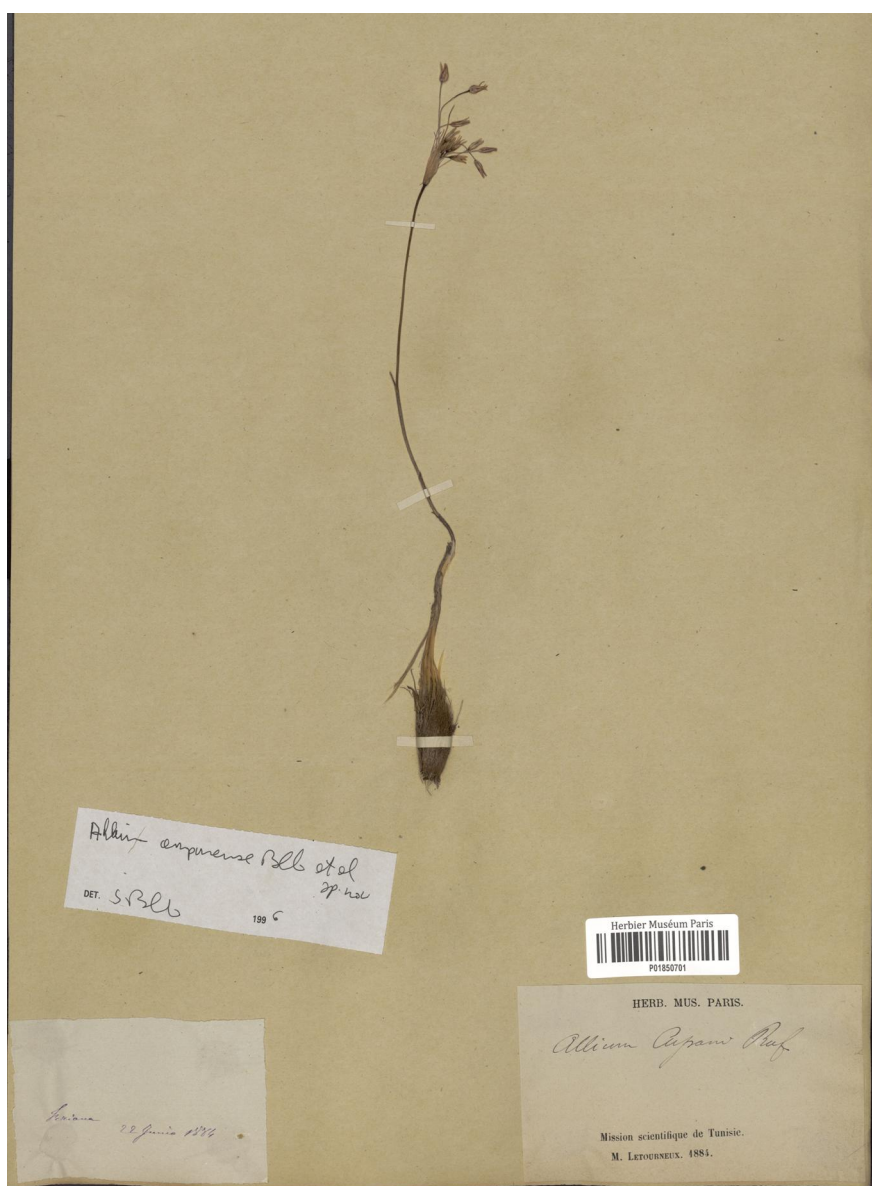


Figure 5 : Herbar d'*Allium cupani* Raf.

(Letourneux, 22 juin 1884: <http://sonneratphoto.mnhn.fr/2011/01/14/4/P01850701.jpg>).

1.2.2. *Erodium battandieranum* Rouy

L'espèce *Erodium battandieranum* Rouy est une géraniacée, appartenant au genre *Erodium* L'Hér. Voici, dans ce qui suit, les principales informations d'ordre taxonomiques que nous trouvées dans la bibliographie sur la famille des Géraniacées, le genre *Erodium* et l'espèce *E. battandieranum*.

1.2.2.1. Famille des Geraniaceae

La famille des 'Geraniaceae' est incluse dans l'ordre des Geraniales avec les familles Francoaceae, Greyiaceae, Ledocarpaceae, Melianthaceae et Vivianiaceae (Soltis *et al.*, 2000 ; APG II, 2003).

Un certain nombre d'études moléculaires et morphologiques ont inclus la famille des Hypseocharitaceae au sein de la famille Geraniaceae (Boesewinkel, 1988; Rama Devi, 1991; Price et Palmer, 1993; APG II, 2003), mais celles-ci sont séparées par certains dispositifs morphologiques tels que la structure du fruit et du carpelle (Slanis et Grau, 2001).

Auparavant, la famille des Geraniaceae était composée de cinq genres : *Erodium*, *Geranium*, *Monsonia*, *Sarcocaulon* et *Pelargonium*, (Takhtajan, 1997), dont "*Géranium*" est le plus grand genre de la famille, comportant environ 420 espèces distribuées partout dans le monde (Yeo 1973 ; Aedo *et al.* 1998, 2002).

En 2002, Aldasoro *et al.* ont séparé un sixième genre de l'*Erodium* en l'appelant "*California*", en se basant sur l'absence des staminodes.

D'après la classification phylogénétique APG III (2009), un septième genre "*Hypseocharis*" est inclus dans cette famille.

1.2.2.1.1. Description morphologique des Geraniaceae

Les espèces de la famille des Géraniaceae sont des plantes annuelles ou vivaces, acaules ou caulescentes, à feuilles opposées ou alternes, stipulées. Inflorescences corymbiformes, pourvues de bractées plus ou moins membraneuses au sommet du pédoncule. Fleurs actinomorphes ou faiblement zygomorphes 5-mères. Etamines 10-15, parfois en partie stériles (les 5 externes chez le genre *Erodium*). Carpelles 5, à 1-2 ovules par loge. Fruits secs se décomposant en 5 coques prolongées en arête plus ou moins temporairement adhérentes à une colonne centrale. Arête glabre ou hirsute intérieurement, droite ou tordue en tire-bouchon (Quézel et Santa 1963).

1.2.2.1.2. Répartition géographique des Geraniaceae

La famille des Geraniaceae est une famille de plantes dicotylédones qui comprend 750 espèces. Elle est cosmopolite, mais le centre majeur de sa diversité est particulièrement en Afrique australe avec 314 espèces, dont 255 espèces appartiennent au genre *Pelargonium*, 34 au genre *Monsonia* et 25 au genre *Geranium*. Avec l'*Erodium*, ces trois genres se produisent également en Méditerranée avec 120 espèces en tout pour les 4 genres (63 espèces pour l'*Erodium*, 54 pour *Geranium*, 2 pour *Monsonia* et seulement 1 espèce pour *Pelargonium*). Le reste des espèces de cette famille se répartissent comme suit : 149 espèces en Amérique du Sud (139 de *Geranium*, 1 de l'*Erodium* et 9 de l'*Hypseocharis*) ; 52 espèces en Amérique du Nord (50 de *Geranium*, 1 de l'*Erodium* et 1 du genre *California*) ; 109 espèces en Asie (105 de *Geranium* et 4 de l'*Erodium*) ; 1 espèce de *Geranium* en Europe ; 15 espèces en Afrique de l'Est (9 de *Geranium*, 2 de *Monsonia* et 4 de *Pelargonium*) et 23 espèces en Australie (11 de *Geranium*, 5 de l'*Erodium* et 7 de *Pelargonium*) (Fiz *et al.*, 2006 ; Fiz *et al.*, 2008).

1.2.2.1.3. Caryologie de la famille des Geraniaceae

La famille des Geraniaceae est bien étudiée du point de vue caryologique, en particulier au niveau du genre *Pelargonium*, dont le nombre de chromosomes de base proposé par Albers et Van der Walt (1984) est $x = 11$, ce qui a été confirmé par Bakker *et al.* (2000). La plupart des autres nombres de base des taxons infragénériques de ce genre sont dérivées de $x = 11$, qui sont 4, 7, 8, 9 et 10 (Albers *et al.*, 1992; Gibby *et al.* 1996), et les autres sont de $x = 17$ et 19 (Weng *et al.*, 2012). De même, les autres genres tels que l'*Erodium*, *Geranium* et *Monsonia* présentent un nombre chromosomique de base dominant et plusieurs nombres de base dérivés (Albers, 1990) :

- *Erodium*: 8, 9, **10** (Guittonneau, 1990);
- *Geranium*: 9, 10, 11, 13, **14** (Van Loon, 1984 a, b);
- *Monsonia*: 8, 9, 10, **11**, 12 (Albers, 1990).

Chez les Geraniaceae, certaines espèces montrent un niveau élevé de ploïde comme le dodécaploïde *Erodium tocranum* ($2n = 12x = 120$), le décaploïde *Pelargonium schizopetalum* ($2n = 10x = c. 108$), les deux octoploïdes *Geranium canariense* et *G. rubescens* ($2n = 8x = 128$) et l'hexaploïde *Monsonia ignorata* ($2n = 6x = 60$) (Albers et Van der Walt, 2007).

1.2.2.2. Genre *Erodium* L'Hér.

Le genre *Erodium* regroupe diverses plantes de la famille des Geraniaceae, ses espèces sont des plantes annuelles, vivaces et xérophytes. Auparavant Carl von Linné a regroupé les trois genres *Geranium*, *Erodium* et *Pelargonium* dans le genre *Geranium*. La distinction entre eux a été faite par Charles Louis L'Héritier (1789), en se basant sur le nombre des étamines (fertiles). Chaque genre possède dix étamines, mais certaines (appelées staminodes) sont réduites à des filets sans anthères (5 pour *Erodium*, 7 pour *Pelargonium* et 10 pour *Geranium*).

1.2.2.2.1. Description morphologique du genre *Erodium* L'Hér.

Les espèces du genre *Erodium* sont des plantes vivaces ou annuelles, à feuilles entières lobées ou pinnatiséquées très variables. 5 Etamines fertiles et 5 staminodes. 10 Carpelles (dont les 5 externes sont fertiles et les 5 internes sont stériles) munis sous l'arête de 2 fovéoles symétriques, soulignées ou non par 1-2 replis. Arête du fruit se roulant en tire-bouchon (Quézel et Santa 1963 ; Guittonneau, 1972).

Genre de détermination délicate, étant donné le polymorphisme des espèces de valeur souvent discutable (Quézel et Santa 1963).

1.2.2.2.2. Distribution géographique du genre *Erodium* L'Hér.

Le genre *Erodium*, inclut environ 74 espèces distribuées dans tous les continents, à l'exception de l'Antarctique (Fiz *et al.*, 2006). Il montre sa plus grande diversité dans le secteur méditerranéen avec 63 espèces (Guittonneau, 1972 ; EL Oqlah, 1989 ; Aldasoro *et al.*, 2000 ; Fiz *et al.*, 2006). Tandis que les autres régions abritent seulement quelques espèces indigènes: Amérique du Nord (1 espèce), Amérique du Sud (1 espèce), Australie (5 espèces) et Asie (4 espèces) (Fiz *et al.*, 2006).

Les espèces du genre *Erodium* poussent dans les endroits montagneux et perturbés, dont 32,87% sont annuelles et autogames (Fiz *et al.*, 2008).

1.2.2.2.3. Subdivision du genre *Erodium* L'Hér.

En se basant sur la taille et la forme du fruit, le genre *Erodium* est subdivisé en deux sous-genres : "*Plumosa*" à fruit anémochore et "*Barbata*" à fruit zoochore, dont le second comprend quatre sections: *Malacoidea*, *Pelargoniflora*, *Absinthioidea* et *Cicutaria* (El-Oqlah

1989). Cette classification a été adoptée par Guittonneau (1972), sauf qu'il n'a pas reconnu la section *Pelargoniflora*.

Les espèces affines sont regroupées en "sous-sections" ou en "séries" correspondant alors aux grandes espèces facilement discernables.

1.2.2.2.4. Systématique du genre *Erodium* L'Hér.

La situation botanique du genre *Erodium* est représentée dans le tableau 3 ci-dessous.

Tableau 3 : Situation botanique du genre *Erodium* (<http://fr.wikipedia.org/wiki/Erodium>).

Règne	Plantae
Sous-règne	Tracheobionta
Division	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Sous-classe	Rosidae
Ordre	Geraniales
Famille	Geraniaceae
Genre	<i>Erodium</i> L'Hér.

1.2.2.2.5. Caryologie du genre *Erodium* L'Hér.

Trois nombres chromosomiques de base sont pris en compte pour le genre *Erodium* : $x = 8$, $x = 9$ et $x = 10$. La plupart des espèces de ce genre (55 espèces) partagent un nombre chromosomique de base de $x = 10$. Huit à dix autres espèces pourraient avoir un nombre de base de $x = 9$, et une espèce (*E. stephanianum*) présente un nombre de base de $x = 8$ (Fiz *et al.*, 2006).

Des niveaux de ploïdie multiples se sont produits au sein du ce genre, allant de $2x$ jusqu'à $12x$, à l'exemple d'*E. munbyanum*, *E. battandieranum*, *E. hymenodes* qui sont des espèces diploïdes ($2n = 2x = 20$ avec $x = 10$) ; *E. daucoïdes* présentant plusieurs cytotypes (diploïde avec $2n = 2x = 20$; tétraploïde avec $2n = 4x = 40$ et hexaploïde avec $2n = 6x = 60$; avec $x = 10$), *E. gruinum* ($2n = 4x = 36$ avec $x = 9$), *E. stephanianum* ($2n = 2x = 16$ avec $x = 8$), *E. cazorlanum* octaploïde ($2n = 8x = 80$ avec $x = 10$), *E. tocranum* dodécaploïde

($2n = 12x = 120$). La plupart des espèces du genre *Erodium* ont le cytotype diploïde. Parmi les taxons du bassin méditerranéen occidental il ya 46 espèces diploïdes avec une nette dominance de nombre de base $x = 10$ (Fiz *et al.*, 2006 ; Annexe 3).

1.2.2.2.6. Genre *Erodium* L'Hér. en Algérie

Quézel et Santa (1963), dénombrent 26 espèces du genre *Erodium* en Algérie, dont huit espèces sont endémiques (sept endémiques à l'Algérie, et une à l'Afrique du nord) et les autres sont soit méditerranéennes, ibéro-marocaines, ou nord-africaines. Ce genre est réparti presque sur tous les secteurs biogéographiques de l'Algérie (Tab. 4).

Tableau 4 : Espèces du genre *Erodium* L'Hér. en Algérie, et leurs aires de répartition (Quézel et Santa, 1963). (pour la délimitation des différents secteurs voir annexe 1).

Espèce	Aire de répartition générale	Aire de répartition en Algérie	Statut
<i>E. montanum</i> Coss. et Dur.	Endémique	<ul style="list-style-type: none"> • Secteur de l'Atlas Saharien: Aurès. • Secteur du Tell constantinois. Monts du Hodna • Djurdjura 	Rare
<i>E. Battandieranum</i> Rouy = <i>E. baboranum</i> Rouy	Endémique	<ul style="list-style-type: none"> • Petite Kabylie 	Rare
<i>E. hymenodes</i> L'Hér.= <i>G. geifolium</i> Desf.	Endémique	<ul style="list-style-type: none"> • Sous-secteur de l'Atlas Tellien. • Sous-secteur littoral. • Secteur du Tell constantinois. 	Assez commun
		<ul style="list-style-type: none"> • Monts de Djelfa. 	Très rare
<i>E. cheilanthifolium</i> Boiss.	Ibéro-Marocain	<ul style="list-style-type: none"> • Sous-secteur des Hauts-Plateaux algérois et oranais; • Sous-secteur de l'Atlas Saharien constantinois. 	Très rare

		<ul style="list-style-type: none"> • Grande Kabylie; Lalla Khedidja. 	Rare
<i>E. Choulettianum</i> Coss.	Endémique	<ul style="list-style-type: none"> • Secteur du Tell constantinois. 	Très rare
<i>E. tordylioides</i> Desf.	Algéro-Marocain	<ul style="list-style-type: none"> • Sous-secteur de l'Atlas Tellien : Monts de Tlemcen, 	Rare
<i>E. asplenioides</i> Desf.	Ibéro-Marocain	<ul style="list-style-type: none"> • Secteur du Tell constantinois. 	Très rare
<i>E. hirtum</i> Desf.	Est Nord-Africain	<ul style="list-style-type: none"> • Sous-secteur des Hauts-Plateaux constantinois. • Sous-secteur de l'Atlas Saharien constantinois. • Sous-secteur oriental du Sahara Septentrional. 	Rare
<i>E. glaucophyllum</i> L'Hér.	Est Méditerranéen	<ul style="list-style-type: none"> • Secteur des Hauts-Plateaux • Secteur de l'Atlas Saharien • Secteur du Sahara Septentrional. 	Commun
<i>E. bryoniaefolium</i> Boiss.	Est Saharo – Sindien	<ul style="list-style-type: none"> • Secteur du Sahara Central : Tassili n'ajjer 	Très rare
<i>E. guttatum</i> (Desf.) Willd.	Saharo-Méditerranéen	<ul style="list-style-type: none"> • Sous des Hauts-Plateaux • Secteur de l'Atlas Saharien • Secteur du Sahara Septentrional. 	Commun
<i>E. ciconium</i> Willd.	Méditerranéen	<ul style="list-style-type: none"> • Oranie, et rare ailleurs 	Commun
<i>E. Botrys</i> (Cav.) Bertol.	Méditerranéen	<ul style="list-style-type: none"> • Tell, et rare ailleurs 	Commun
<i>E. Meynieri</i> Maire	Endémique Saharien	<ul style="list-style-type: none"> • Secteur du Sahara Central, en montagne 	Rare
<i>E. moschatum</i> (Burm.) L'Her.	Méditerranéen	<ul style="list-style-type: none"> • Toute l'Algérie. 	Très commun

<i>E. bipinnatum</i> Willd.	Méditerranéen	• Tell, dans les régions montagneuses	commun
<i>E. aethiopicum</i> (Lamk).	/	• Sous-secteur littoral. • Numidie (de Philippeville à la frontière tunisienne). • Secteur du Tell constantinois.	Rare
<i>E. praecox</i> (Cav.) Willd.	/	• Sous-secteur de l'Atlas Tellien. • Sous-secteur des Hauts-Plateaux algérois et oranais. • Sous-secteur des Hauts-Plateaux constantinois. • Sous-secteur de l'Atlas Saharien oranais. • Sous-secteur de l'Atlas Saharien algérois.	Rare
<i>E. cicutarium</i> L'Hér.	Endémique	• Toute l'Algérie. • Sahara.	Commun Rare
<i>E. pachyrhizum</i> Coss.	Endémique	• Tell littoral.	Rare
<i>E. malachoides</i> (L.) Willd.	Méditerranéen	• Toute l'Algérie.	Très commun
<i>E. chium</i> (Burm.) Willd.	Méditerranéen	• Tell.	Très commun
<i>E. alnifolium</i> Guss.	Méditerranéen	• Sous-secteur littoral. • Sous-secteur de l'Atlas Tellien • Secteur Kabyle et Numidien.	Commun
<i>E. triangulare</i> (Forsk.) Musch.	Méditerranéen	• Toute l'Algérie.	Commun
<i>E. gruinum</i> Willd. <i>E. crenatum</i> Pomel	Algérie-Maroc	• Sous-secteur de l'Atlas Tellien. • Sous-secteur des Hauts-Plateaux algérois et	Assez commun

		<p>oranais.</p> <ul style="list-style-type: none"> • Sous-secteur des Hauts-Plateaux constantinois. 	
<i>E. Muobyanum</i> Boiss.	Endémique Nord-Africain	<ul style="list-style-type: none"> • Sous-secteur des Sahels littoraux • Sous-secteur littoral. • Secteur Kabyle et Numidien. 	Assez commun

1.2.2.3. Espèce *Erodium battandieranum* Rouy.

1.2.2.3.1. Habitat et répartition

Erodium battandieranum Rouy (= *Erodium baboranum* Rouy) est une espèce rare endémique à l'Algérie, elle pousse sur les rochers verticaux de la petite Kabylie (Quézel et Santa, 1963). Elle a été décrite pour la première fois par Rouy en 1897 (<http://www.ville-ge.ch/musinfo/bd/cjb/africa/details.php?langue=fr&id=143557>).

1.2.2.3.2. Description morphologique et classification d'*E. battandieranum*

E. battandieranum est une plante totalement acaule, à fleurs entièrement roses pâles, pédoncules et pédicelles à pilosité très courte et apprimée ; feuilles entières ou divisées en 3 lobes sur le 1/3 de la largeur du limbe (Quézel et Santa, 1963) (Fig.6).

E. battandieranum est classé dans le genre *Erodium* L'Hér. , le sous-genre *Barbata* (Boiss.) Guitt., Section *Malacoïdea* Willk. et Lange, sous-section *Malacoïdea* Brumh., série de *E. asplenoïdes* (Guittonneau, 1972).



Figure 6: Herbarium d'*Erodium battandieranum* Rouy.

(Herbier Muséum Paris, 14 mai 1935 : <http://sonneratphoto.mnhn.fr/2012/09/17/10/P05127272.jpg>)

1.2.2.4. Espèce *Erodium hymenodes* L'Hér.

L'espèce "*Erodium hymenodes* L'Hér." est la même espèce que "*Erodium geifolium* Desf." (Quézel et Santa, 1963), et d'après Guittoneau, celle-ci est aussi le synonyme de "*Erodium trifolium* Cav."

1.2.2.4.1. Habitat et répartition

Erodium hymenodes L'Hér. est endémique à l'Algérie. Elle pousse sur les rochers verticaux, elle est assez commune dans le secteur du Tell constantinois et les sous-secteurs de

l'Atlas Tellien et Littoral ; elle est très rare dans l'intérieur de l'Algérie, elle peut être observée dans les Monts de Djelfa (Quézel et Santa, 1963).

1.2.2.4.2. Description morphologique et classification d'*E. hymenodes*

Erodium hymenodes L'Hér. (*E. trifolium* (Cav.) Guitt.) est une plante caulescente à feuilles 3-lobées à 3-séquées ; stipules finement ciliées et hirsutes ; pétales non-recouvrants ; sépales de 0,5 mm ; 6 à 7 méricarpes à rostrés de 25 à 30 mm) (Fig. 7). La variété *trifolium* Cav. est à pétales blanc-rosés, et var. *montanum* (Coss. et Dur.) Guitt. à pétales blanc-rosés à nervures pourpres (Guittonneau, 1972).

E. hymenodes est classé dans le genre *Erodium* L'Hér. , le sous-genre *Barbata* (Boiss.) Guitt., Section *Malacoïdea* Willk. et Lange, sous-section *Malacoïdea* Brumh., série de *E. trifolium* (Guittonneau, 1972).

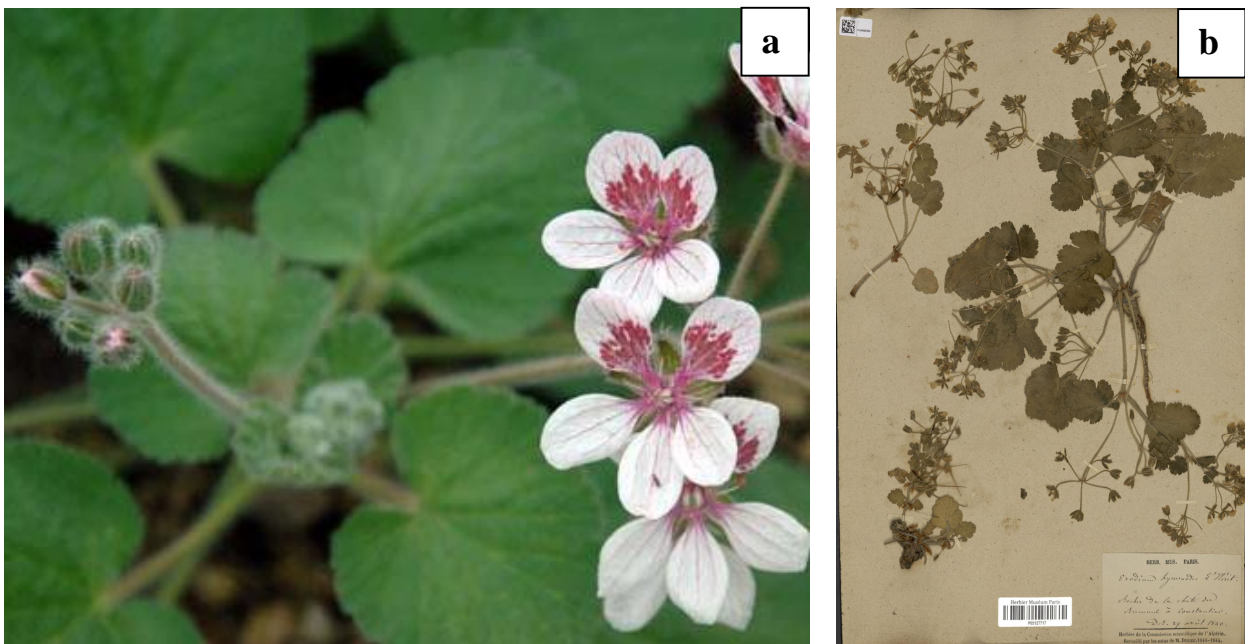


Figure 7: *Erodium hymenodes* L'Her.

(a) Photo d'*Erodium hymenodes* L'Hér.

(http://golatofski.de/Pflanzenreich/gattung/e_bilder/erodium%20hymenodes.jpg),

(b): Herbier d'*Erodium hymenodes* L'Hér. (Durieu 29 avril 1840:

<http://sonneratphoto.mnhn.fr/2012/09/17/11/P05127717.jpg>).

1.2.2.3. *Lysimachia cousiniana* Coss. et DR.

Lysimachia cousiniana Coss. et DR. est une espèce appartenant à la famille des Primulaceae, genre *Lysimachia* (APG III, 2009).

1.2.3.1. Famille des Primulaceae

Les Primulacées sont une famille de plantes dicotylédones, comprenant environ 1000 espèces réparties en 22 genres (Pax et Knuth, 1905), dont le plus grand genre est *Primula* avec 425 (Mast *et al.*, 2001) espèces suivie par le genre *Lysimachia* avec environ 191 espèces (Cronquist, 1981).

Ensemble avec les Myrsinaceae et les Theophrastaceae, les Primulaceae constituent l'ordre des Primulales, actuellement ces trois familles font partie de l'ordre des "Ericales" (APG I, 1998 ; APG II, 2003 ; APG III, 2009).

Les Primulaceae et les Myrsinaceae se distinguent par leur forme de vie (principalement herbacée pour la première et ligneuse pour la deuxième) et la morphologie des fruits (capsulaires et drupacés respectivement). Dernièrement, selon des études phylogénétiques basées sur des données moléculaires, faites par Anderberg *et al.* (1998) ; Källersjö *et al.* (2000) et Mast *et al.* (2001), la famille des Myrsinaceae (sauf le genre *Maesa*) est imbriquée dans la famille des Primulaceae, mais les contours de cette dernière sont encore en discussion, en particulier ses liens avec la famille voisine des Myrsinaceae.

1.2.3.1.1. Description morphologique des Primulaceae

Les espèces de la famille des Primulaceae sont en général des plantes herbacées à fleurs solitaires scapiformes ou en grappes, actinomorphes, rarement zygomorphes, (4)5-mères. (4)5 Etamines épipétales ; ovaire supère à 5 carpelles, uniloculaire à graines nombreuses ; et fruit capsulaire (Quézel et Santa 1963).

1.2.3.1.2. Répartition géographique des Primulaceae

La famille des Primulaceae regroupe des plantes herbacées, le plus souvent pérennes, des régions froides à tropicales. Cette famille est particulièrement présente dans les régions tempérées de l'Hémisphère Nord. Alors que les tropiques abritent seulement quelques genres, comme *Ardisiandra* (Afrique tropicale), *Stimpsonia* (Asie), *Pelletiera* (Amérique du Sud).

1.2.3.1.3. Caryologie du la famille des Primulaceae

La famille des Primulaceae est peu étudiée de point de vue caryologique, et aucune étude de synthèse n'a été faite sur la caryologie de cette famille. Mais des nombres chromosomiques de base ont été rapportés pour quelques genres et quelques sections, à l'exemple du genre *Primula* où $x = 8, 9, 10, 11$ et 13 , dont la section Eufarinosae avec $x = 10$ ou 11 , la section Auriculatae et la section Oreophlomis (subsection Roseae) avec $x = 11$. Dans le genre *Lysimachia*, les nombres de base sont probablement de $x = 7, 9, 10$ et 12 , et dans le genre *Samolus* le nombre de base est susceptible d'être $x = 12$ et 13 (Annexe 4).

Le niveau de ploïdie chez diverses espèces est très variable, allant de diploïde par exemple *Anagallis arvensis* et *Anagallis lanuginosa* (toutes deux à $2n = 2x = 20$ avec $x = 10$), à divers autres niveaux de ploïdie, comme *P. involucrata* et *P. algida* ($2n = 4x = 44$, $x = 11$), *P. denticulata* ($2n = 4x = 52$, $x = 13$), *P. capitellata* ($2n = 6x = 72$, $x = 12$) (Annexe 4).

1.2.3.2. Genre *Lysimachia* L.

Avec environ 191 espèces de plantes vivaces et annuelles, le genre *Lysimachia* L. est l'un des plus grands genres traditionnellement inclus dans la famille des Primulaceae (Cronquist, 1981 ; Hao *et al.*, 2004) ; il comprend la plus grande partie de la tribu des Lysimachieae.

1.2.3.2.1. Description morphologique du genre *Lysimachia* L.

Les espèces du genre *Lysimachia* sont des plantes glabres ou pubescentes, souvent avec des glandes internes ; feuilles alternes, opposées, ou verticillées ; fleurs solitaires à l'aisselle d'une bractée sublancéolée ; corolle blanche ou jaune, rarement rose, homomorphe, rarement hétéromorphe, à lobes crispés dans le bourgeon ; fruit en capsule subglobuleuse (Chi-ming et Kelso, 1996).

1.2.3.2.2. Répartition géographique du genre *Lysimachia* L.

La majorité des espèces du genre *Lysimachia* se produisent dans les régions tempérées et subtropicales de l'hémisphère Nord. Elles atteignent les tropiques en Asie du sud-est, l'Amérique du Sud et l'Afrique. Le genre dans son ensemble est presque cosmopolite, et sa plus grande diversité apparaît dans le sud de la Chine, où plusieurs sous-genres et sections sont concentrés (Hu et Kelso, 1996).

1.2.3.2.3. Systématique du genre *Lysimachia* L.

Dernièrement, des études moléculaires et morphologiques ont abouti à la réévaluation des classifications existantes et la redélimitation des familles des Primulales, et soutiennent le transfert de la tribu des Lysimachieae dans la famille des Myrsinaceae (Anderberg et Stahl, 1995; Anderberg *et al.*, 1998, 2002 ; Källersjö *et al.*, 2000 ; APG II, 2003). Mais actuellement, d'après la classification phylogénétique APG III (2009), le genre *Lysimachia* est inclus dans la famille des Primulaceae.

Tableau 5 : Situation botanique du genre *Lysimachia* (<http://fr.wikipedia.org/wiki/Primulaceae>).

Règne	Plantae
Sous-règne	Tracheobionta
Division	Magnoliophyta
Classe	Magnoliopsida
Sous-classe	Dilleniidae
Ordre	Ericales
Famille	Primulaceae.
Genre	<i>Lysimachia</i> L.

1.2.3.2.4. Caryologie du genre *Lysimachia* L.

D'après les dénombrements chromosomiques qui ont été effectués pour plusieurs espèces du genre *Lysimachia*, les nombres chromosomiques de base sont probablement $x = 7, 9, 10, 12$ et 17 , à l'exemple de : *L. davurica* ($2n = 42$), *L. mauritania* ($2n = 18$ et 20), *L. nemorum* ($2n = 48$), *L. punctata* et *L. verticillaris* ont un nombre de chromosome $2n = 30$ (McCallister, 1999). Une étude biosystématique de *Lysimachia* section Seleucia a rapporté un même nombre chromosomique de $2n = 34$ ($x = 17$) pour un ensemble de sept espèces (*L. ciliata*, *L. lanceolata*, *L. hybrida*, *L. radicans*, *L. quadriflora*, *L. graminea*, et *L. tonsa*) (Coffey et Jones, 1980). De plus, Cooperrider et Brockett, (1976) rapportent que certaines autres espèces du genre *Lysimachia* comme, *L. producta*, et *L. terrestris* sont tétraploïdes ($2n = 4x = 84$) avec un nombre de base $x = 21$.

Quelques populations de *L. tonsa* sont hexaploïdes ($2n = 6x = 102$) (Coffey et Jones, 1980), ainsi que l'espèce *L. vulgaris* présente des nombres chromosomiques de $2n = 42, 56$, ou 84 (Ferguson, 1972). Tout cela indique donc que la polyploïde très répandue dans le genre *Lysimachia*.

L'aneuploïdie aussi est présente dans le genre *Lysimachia* à l'exemple de *L. ciliata* ($2n = 34, 92, 96, 100, 108, 112$) (Coffey et Jones, 1980) et *L. mauritiana* ($2n = 16, 17, 18, 19$ et 20) (Kono *et al.* 2012) qui montrent une hétérogénéité caryotypique remarquable.

1.2.3.2.5. Genre *Lysimachia* L. en Algérie

Quézel et Santa (1963) signalent seulement deux espèces pour genre *Lysimachia* en l'Algérie. La première est *Lysimachia cousiniana* Coss. et DR., espèce endémique au nord de l'Algérie, assez commune dans la petite Kabylie et très rare dans la grande Kabylie et Numidie. La deuxième espèce est *Lysimachia vulgaris* L. présente dans le Sous-secteur littoral (Tab. 5).

Tableau 6 : Espèces du genre *Lysimachia* L. en Algérie, et leurs aires de répartition (Quézel et Santa, 1963) (pour la délimitation des différents secteurs voir annexe 1).

Espèce	Aire de répartition générale	Aire de répartition en Algérie	Statut
<i>L. cousiniana</i> Coss. et DR.	Endémique	• Petite Kabylie	Assez commun
		• Grande Kabylie • Numidie	Très rare
<i>L. vulgaris</i> L.	Eurasiatique	• Sous-secteur littoral : Mitidja	Très rare

1.2.3.3. Espèce de *Lysimachia cousiniana*

1.2.3.3.1. Habitat et répartition

Lysimachia cousiniana Coss. et DR. est une espèce endémique au Nord de l'Algérie, et pousse dans les forêts humides. Elle est assez commune dans la petite Kabylie et très rare dans la grande Kabylie et la Numidie.

1.2.3.3.2. Description morphologique de *L. cousiniana*

L'espèce *Lysimachia cousiniana* est une plante plus ou moins prostrée rampante, à fleurs isolées à l'aisselle des feuilles, longuement pédonculées. Feuilles ovales (1-3 x 1-2 cm) opposées (Quézel et Santa, 1963) (Fig. 8).



Figure 8 : Herbar de *Lysimachia cousiniana* Coss. et DR

(Herbier Muséum Paris, 2 janvier 1899 : <http://sonneratphoto.mnhn.fr/2012/04/19/10/P04493424.jpg>)

MATERIEL

ET

METHODES

2/ MATERIEL ET METHODES

2.1. Matériel végétal

2.1.1. Zone d'échantillonnage

D'après Quézel et Santa (1962 et 1963), les espèces *Erodium battandieranum* Rouy, *Allium trichocnemis* J. Gay et *Lysimachia. cousiniana* Coss. et DR. sont toutes trois présentes dans le secteur de la petite Kabylie. Nous les avons recherchées dans la Vallée de la Soummam et le Golfe de Béjaïa.

Le matériel végétal utilisé dans cette présente étude provient de différentes localités du Mont de Gouraya de Béjaïa pour *E. battandieranum* et *A. trichocnemis* et les Collines d'Amik n'tafeth pour *L. cousiniana*.

2.1.2. Identification des taxons

L'identification des spécimens récoltés a été faite sur la base de la Flore Quézel et Santa (1962-1963), Flora atlantica de Desfontaines (1798-1799), Flore de Battandier (1888-1890, 1910, 1919), Flore de Maire (volume XII, 1965 ; volume XIII, 1967 ; volume XIV, 1977).

2.1.3. Matériel végétal utilisé

Le matériel utilisé pour les mitoses est essentiellement constitué de graines récoltées le 23 mai 2012 pour *E. battandieranum*, 05 juillet 2012 pour *Allium trichocnemis* et le 02 juillet 2011 pour *Lysimachia cousiniana*.

Des méristèmes racinaires provenant de plantules récoltées sur le terrain et transplantées dans des pots au laboratoire ont aussi été utilisés pour l'observation des mitoses. Les dates de récolte de ces plantules sont 20 mars 2013 pour *E. battandieranum* et *Allium trichocnemis* et le 10 avril 2013 pour *Lysimachia cousiniana*. Des boutons floraux prétraités in situ ont aussi été utilisés pour l'étude des mitoses.

Pour l'étude des méioses, nous avons utilisé des anthères de jeunes boutons floraux fixés in situ. Les dates d'échantillonnage des boutons floraux sont le 20 mars et 3 avril 2013 pour *E. battandieranum*, 19 mai 2013 pour *Allium trichocnemis* et le 10 avril 2013 pour *Lysimachia cousiniana*.

2.1.3.1. Germination des graines

Pour la germination des graines, nous avons suivi le protocole de l'INRA rédigé par Huteau (2008), qui a pour objectif la synchronisation des divisions cellulaires dans les méristèmes racinaires. Ce formulaire consiste à traiter les graines dans l'eau de javel à 5% afin de lever la dormance (une seule goutte sur un papier buvard humidifié dans une boîte de Pétri) et les mettre à prégermer à 4°C pendant 48h. Puis incuber à 22°C dans une étuve, à l'obscurité pendant 24h à 48h. Par ce procédé, nous n'avons observé aucune germination pour aucune des trois espèces concernées dans ce travail. Les graines ont été gardées dans ces conditions sur une période dépassant un mois, mais le résultat est toujours le même. Alors nous avons tenté un autre protocole sur 4 lots de graines (4 boîtes de Pétri):

- **Boîte 1:** Mise à germination sur papier filtre dans l'étuve à 40°C pendant trois jours puis ajout de quelques gouttes d'eau et les laisser à température ambiante.
- **Boîte 2:** Mise à germination sur papier filtre humidifié dans le réfrigérateur à 4°C pendant trois jours puis passage à température ambiante.
- **Boîte 3:** Mise à germination des graines sur papier filtre humidifié dans le réfrigérateur pendant trois jours puis passage à l'étuve à 40°C pendant trois jours, puis ajout de quelques gouttes d'eau et séjour à température ambiante.
- **Boîte 4:** Les graines sont mises à germer à l'obscurité dans des boîtes de Pétri tapissées de papier filtre humidifié à température ambiante.

Nous avons obtenu les résultats suivants :

Il y a eu germination de quelques graines d'*E. battandieranum* selon le quatrième procédé (Boîte 4). Ces quelques germinations ont été repiquées directement dans du terreau le 05.12.2013 et 07.01.2013 et gardées à une température ambiante allant de 7-18 °C. Après 10 à 15 jours, les plantules issues de ces germinations ont produit des racines dont nous avons utilisé les apex à l'observation des mitoses.

Par contre les graines des deux autres espèces n'ont germé dans aucune des boîtes. Nous avons émis deux hypothèses : soit elles ne sont pas mures ou bien leurs téguments sont durs. Afin de vérifier cela, nous avons mis les graines dans de l'acide sulfurique concentré pendant 30mn pour l'*A. trichocnemis*, et 1h 30mn pour *L. cousiniana*, dans le but de corroder les téguments. Après lavage à de l'eau distillée (8 lavages au minimum), nous avons mis ces graines dans de l'eau distillée pour une durée de 48h, puis sur du papier buvard humidifié

dans des boîtes de Pétri à température ambiante le 12.02.2013. Deux jours après, il y a eu germination de graines de *L. cousiniana*, par contre celles d'*A. trichocnemis* n'ont pas du tout germé. Le 05.04.2013, nous avons refait le même protocole sur les graines de *L. cousiniana*, mais nous n'avons pas eu le même résultat.

2.1.3.2. Mise en culture des plantules

Les plantules récoltées sur le terrain ont été repiquées dans des pots contenant un sol issu de l'habitat d'origine des plantules mélangé à un sol récupéré du Campus de Targa Ouzemmour près du bloc 9. Ces pots sont ensuite placés à l'intérieur du laboratoire bien exposés à la lumière et arrosés régulièrement à l'eau de robinet. Pour accélérer l'apparition des racines en stimulant la croissance et l'activité du système racinaire, nous les avons arrosées avec une solution d'un bio-stimulant à base d'acides aminés, appelé «Terra-sorb 4 macro racinaire» (Annexe 5). Nous avons aussi ajouté à ces cultures des vitamines de croissance dont le nom commercial est Fertigofofol (Annexe 6).

2.1.3.3. Récolte des inflorescences

La récolte de boutons floraux a été faite par journées ensoleillées et conditions de température et d'humidité optimales. La période d'apparition des inflorescences varie d'une espèce à une autre :

- *E. battandieranum* : Floraison à partir du mois de mars. Les boutons floraux utilisés ont été récoltés le 4 mars et le 3 avril 2013.
- *L. cousiniana* fleurit au mois d'avril, et nos récoltes ont été faites le 10.04.2013 à Takarouyih n'Bouha, Amtik n'Tafeth.
- *A. trichocnemis* fleurit au mois de mai, et nos récoltes ont été faites le 6, 8, 20 et 29 mai 2013 au niveau des plantes du laboratoire, et le 19 mai 2013 à Gouraya.

Nous avons récolté les boutons floraux les plus jeunes pour l'analyse des mitoses, et nous avons bloqué les divisions en plaçant ces boutons dans un tube contenant une solution aqueuse saturée d' α -bromonaphtalène pendant 24h à 4°C, ensuite ils ont été fixés à l'éthanol-acide acétique (3:1). Un deuxième lot des jeunes boutons floraux récoltés a été réservé pour l'analyse des méioses, et ceux-ci sont passés immédiatement après la récolte dans des tubes à essais contenant la solution de fixateur carnoy II à base d'éthanol, chloroforme et d'acide acétique (6:3:1).

2.2. Analyse des mitoses et des méioses

2.2.1. Analyse des mitoses

Les mitoses ont été recherchées sur des cellules somatiques des anthères, et aussi sur des méristèmes racinaires de plantules obtenues par la germination des graines, et celles qui sont transplantées au laboratoire.

2.2.1.1. Préparation des solutions

a. Fixateur

Le fixateur utilisé est un mélange d'éthanol et d'acide acétique glacial (3:1). Ce fixateur détruit toute vie cellulaire et permet de bloquer toute évolution des divisions cellulaires tout en conservant l'intégrité structurale des chromosomes et d'améliorer l'absorption des colorants (Löve et Löve, 1975 ; Jahier *et al.*, 1992).

b. Colorant

Nous avons utilisé deux colorants : le premier est à base d'orcéine lactopropionique préparé selon Dyer (1963) modifié selon Löve et Löve (1975) et qui est préparé comme suit : Dans un grand erlenmeyer de 250 ml, dissoudre 2 g d'orcéine dans 23 ml d'acide propionique et 23 ml d'acide lactique, ensuite ajuster le volume à 100 ml avec de l'eau distillée, bien agiter la solution puis filtrer.

Le deuxième colorant est le carmin acétique. Pour préparer cette solution, nous avons adopté le protocole suivant : porter un litre d'eau acétique à ébullition dans un erlenmeyer, puis verser le carmin (10 g) et faire mijoter la solution pendant 5 mn. Laisser décanter jusqu'au refroidissement et enfin filtrer la solution obtenue (Jahier *et al.*, 1992).

Les deux colorants ainsi obtenus se conservent longtemps dans un flacon en verre fumé.

2.2.1.2. Etapes de l'analyse de la mitose

a. Prétraitement

Nous avons placé le matériel végétal frais (boutons floraux ou apex racinaires de 1-2 cm) dans des tubes contenant la solution aqueuse saturée d' α -bromonaphtalène afin de bloquer les cellules en métaphase. Ce traitement s'effectue en mettant les tubes dans le réfrigérateur à 4°C pendant 24h.

b. Fixation

Après prétraitement, les racines prélevées et les boutons floraux sont transférés dans des tubes à essai contenant le fixateur à base d'éthanol-acide acétique (3:1) pour une durée d'une heure à deux heures minimum.

c. Hydrolyse à HCl

Les pointes des racines sont ensuite transférées dans une solution d'HCl (1N) et mises au bain marie à 60 °C pendant 5 à 10 mn.

Les anthères de chaque bouton floral sont mises sur une lame avec une goutte d'HCL (1N), dans un bain marie à 60 °C pendant 3 mn.

Cette étape a pour but de ramollir les cellules et éclaircir le cytoplasme.

d. Coloration

Après hydrolyse à l'HCl normal, les pointes des racines et les anthères sont disposées sur une lame, dans une goutte d'orcéine lactopropionique 2% et mises au bain marie à une température de 60 °C pour une durée de 3 min. Ou bien, elles sont mises dans un 1ml de carmin acétique dans un verre de montre pendant 20 mn minimum à quelques heures (18h maximum), puis chauffées légèrement en passant le verre de montre 2 fois au dessus d'une petite flamme.

e. Préparation à l'observation

Les extrémités des racines colorées en rouge ou les anthères du très jeune bouton floral sont transférées sur une lame de microscope ; après ajout d'une goutte de colorant, on couvre avec une lamelle. Avec du papier filtre, on appuie très doucement sur la lamelle afin d'étaler les cellules et absorber le surplus du colorant.

f. Observation

Cette étape consiste à passer la préparation au microscope optique afin d'observer des cellules en mitose. Les divisions sont d'abord repérées au faible grossissement puis on passe au fort pour étudier les bonnes plaques métaphasiques. Une bonne plaque métaphasique est caractérisée par des chromosomes bien colorés et bien individualisés.

g. Photographie

Les bonnes préparations sont photographiées à l'aide d'un appareil photo numérique (Samsung PL70, 12 méga pixels). L'échelle d'une lame micrométrique a été aussi photographiée à différents grossissements.

2.2.2. Analyse des méioses

L'étude des méioses et l'examen des remaniements chromatiques sont réalisés sur les anthères des jeunes boutons floraux où les cellules sont en pleine division méiotique.

2.2.2.1. Préparation des solutions

a. Fixateur

Le fixateur utilisé est le carnoy II, qui est un mélange d'éthanol, chloroforme et d'acide acétique glacial (6:3:1). Ce fixateur assure un arrêt rapide des divisions cellulaires, sans léser ou détruire la structure chromosomique, et une bonne conservation du matériel végétal par son rôle aseptisant (Jahier *et al.*, 1992).

b. Colorant

Les colorants utilisés sont les mêmes que ceux utiliser pour les mitoses (voir 2.2.1.1. b).

2.2.2.2. Etapes de l'analyse de la méiose

a. Fixation

Les boutons floraux sont fixés dans du carnoy II (6:3:1). Puis sous la loupe binoculaire les plus jeunes boutons floraux sont disséqués sous loupe binoculaire sur une lame à l'aide de deux aiguilles. Chaque fleur est disséquée isolément sur une lame bien propre dans une goutte d'eau. Après avoir isolé les anthères, celles-ci sont soumises à l'hydrolyse à HCl normal.

b. Hydrolyse à HCl normal

On ajoute une goutte d'HCl 1N sur les anthères récupérées, qui sont ensuite transférées dans un bain marie pour une durée de 3 à 4 minutes à 60°C ; cette étape a pour but de ramollir les cellules et éclaircir le cytoplasme.

c. Coloration

Après avoir débarrassé la goutte d'HCl normal en usant d'un papier absorbant, une goutte de colorant est ajoutée aux anthères qui sont ensuite recouvertes avec une lamelle. Le surplus de colorant est absorbé avec du papier filtre, puis une légère pression est exercée avec le pouce pour faire éclater les anthères et libérer les cellules mères polliniques.

d. Observation

Pour observer les cellules en méiose, on passe les préparations au microscope photonique. L'observation des chromosomes se fait aux grossissements 40 ou 100.

e. Photographie

Les bonnes préparations sont photographiées à l'aide d'un appareil photo numérique (Samsung PL70, 12 méga pixels).

2.3. Analyse de la fertilité pollinique

Cette analyse se fait sur des fleurs avant anthèse.

2.3.1. Préparation des solutions

a. Fixateur (conservateur)

Les boutons floraux sont conservés dans le carnoy II (6:3:1) à 4°C jusqu'à l'utilisation. Ce conservateur est le même que le fixateur utilisé pour la méiose.

b. Colorant

Le colorant utilisé pour la fertilité pollinique est le « bleu de coton au Lactophenol ». Il est composé de :

- 8 volumes de glycérine,
- 4 volumes d'acide lactique à 85%,
- 4 volumes d'un mélange de cristaux de phénol (1g de phénol + 4ml d'eau distillée),

- 2 volumes d'eau distillée,
- 1 volume de bleu d'aniline à 1% (0,05ml + 100ml d'eau distillée).

2.3.2. Technique suivie

Sous une loupe binoculaire, on met une fleur mûre qui possède des grains de pollen sur une lame. A l'aide de deux aiguilles on fait sortir les anthères, qui sont ensuite écrasées pour libérer le maximum de grains de pollen. On ajoute ensuite une goutte de bleu de coton et on recouvre avec une lamelle. Après la coloration des grains de pollen après 15 mn environ, on passe au comptage sous microscope photonique au grossissement ($G = 8 \times 40$), on compte de 500 à 700 grains de pollen pour chaque fleur. Les grains de pollen colorés uniformément et ayant une forme bien définie sont considérés viables et fertiles, alors que ceux de forme et de tailles anormales et non colorés uniformément ou fortement colorés sont considérés non viables et stériles.

2.3.3. Estimation du taux de fertilité pollinique

Le taux de fertilité pollinique (TF) est le rapport du nombre de grains de pollen fertiles (F) sur le nombre total (T) des grains de pollen analysés (Fertiles + stériles).

$$\mathbf{TF = F/T}$$

RESULTATS

ET

DISCUSSIONS

3/ RESULTATS ET DISCUSSIONS

3.1. *Allium trichocnemis* J. Gay

3.1.1. Ecologie et morphologie de l'espèce

Comme l'a déjà signalé Quézel et Santa (1962), *Allium trichocnemis* J. Gay est une plante bulbeuse de 25-60 cm à feuilles semicylindriques et fistuleuses, ombelle multiflore (plus de 15 fleurs), poussant sur les rochers calcaires littoraux. Nous avons aussi noté que cette plante fréquente seulement le flanc sud de Gouraya ; en plus des anfractuosités des rochers calcaires, elle se rencontre en dehors des rochers sur les bords de route et peut descendre assez bas en altitude sur le Mont Gouraya (environ 300m). Les figures 9 et 10 illustrent la morphologie de la plante. Cette plante existe ailleurs que le Mont Gouraya dans le Golfe de Béjaïa et est à ne pas confondre avec *A. cupani* par les poils, le bulbe fibreux et les fleurs roses (Véla, communication personnelle). Les poils assez épais se trouvent sur la gaine des feuilles et remontent très peu sur la base des feuilles chez *A. trichocnemis* ; les poils sont plus fins et remontent sur les feuilles chez *A. cupani*.

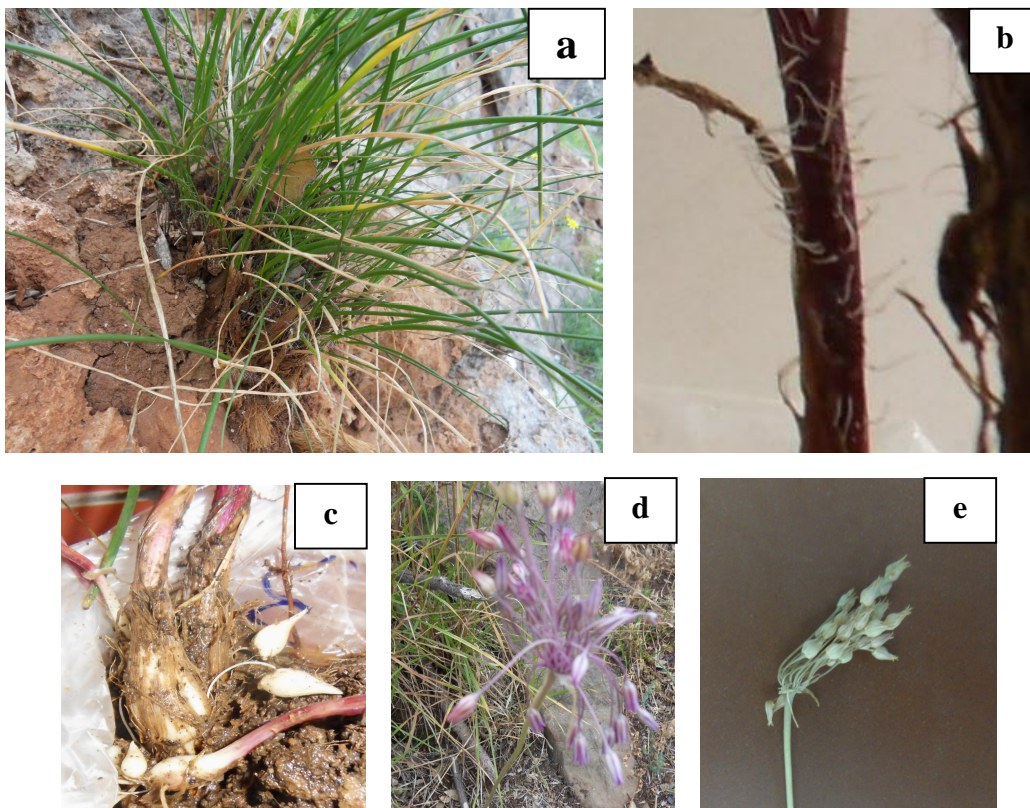


Figure 9 : Morphologie d'*Allium trichocnemis* J. Gay.

a : *A. trichocnemis* J. Gay dans son milieu naturel ; b : Poils ; c : Bulbes et bulbilles chez *A. trichocnemis* ; d : Fleurs ; e : Fruits murs.

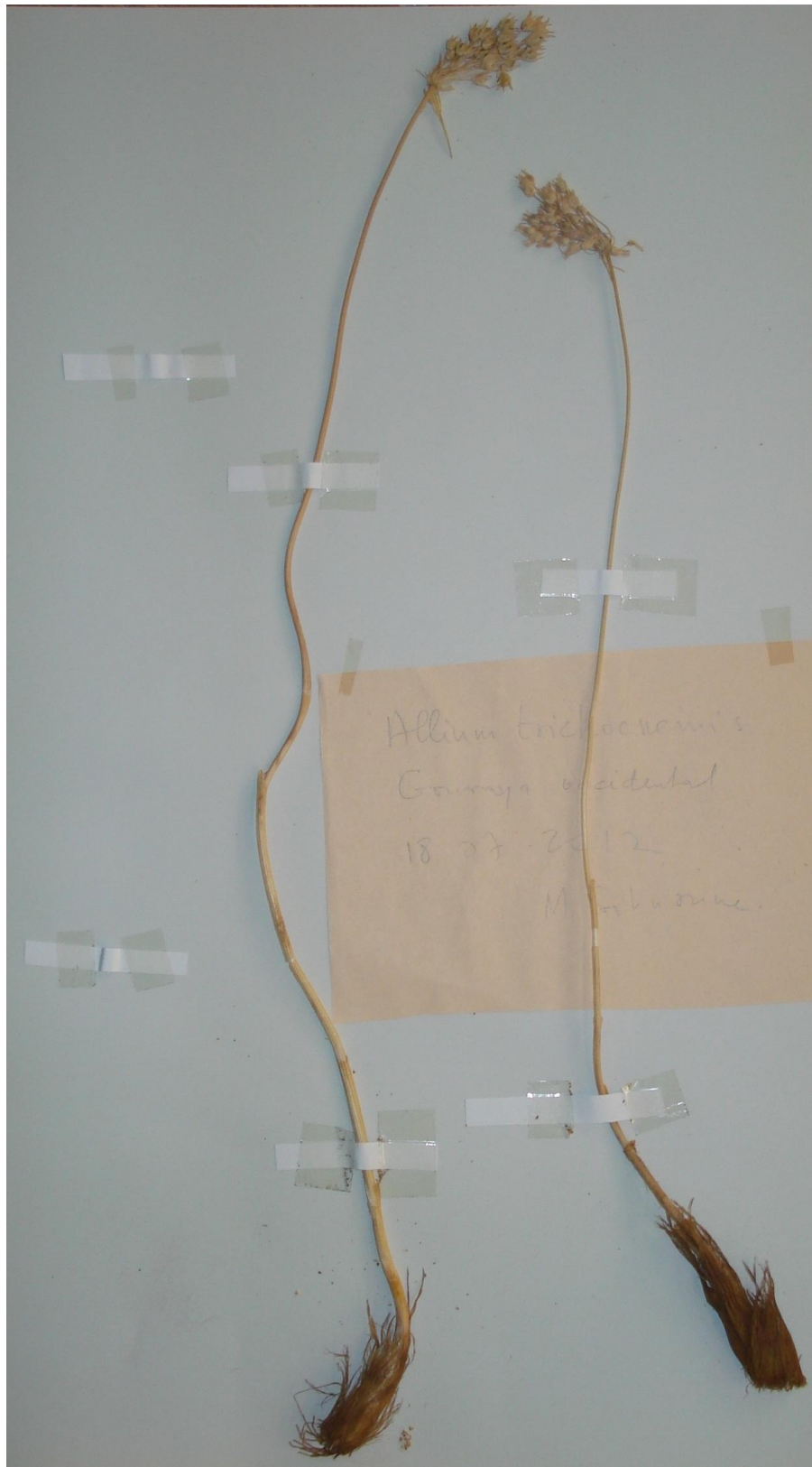


Figure 10 : Herbar d'*Allium trichocnemis* J. Gay. (Gouraya occidental, le 18.07.2012).
A cette époque de l'année la plante a déjà perdu ses feuilles.

3.1.2. Germination et culture

Tous les différents protocoles adoptés pour faire germer les graines d'*A. trichocnemis* J. Gay n'ont donné aucun résultat. Donc les graines récoltées au mois de juillet n'étaient pas probablement suffisamment mûres.

Les plantules récoltées sur le terrain, transplantées dans des pots à l'intérieur du laboratoire bien exposés à la lumière, arrosés régulièrement à l'eau de robinet, auxquelles on a ajouté des vitamines de croissance et un biostimulant liquide à base d'acides aminés «Terra-sorb 4 macro radriculaire », ont rapidement donné de nouvelles racines.

3.1.3. Enumération chromosomique

Les dénombrements chromosomiques sont effectués au stade métaphase sur des cellules en division mitotique ainsi que sur les cellules mères des grains de pollen en division méiotique.

Les meilleurs résultats ont été obtenus sur des racines prélevées entre 8h 30mn et 10h du matin, prétraitées dans la solution aqueuse saturée d' α -bromonaphtalène à 4°C pendant 24h afin de bloquer les cellules en métaphase. Ensuite elles sont fixées dans l'alcool-acide acétique 3:1, suivi d'une coloration au carmin acétique.

Nous avons obtenu des cellules en métaphase mitotique dont les chromosomes sont bien individualisés, mais nous n'avons pas pu compter le nombre chromosomique exact, à cause de l'éclatement des cellules, ce qui a entraîné l'éparpillement des chromosomes (Fig. 11). On y voit des chromosomes de 5-10 μ m allant d'acrocentriques à métacentriques. L'éclatement des cellules et l'éparpillement des chromosomes est dû probablement à l'excès du chauffage pendant la coloration au carmin acétique.

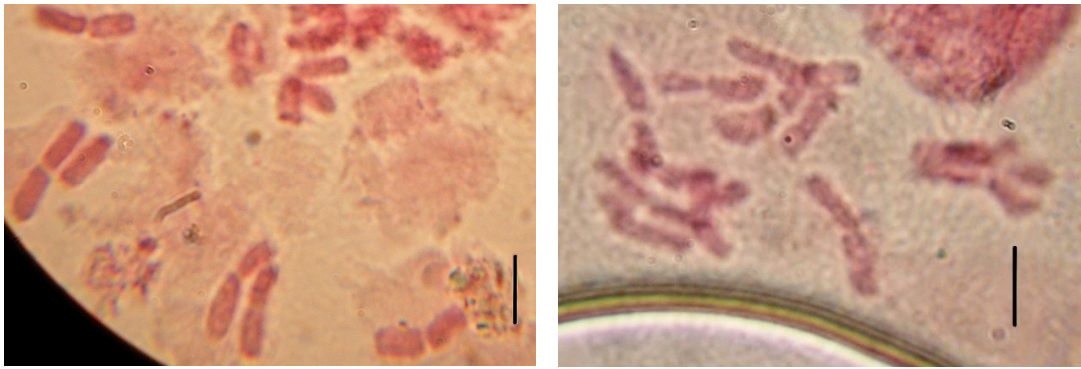


Figure 11 : Métaphases mitotiques d'un méristème racinaire d'*A. trichocnemis*
La barre d'échelle correspond à 10 μ m.

Les préparations des métaphases des divisions mitotiques de jeunes anthères ont montré des chromosomes bien individualisés. Sur la figure 12, nous avons pu compter jusqu'à 27 chromosomes. Ce cytotype correspondrait vraisemblablement à un tétraploïde de $2n = 4x = 32$ chromosomes comme va le montrer sans équivoque l'étude des méioses. 5 chromosomes ne seraient pas visibles sur la plaque métaphasique (Fig. 12) à cause de la moindre qualité de la préparation.

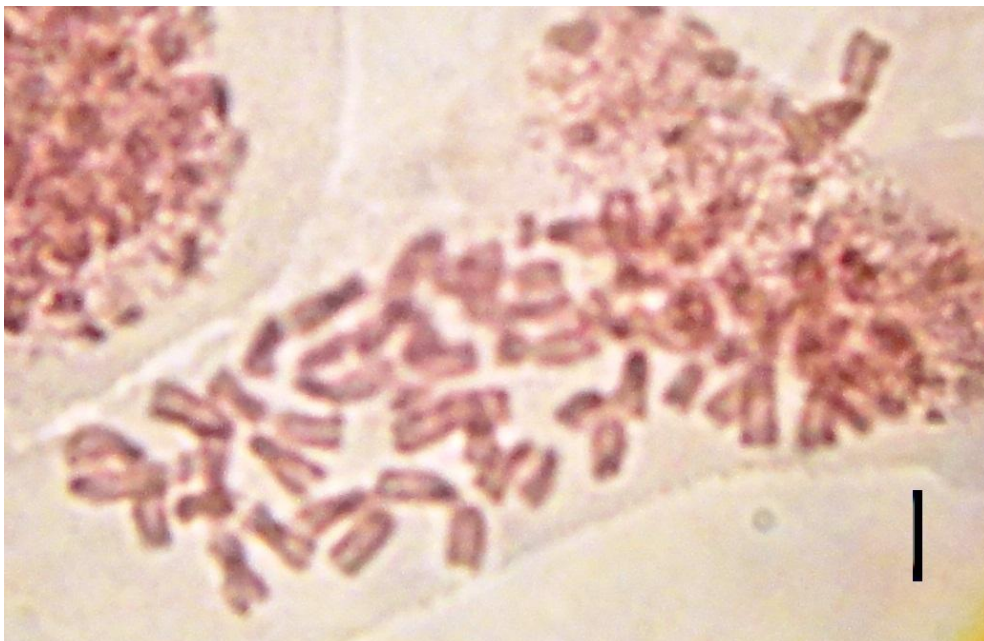


Figure 12 : Cellule somatique d'une anthère d'*A. trichocnemis* J. Gay en métaphase mitotique
La barre d'échelle correspond à 10 μ m.

Sur des cellules mères des grains de pollen en division méiotique, nous avons pu observer 16 bivalents bien séparés. Il s'agit donc d'un cytotype tétraploïde de $2n = 4x = 32$

chromosomes avec un nombre de chromosome de $x = 8$ (Fig. 13). Bien que nous ayons effectué plusieurs préparations sur différents échantillons de diverses provenances du Mont Gouraya, le même résultat est constamment retrouvé. Cependant un de $2n = 2x = 16$ a été signalé pour la même population par (Khedim *et al.*, 2010).

L'appariement toujours en bivalents avec toujours absence de multivalents et monovalents dénoterait une origine autotétraploïde ancienne suivie d'une diploïdisation ou bien une origine allotétraploïde.

La polyploïdie est un phénomène très répandu chez le genre *Allium*, avec des niveaux allant de diploïde, tétraploïde, hexaploïde, voire même hexadécaploïde (16x) (Vujosevic *et al.*, 2013). Le nombre chromosomique le plus répandu chez le genre *Allium* est le $2n = 2x = 16$ avec $x = 8$, $x = 7$ et 9 y sont rares (Fritsch, 2012). *A. cepa* L. (oignon) et *A. sativum* L. sont à $2n = 16$ (Mukherjee et Chandra Roy, 2012).

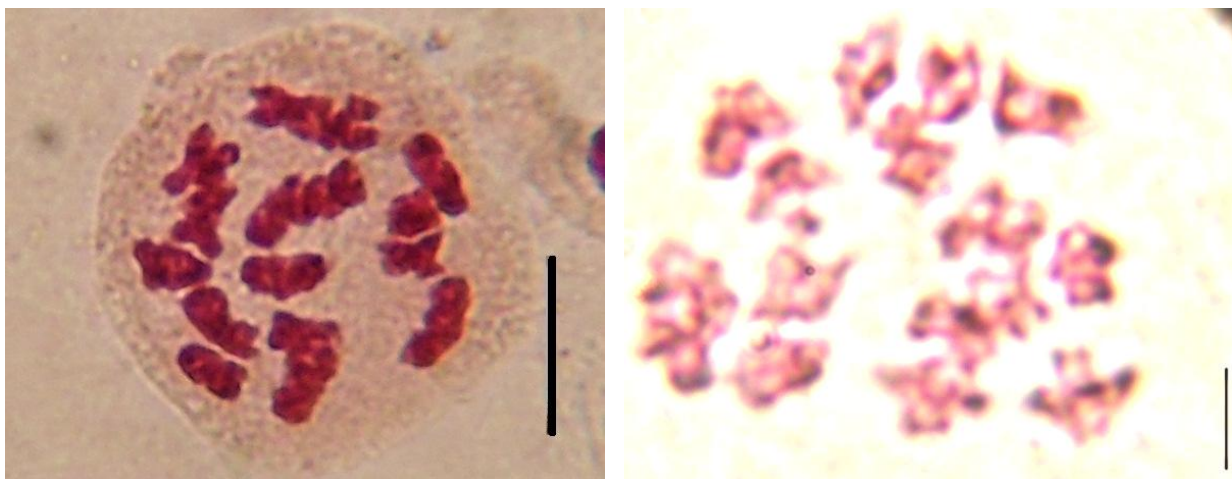


Figure 13 : Métaphases I des méioses polliniques d'*Allium trichocnemis* J. Gay.

La barre d'échelle correspond à 10 μ m.

3.1.4. Etapes des méioses polliniques

La méiose est une étape essentielle de la reproduction sexuée des organismes. Les différentes étapes méiotiques sont communes pour la plupart des organismes diploïdes.

Dans cette étude, nous avons suivi le déroulement de la méiose chez *A. trichocnemis*, afin de déterminer le cytotype de la population de Gouraya, ainsi que de détecter tout facteur pouvant induire la variation au sein de cette espèce.

La figure 14 ci-dessous montre les différentes étapes de la division méiotique des cellules mères de pollen d'*A. trichocnemis*.

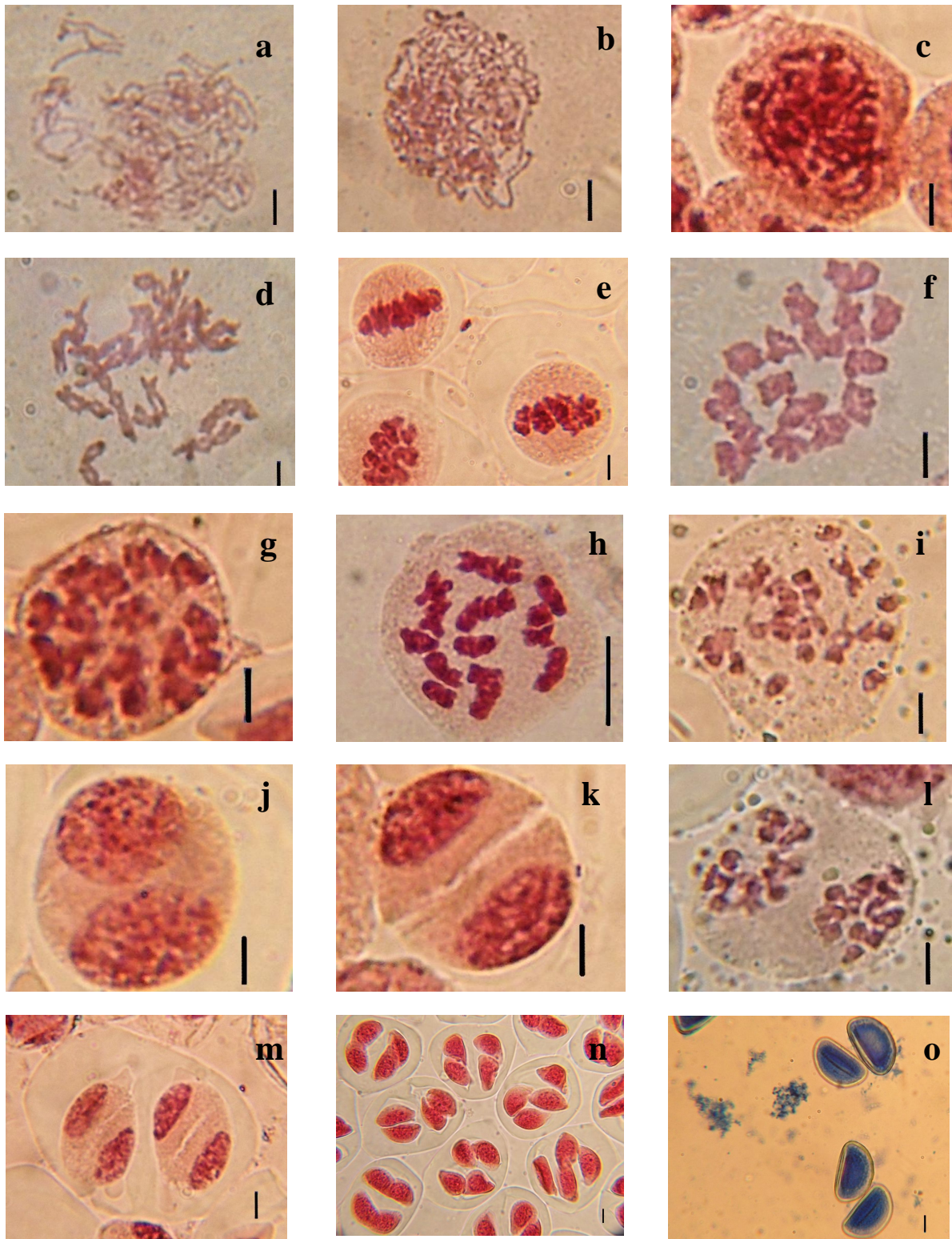


Figure 14 : Différentes étapes de la division méiotique des cellules mères de pollen d'*A. trichocnemis* J. Gay.

a-d : Prophase; e-h : Métaphase I ; i : Anaphase I ; j : Début télophase I ; k : Fin télophase I ; l : Métaphase II ; m : Télophase II ; n : Tétrades ; o : Grains de pollen. La barre d'échelle correspond à 10 μ m.

3.1.4.1. Types d'appariement

Les bivalents sont observés principalement en métaphase I où ils sont bien répartis sur le plans équatorial, dont on compte toujours 16 bivalents.

Généralement les cellules observées montrent un déroulement normal de la méiose, et aucune forme d'univalent ou de multivalent n'est observée. La plupart des bivalents montrent un appariement rarement en anneau (Fig. 15).

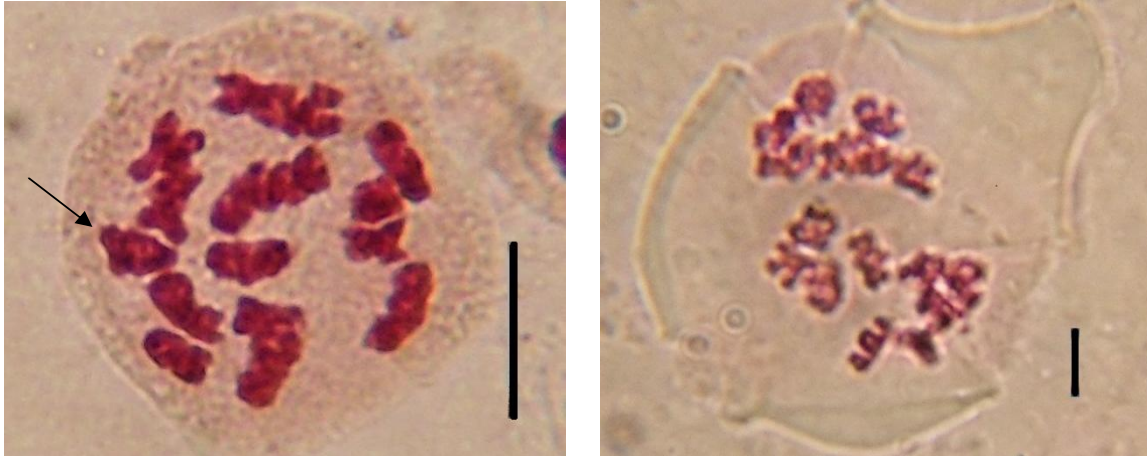


Figure 15 : Appariement des bivalents en métaphase I chez *A. trichocnemis* J. Gay. La plupart des bivalents montrent un appariement rarement en anneau (la flèche montre un bivalent en anneau). La barre d'échelle correspond à 10 μm .

3.1.4.2. Ponts chromatiques

Au cours de l'anaphase I des divisions méiotiques des cellules mère de pollen d'*A. trichocnemis*, nous avons observé un pont chromatique reliant les bivalents après leur séparation (Fig. 16).

Ces ponts seraient le résultat de la fragmentation chromosomique à la prophase I avec l'absence de réparation des cassures double-brin induites par la protéine Spo 11 suite à une mutation (Horlow et Doutriaux, 2003).



Figure 16 : Cellule anaphasique d'*A. trichocnemis* J. Gay, avec un pont chromatique. La barre d'échelle correspond à 10 μm .

3.1.5. Analyse de la fertilité pollinique d'*A. trichocnemis*

Après coloration au bleu de coton, nous avons pu observer sous microscope optique au grossissement ($G = 20 \times 40$), les grains de pollen d'*A. trichocnemis* (Fig. 17). Ces derniers ont la forme d'une demi-lune aux extrémités arrondies. Un des bords latéraux est presque droit, alors que l'autre est plutôt convexe.

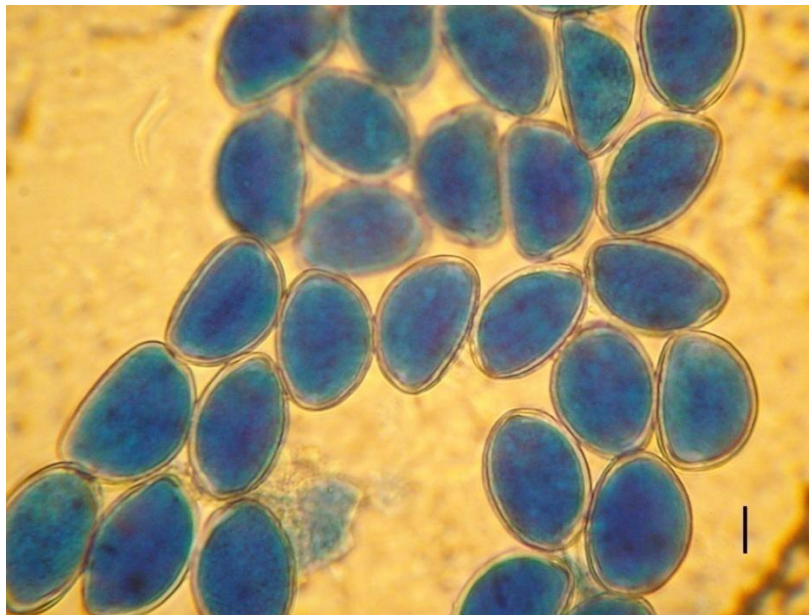


Figure 17 : Forme des grains de pollen d'*A. trichocnemis* J. Gay colorés au bleu de coton. La barre d'échelle correspond à 10 μm .

Les grains de pollen fertiles (bien colorés) ont pu être aisément distingués des grains de pollen stériles (mal colorés et ou de forme anormale) (Fig. 18).

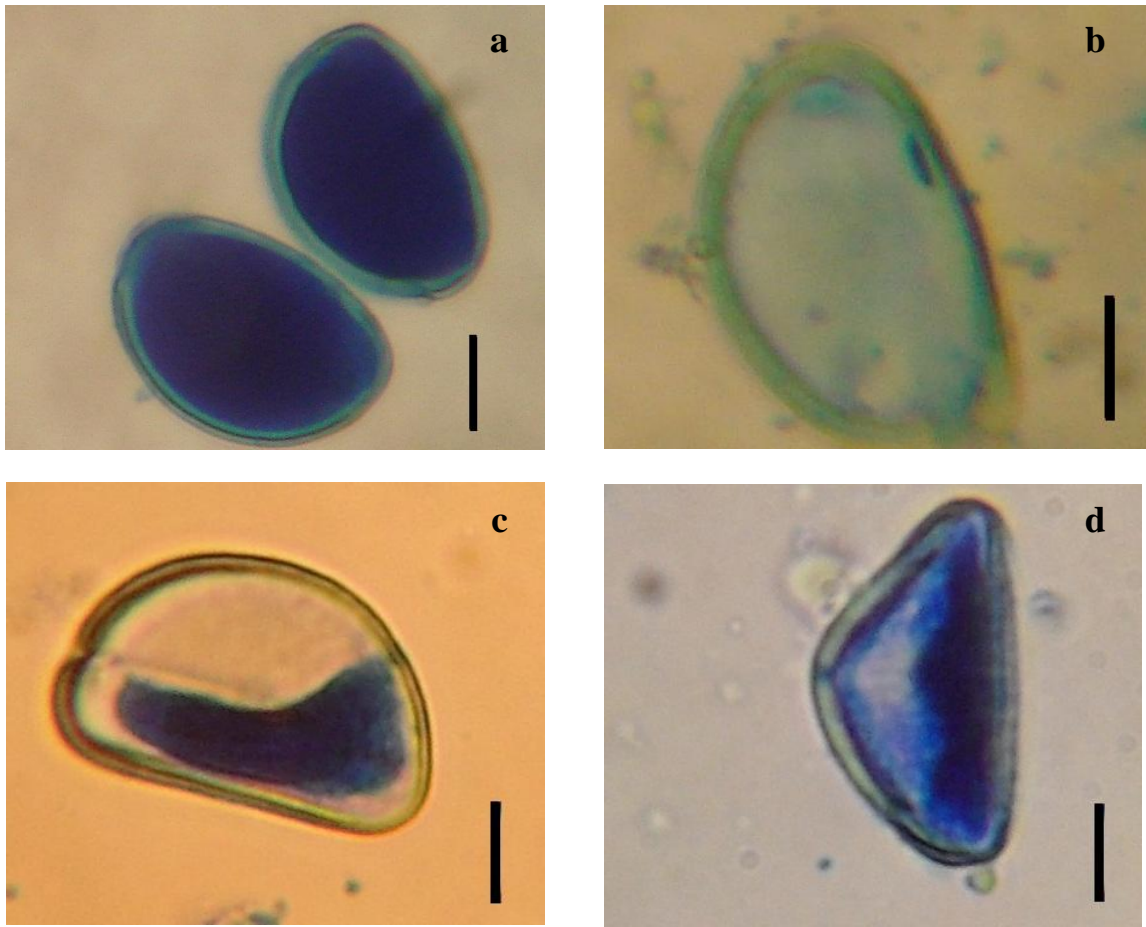


Figure 18 : Aspect des grains de pollen stériles en comparaison avec les grains de pollen fertiles chez *A. trichocnemis* J. Gay (coloration au bleu de coton).
a: Grain de pollen fertile ; b-d : Grains de pollen stériles. La barre d'échelle correspond à 10 μ m.

L'évaluation du taux de la fertilité pollinique chez *A. trichocnemis* a été faite pour 5 individus sur 3-5 fleurs par individu en observant de 500 à 700 grains de pollen par fleur. Les résultats sont résumés dans le tableau 6.

Tableau 7 : Taux de fertilité pollinique chez *Allium trichocnemis* J. Gay.

Individus	Taux de fertilité pollinique (%)					Moyenne ± Ecart-type
	Fleur 1	Fleur 2	Fleur 3	Fleur 4	Fleur 5	
Individu 1	90,74	90,03	91,00	98,72	84,10	90,91 ± 5,20
Individu 2	94,84	97,94	96,05	96,65	/	96,37 ± 1,28
Individu 3	94,67	95,59	91,62	94,23	92,10	93,64 ± 1,70
Individu 4	92,00	92,88	95,05	93,71	/	93,41 ± 1,29
Individu 5	93,73	92,63	94,68	/	/	93,68 ± 1,02
Moyenne générale ± écart-type						93,47 ± 3,15

D'après les résultats résumés dans le tableau 6, les taux de fertilité pollinique chez *A. trichocnemis* varient de 84,10 % à 98,72 %. Le taux moyen de fertilité pollinique est estimé à $93,60 \pm 3,15$ (%), valeur pouvant être considérée comme plutôt élevée. Ce taux élevé de fertilité pollinique est en accord avec l'absence de multivalents et d'anomalies en méiose, source principale de semi-stérilité.

3.2. *Erodium battandieranum* Rouy.

3.2.1. Ecologie et morphologie de l'espèce

Les plantes de la population d'*Erodium* poussant sur les rochers verticaux calcaires orientés vers le nord sur Mont Gouraya sont classées par le PNG comme correspondant à *Erodium battandieranum* Rouy. En effet, par l'absence de la tige verte, ces plantes rappellent *E. battandieranum*. Cependant, par leurs feuilles profondément lobées ; ses poils blancs longs étalés, quelquefois glanduleux ; ses pétales très larges veinés de pourpre foncé à la base, elle est à rapprocher d'*E. hymenodes* L'Her. (Figs. 19 et 20). Pour lever cette ambiguïté il faudra comparer ces plantes à celles de populations types d'*Erodium battandieranum*.

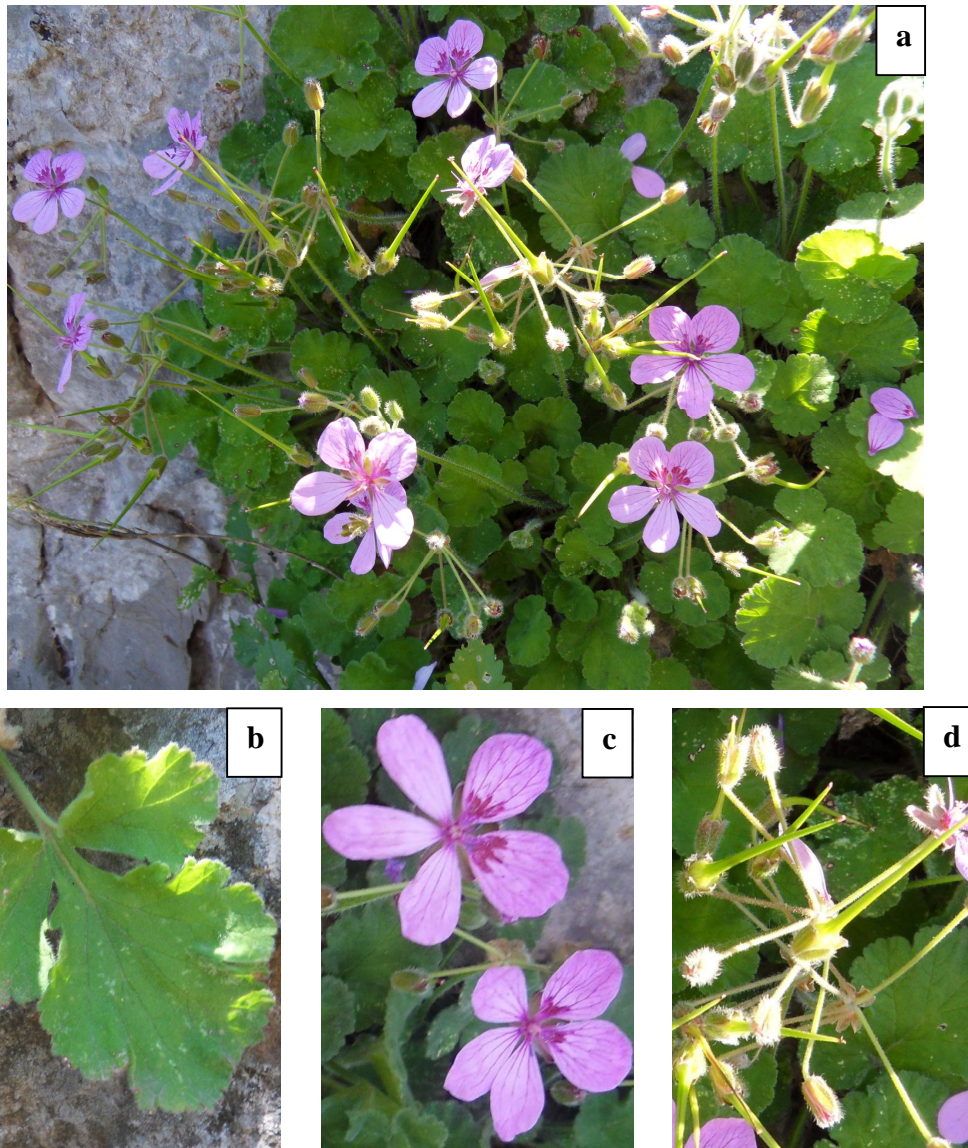


Figure 19 : Morphologie des plantes d'*Erodium battandieranum* étudiées.
a : La plante dans son milieu naturel ; b : Feuille ; c : Fleurs ; d : Méricarpes.



Figure 20 : Herbier d'*Erodium battandieranum* Rouy (Gouraya, le 19.05.2013).

3.2.2. Germination et culture

Les fruits d'*Erodium battandieranum* récoltés fin juin 2011 contiennent peu de graines fertiles. Celles-ci, débarrassées de leurs péricarpes, à l'obscurité dans des boîtes de Pétri tapissées de papier filtre humidifié à température hivernale ambiante (7-18°C) commencent à germer normalement en donnant une courte racicule. Cependant, elles se bloquent à ce stade et ne continuent pas leur croissance. Ce problème a été contourné en semant les graines directement en pot dans du terreau. Par ce procédé, nous avons pu obtenir quelques plantules qui ont produit des racicules. Dans la nature aussi, nous n'avons pas observé de jeunes plantules, la reproduction semble se faire végétativement par rejets sur les longues racines latérales.

3.2.3. Enumération chromosomique

L'observation des chromosomes et leur énumération sont effectués au stade métaphase sur des cellules en division mitotique et sur les cellules mères de grains de pollen en division méiotique.

Les racines prélevées entre 8h 30mn et 10h du matin, prétraitées dans la solution aqueuse saturée d' α -bromonaphtalène à 4°C pendant 24h, fixées dans l'alcool-acide acétique 3:1, et colorées à l'orcéine lactopropionique 2% ont montré des mitoses avec des chromosomes bien contractés et bien colorés. Nous n'avons pas eu malheureusement suffisamment de racines pour intensifier l'observation à la recherche de belles plaques métaphasiques. Le peu de plaques que nous avons observées, bien qu'elles révèlent que les chromosomes sont courts (1-4 μ m) et peu nombreux, ne permettent pas des comptages précis (Fig. 21).



Figure 21 : Métaphase mitotique d'un méristème racinaire d'*Erodium battandieranum*.
La barre d'échelle correspond à 10 μ m.

Sur les mitoses de bourgeons floraux prétraités in situ, nous avons observé de meilleures plaques métaphasiques pour lesquelles nous avons pu compter $2n = 2x = 20$ chromosomes, comptage qui sera confirmé par celui obtenu sur des méioses polliniques.

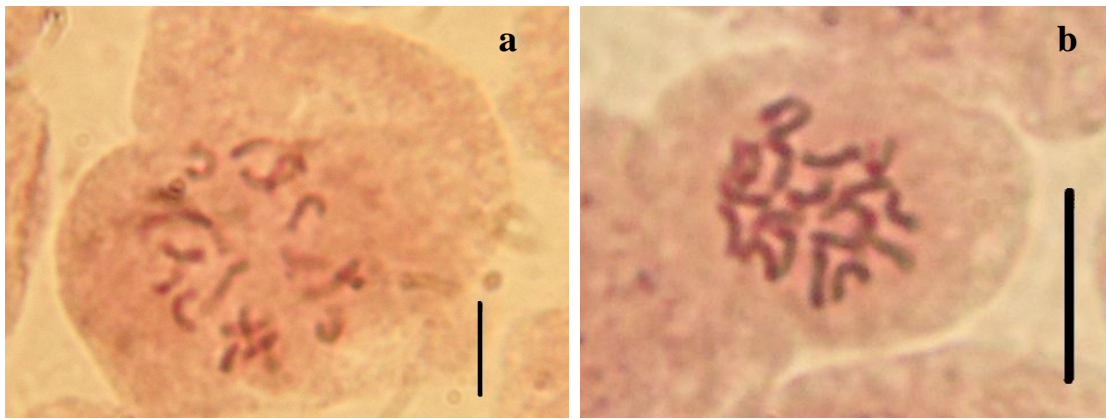


Figure 22 : Métaphase mitotique de deux cellules somatiques des anthères d'*E. battandieranum* Rouy. La barre d'échelle correspond à 10 μm .

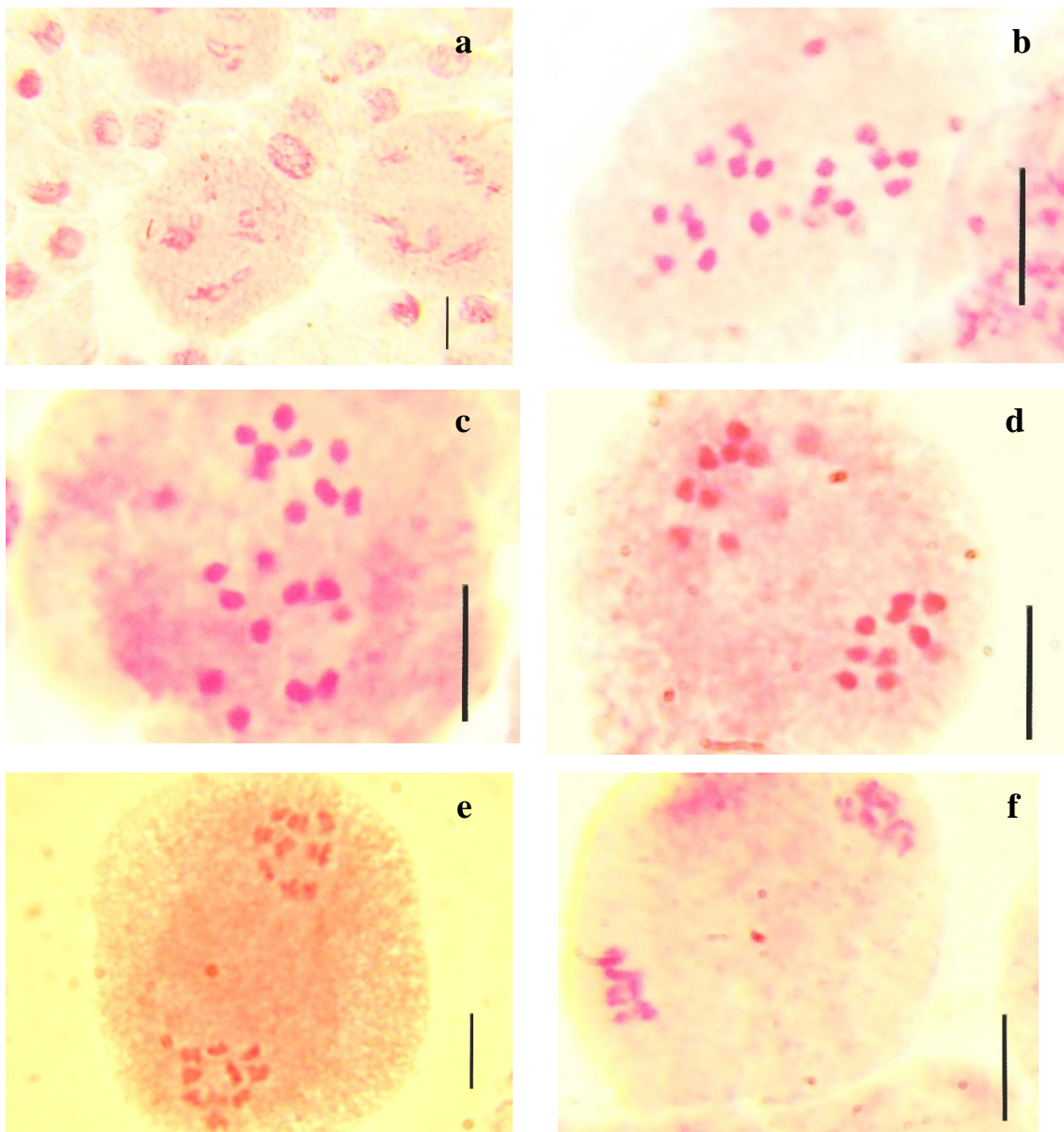


Figure 23 : Cellules mères de grains de pollen d'*E. battandieranum* en division méiotique.

a : Cellule en prophase ; b et c : Cellules en anaphase I ; d et e : Cellules en métaphase II ; f : Cellule en télophase II. La barre d'échelle correspond à 10 μm .

Sur des cellules mères des grains de pollen en division méiotique, nous avons pu compter sans équivoque sur plusieurs préparations 20 chromosomes sur les anaphases I et 10 chromosomes sur les métaphases II, d'où nous déduisons que le nombre de chromosomes pour cette population est de $2n = 2x = 20$, avec un nombre de base $x = 10$ (Fig. 23).

Ce nombre chromosomique de $2n = 2x = 20$ chromosomes est celui rapporté pour *E. hymenodes* (= *E. trifolium*) et *E. battandieranum* par Guittonneau (1967 et 1975 respectivement). Ce cytotype diploïde avec $2n = 20$ et le $x = 10$ sont les plus répandus dans le genre *Erodium* pour lequel un $x = 8$ et $x = 9$ sont aussi signalés. Les niveaux de ploïdie chez le genre *Erodium* vont du niveau diploïde ($2x$) jusqu'au niveau dodécaploïde ($12x$) (Fiz *et al.*, 2006).

3.2.4. Analyse de la fertilité pollinique d'*E. battandieranum* Rouy

Les grains de pollen de la population d'*E. battandieranum* du Mont Gouraya sont (Fig. 24) de forme subsphérique et triporés (3 ouvertures), observation qui rejoint les résultats rapportés pour le genre *Erodium* par Guittonneau (1972).

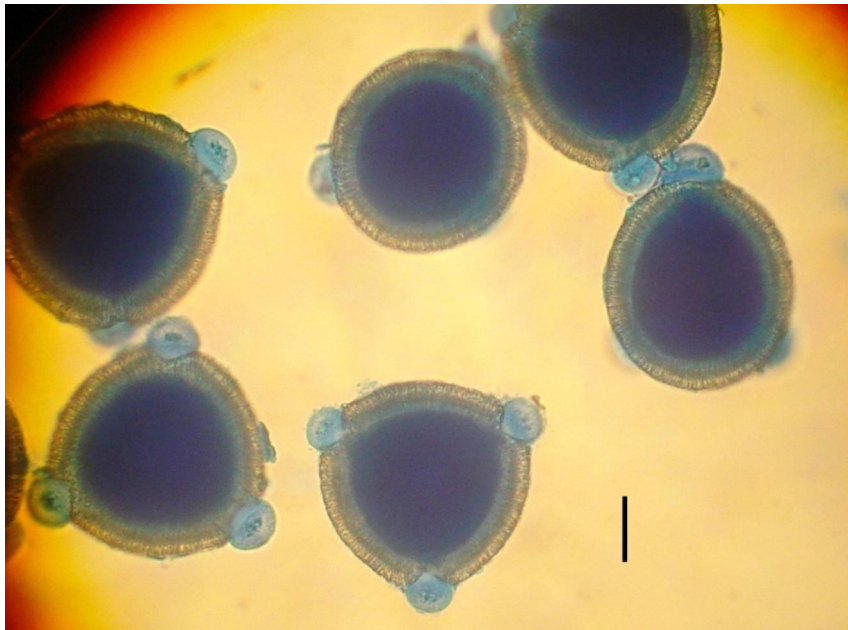


Figure 24 : Forme des grains de pollen d'*Erodium battandieranum* Rouy colorés au bleu de coton. La barre d'échelle correspond à 10 μm .

Les grains de pollen fertiles peuvent aisément être distingués des grains de pollen stériles en se basant sur la taille, la coloration et la forme des grains (Fig. 25).

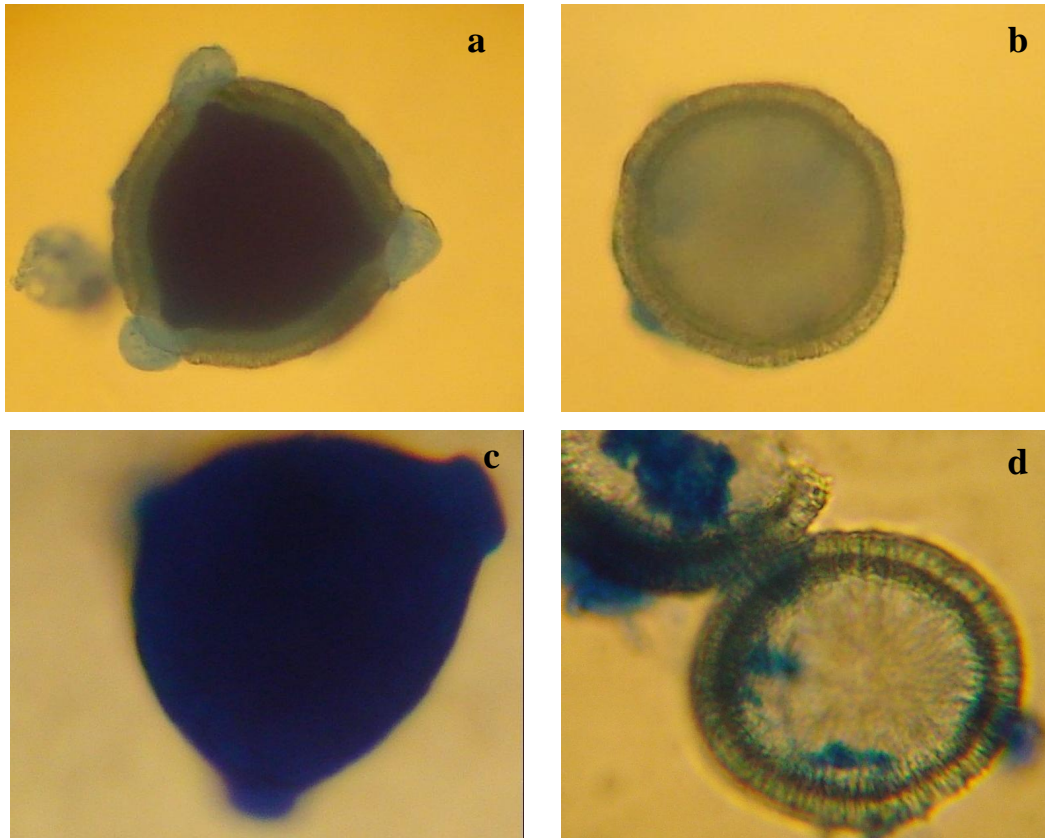


Figure 25 : Aspect des grains de pollen stériles en comparaison avec les grains de pollen fertiles chez *E. hymenodes* L'Hér. (Coloration au bleu de coton).
a: Grain de pollen fertile ; b-d : Grains de pollen stériles.

Les taux de fertilité pollinique ont été évalués sur un total de 7 individus pour lesquels 2 à 3 fleurs ont été analysées. Pour chaque fleur, 500 à 700 grains sont observés. Le tableau 11 résume les résultats obtenus. Les taux de fertilité varient de 87,10 à 97,79 % avec une moyenne de $93,10 \pm 3,61$ %. Ces taux de fertilité pollinique élevés sont en accord avec la régularité et l'absence d'anomalies de la méiose.

Tableau 8 : Taux de fertilité pollinique chez *Erodium battandieranum* Rouy

Individus	Taux de fertilité pollinique (%)			Moyenne ± écart-type
	Fleur 1	Fleur 2	Fleur 3	
Individu 1	88,56	89,94	88,56	89,02 ± 0,80
Individu 2	91,44	90,11	91,96	91,17 ± 0,95
Individu 3	96,24	96,10	97,01	96,45 ± 0,49
Individu 4	97,79	95,77	96,89	96,81 ± 1,01
Individu 5	87,10	90,31	/	88,70 ± 2,27
Individu 6	95,98	96,32	/	96,15 ± 0,24
Individu 7	89,90	95,73	/	92,81 ± 4,12
Taux de fertilité pollinique moyen ± écart-type				93,10 ± 3,61

3.3. *Lysimachia cousiniana* Coss. et DR

3.3.1. Ecologie et morphologie de la plante

La seule population de *Lysimachia cousiniana* Coss. et DR que nous avons repérée jusqu'ici se trouve à Tighilt n'Bouha dans les environs d'Antik. Le biotope est une répisylve très humide, dans une forêt de chêne liège très dégradée, avec une orientation nord. La population est très vulnérable puisqu'elle s'étale sur moins de vingt mètres seulement sur un bord de route soumis à l'action humaine. La plante (Figs. 26 et 27), avec ses fleurs jaune vif,



Figure 26 : Morphologie de *Lysimachia cousiniana* Coss. et DR
a : La plante dans son milieu naturel ; b : Fleurs ; c : Feuilles ; d : Fruits.



Figure 27 : Herbier de *Lysimachia cousiniana* Coss. et DR (Amtik, le 10.04.2013).

isolées à l'aisselle des feuilles, longuement pédonculées et ses feuilles ovales opposées répond à la description selon Quézel et Santa (1963). Cette plante rappelle beaucoup *Anagallis arvensis* L., elle en diffère seulement par sa taille un peu plus grande, ses fleurs jaunes au lieu de bleues et sa forme de vie pérenne au lieu d'annuelle.

3.3.2. Germination et culture

Les graines de *Lysimachia cousiniana* n'ont germé qu'après les avoir soumises à l'action de l'acide sulfurique concentré pour une durée de 1h 30mn. Après cette scarification chimique, des germinations sont observées au bout de 2 jours. Tous les autres protocoles n'ont pas donné de résultats.

Les plantes récoltés sur le terrain et repiquées dans des pots au laboratoire persistent peu sauf pour celles récoltées très jeunes.

3.3.3. Mitoses, méioses et nombres chromosomiques

Sur les méristèmes racinaires, bien que des mitoses ont été observées et qu'une très bonne coloration à la fois à l'orcéine lactopropionique et au carmin acétique a été obtenue, nous n'avons repérer aucune bonne plaque métaphasique où les chromosomes peuvent être comptés de manière précise.

En revanche sur les bourgeons floraux prétraités in situ, nous avons pu obtenir quelques bonnes plaques métaphasiques de mitose sur lesquelles nous avons pu aisément compter $2n = 2x = 18$ chromosomes (Fig. 28 a).

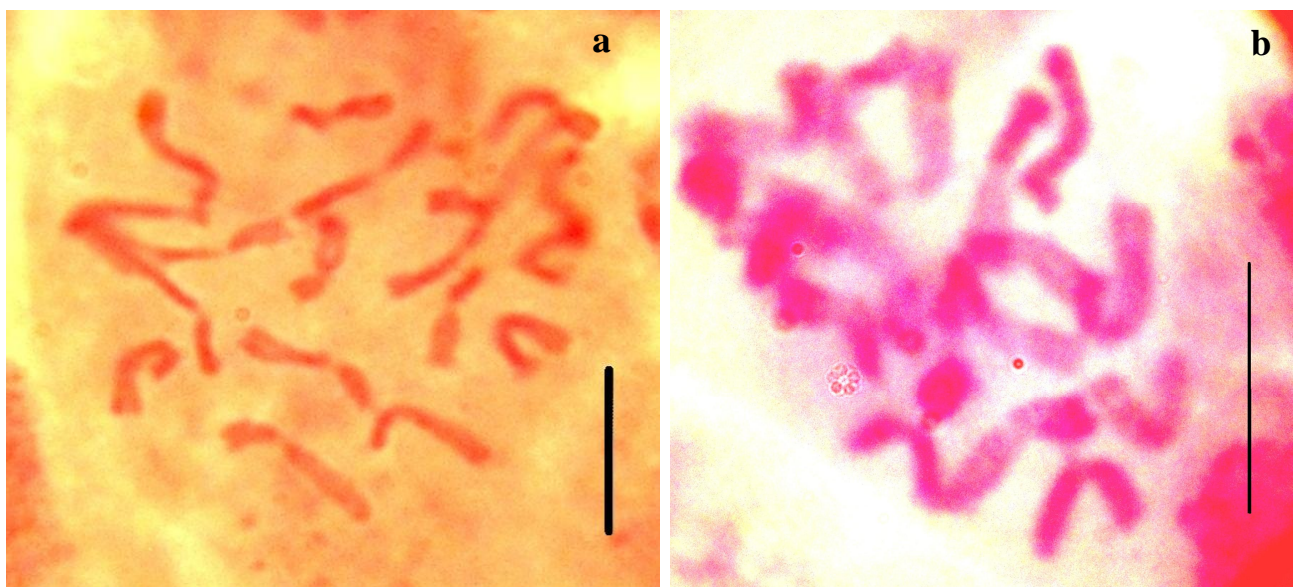


Figure 28 : Deux cellules somatiques des anthères de *L. cousiniana* Coss. et DR en métaphase mitotique. La barre d'échelle correspond à 10 μ m.

La plaque métaphasique (Fig. 28 a) a été exploitée pour construire un caryogramme et un idiogramme pour *L. cousiniana* (Fig. 29).

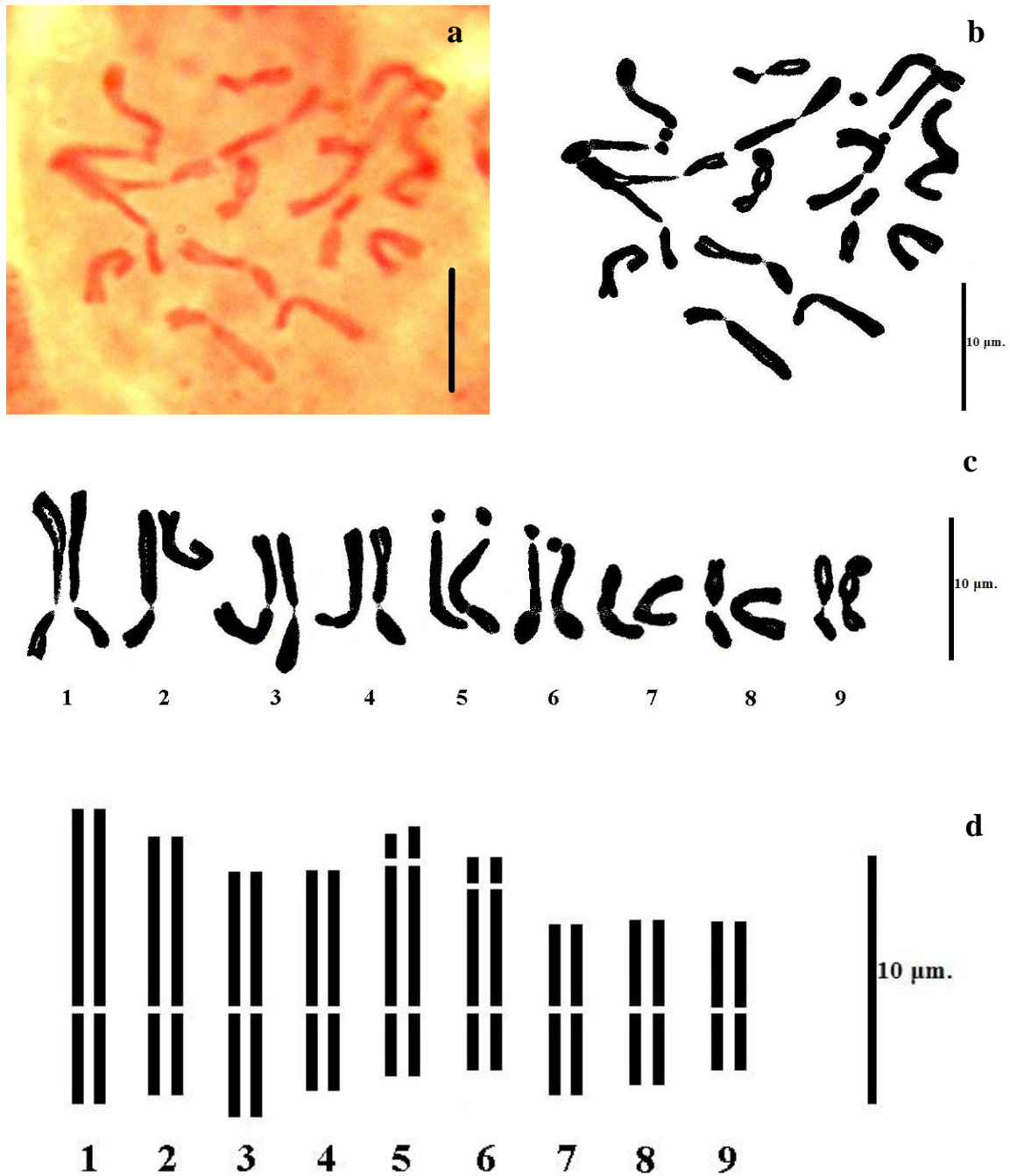


Figure 29 : Caryotype de *Lysimachia cousiniana* Coss. et DR

a : Microphotographie d'une plaque métaphasique d'une cellule somatique de l'anthère ;
 b : Interprétation de la plaque métaphasique en a ; c : Caryogramme basé sur b ; d :
 Idiogramme sur c. La barre d'échelle correspond à 10 µm.

Lysimachia cousiniana présente un cytotype diploïde à $2n = 2x = 18$ chromosomes. La plupart des chromosomes sont submétacentriques (les paires : 1, 2, 4, 5, 6 et 9), et les autres paires chromosomiques (3, 7 et 8) sont métacentriques d'où la formule chromosomique $2n = 2x = 18 = 6m + 12sm$. Les paires 5 et 6 portent des satellites sur chaque chromosome (Fig. 29 c).

Le caryogramme (Fig. 29 c) a été exploité pour mesurer individuellement les longueurs des 18 chromosomes (Tab. 12). Les chromosomes affichent une longueur allant de 6.11 à 11.9 μm .

Tableau 9 : Taille des chromosomes mitotiques de *L. cousiniana*

Paires chromosomiques	Taille des chromosomes sans satellite (μm)*	Taille des satellites (μm)	Taille des chromosomes avec satellite (μm)
1	11,90	/	/
2	10,39	/	/
3	9,86	/	/
4	8,88	/	/
5	8,48	1,25 0,98	9,73
6	7,30	1,05	8,35
7	6,90	/	/
8	6,64	/	/
9	6,11	/	/

*La valeur correspond à la moyenne des deux chromosomes de chaque paire.

L'étude des miéoses a confirmé les comptages réalisés sur les mitoses. Sur toutes les plaques métaphasiques I obtenues sur différentes fleurs et plusieurs individus, 9 bivalents peuvent être nettement reconnus (Fig. 30) d'où $2n = 2x = 18$ avec $x = 9$. Par son nombre de chromosomes *L. cousiniana* ($2n = 2x = 18$, $x = 9$) se rapproche plus de *L. mauritania* ($2n = 2x = 18$ et 20 , $x = 9$ et 10) (McCallister, 1999). Il est très différent de sa seule congénère présente en Algérie *L. vulgaris* L. avec $2n = 42, 56$, ou 84 (Ferguson, 1972).

La plupart des bivalents observés pour *L. cousiniana* sont appariés en anneau avec deux chiasmas (Fig. 31 a-1) où nous constatons les deux chiasmas aux extrémités des homologues et l'écartement des centromères, ce qui a donné une configuration en anneau. Comme aussi nous constatons des bivalents linéaires (Fig. 31 b-2).



Figure 30 : Cellule mère de grain de pollen de *L. cousiniana* Coss. et DR en métaphase I. 9 bivalents peuvent être nettement distingués ($2n = 2x = 18$). La barre d'échelle correspond à $10\mu\text{m}$.

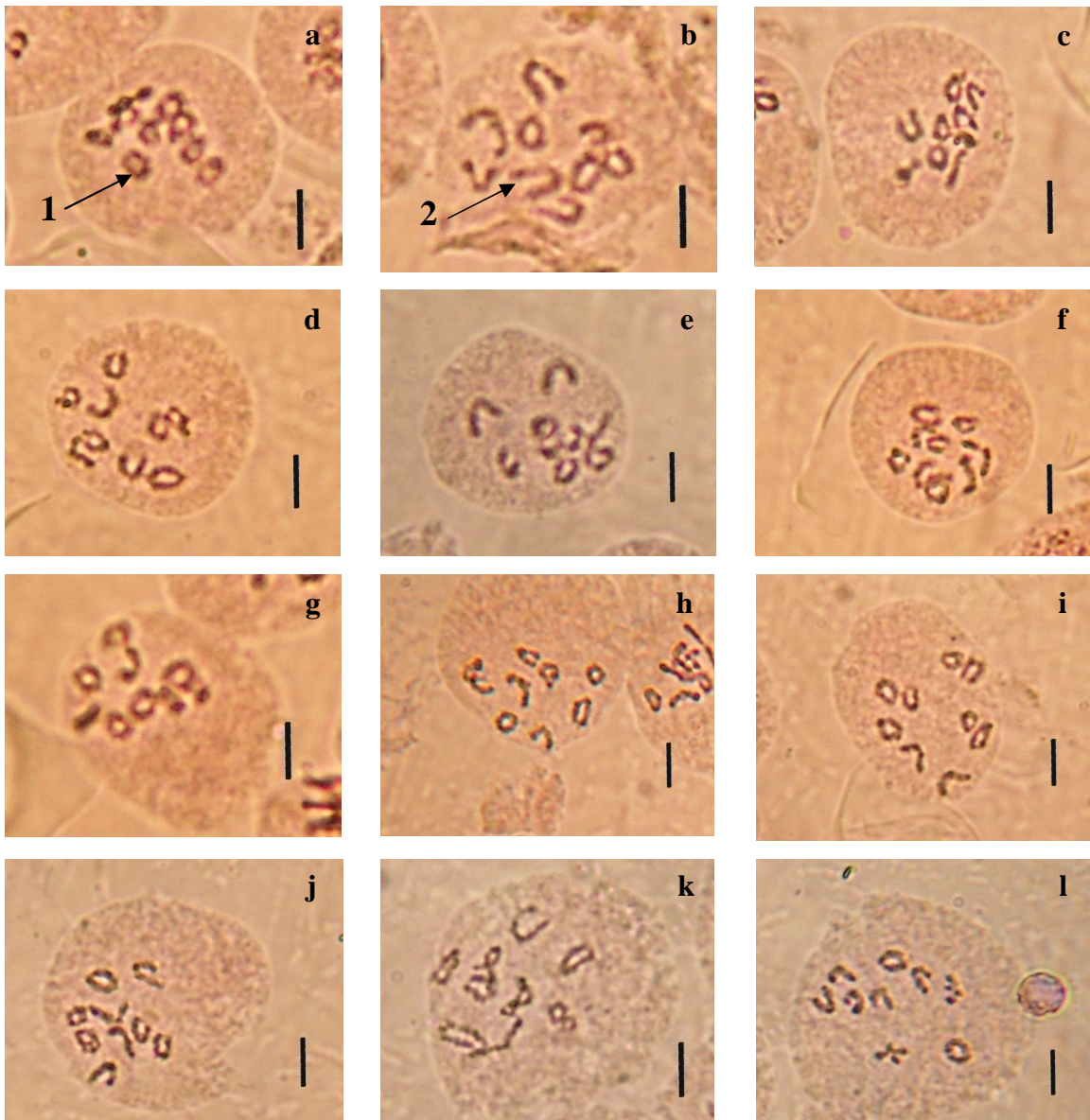


Figure 31 : Principaux types d'appariement des bivalents en métaphase I chez *L. cousiniana* Coss. et DR. 1 : Bivalent en anneau avec deux chiasmas ; 2 : Bivalent linéaire La barre d'échelle correspond à 10 μ m.

3.3.3.1. Etapes des méioses polliniques

Les étapes de la méiose chez *L. cousiniana* sont illustrées par la figure 32 suivante :

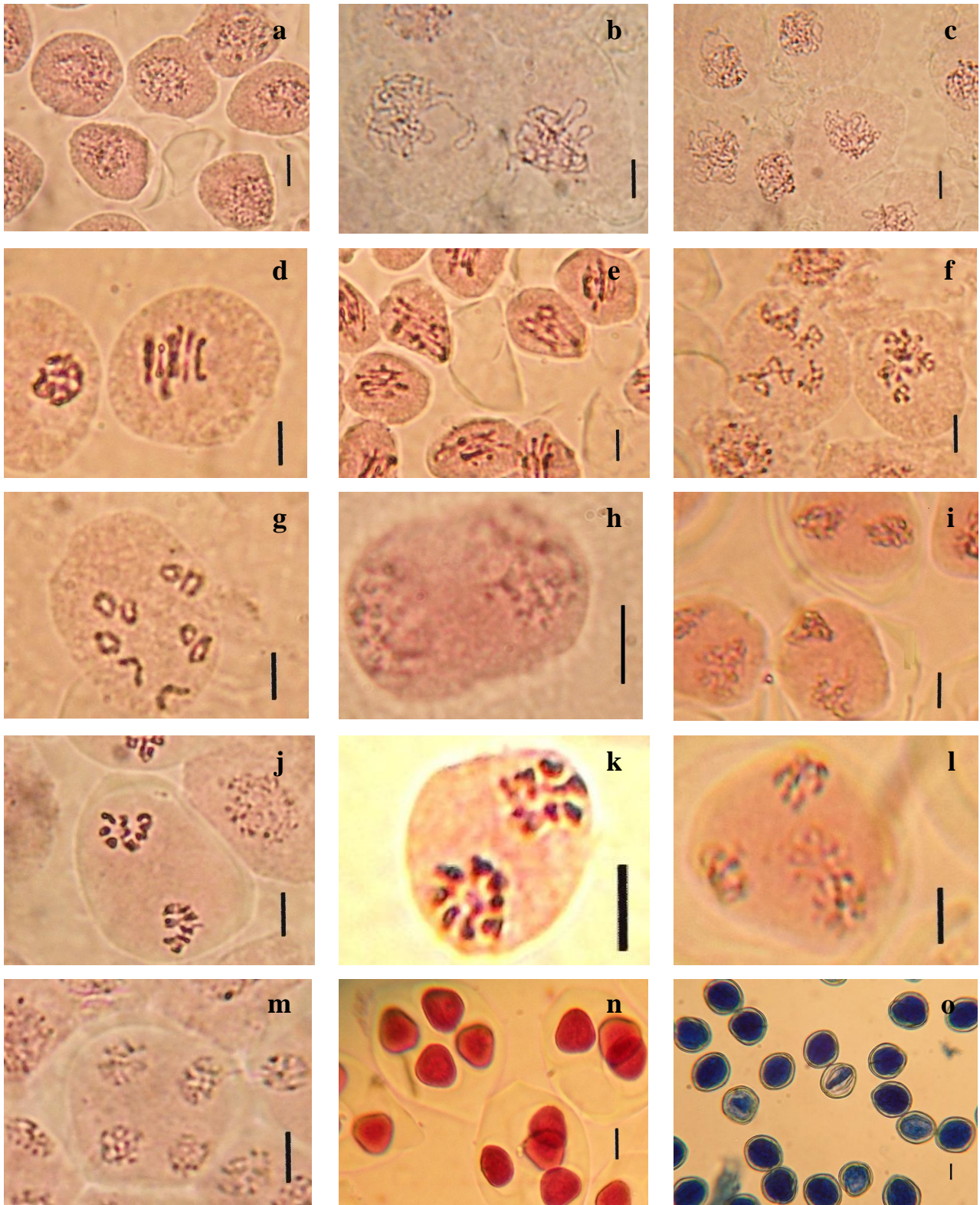


Figure 32 : Différentes étapes de la division méiotique des cellules mères de grain de pollen de *L. cousiniana* Coss. et DR

a-f : Prophase ; g : Métaphase I ; h : Début de télophase I ; i : Fin de télophase I ; j-k : Métaphase II ; l : Début de télophase II ; m : Fin de télophase II ; n : Tétrades ; o : Grains de pollen. La barre d'échelle correspond à 10 μ m.

3.3.4. Anomalies de la méiose

Parmi les anomalies de la méiose pollinique que nous avons observées pour *L. cousiniana* il y a les ponts chromatiques reliant les bivalents après leur séparation en anaphase I, dû à une fragmentation chromosomique à la prophase I avec l'absence de réparation des cassures double-brin (Horlow et Doutriaux, 2003) (Fig. 33).



Figure 33 : Cellule anaphasique de *L. cousiniana* Coss. et DR avec un pont chromatique. La barre d'échelle correspond à 10 μm .

Nous avons aussi fréquemment observé pour *L. cousiniana* le phénomène de cytomixie qui correspond à un échange de matériel génétique entre les méiocytes durant la méiose (Fig. 34). Cette anomalie est provoquée probablement par des facteurs environnementaux.

Selon Bellicci *et al.* (2003), la cytomixie peut avoir des conséquences génétiques telles que la formation de cellules mères de pollen avec des anomalies de nombre de chromosomes, la formation aberrante de microspores (triades, pentades, hexades) et une stérilité pollinique.

Parmi les conséquences génétiques de la cytomixie que nous avons pu constater dans cette présente étude, la formation des triades, pentades et des tétrades dont l'une des quatre cellules filles est plus petite par rapport aux trois autres (Fig. 35).

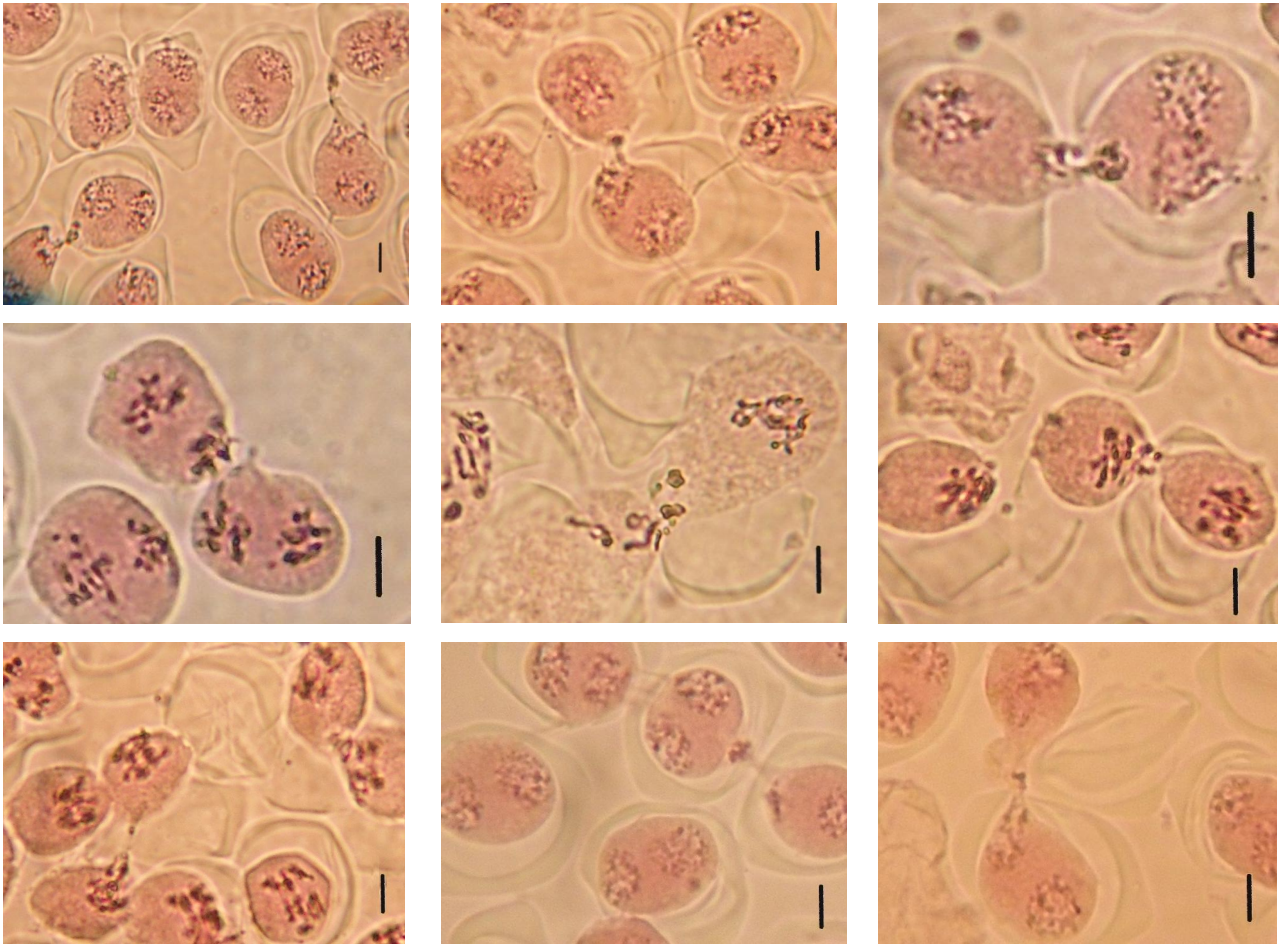


Figure 34 : Cytomixies entre les méiocytes mâles de *L. cousiniana* Coss. et DR. La barre d'échelle correspond à 10 µm.

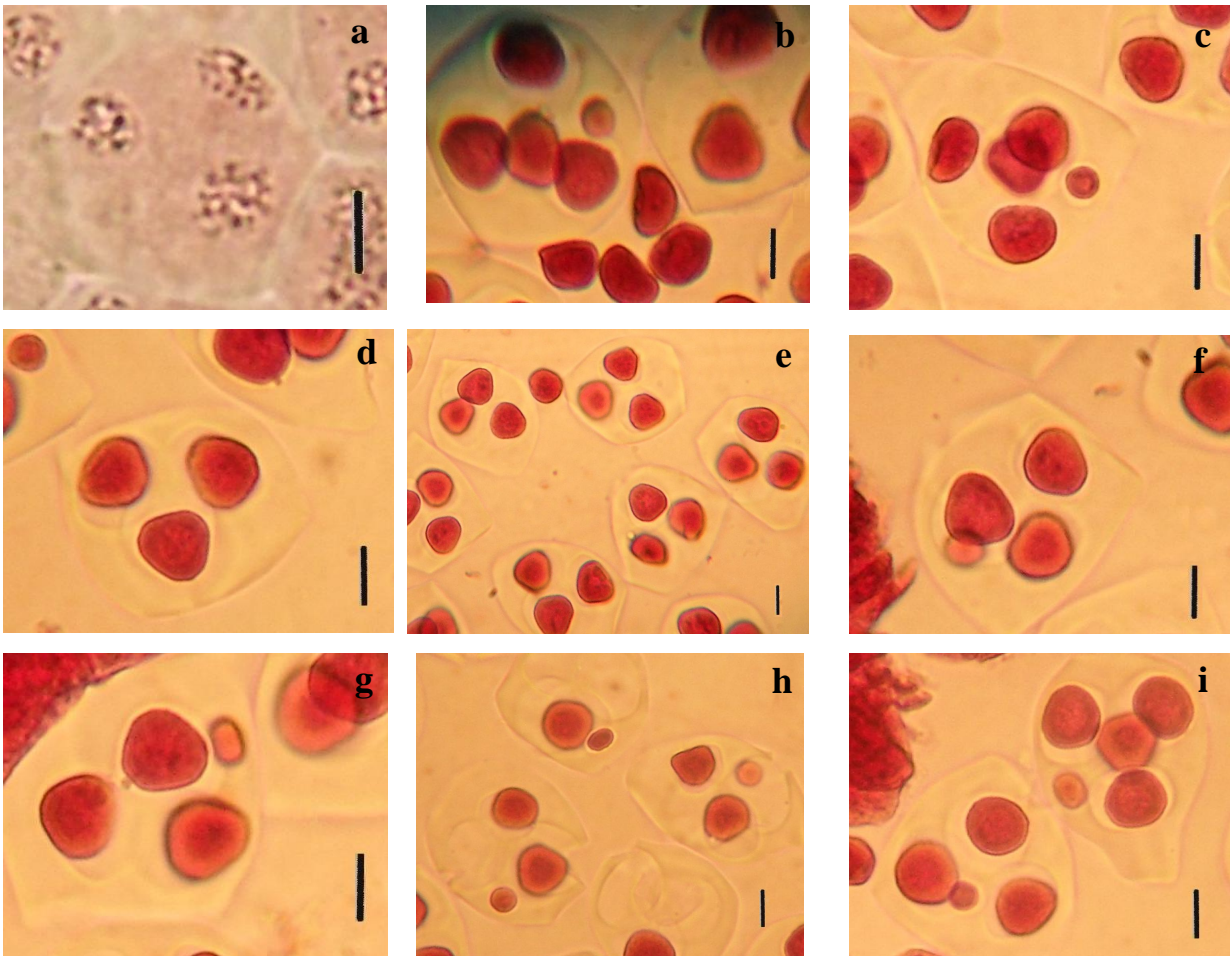


Figure 35 : Anomalies de taille et de nombres des cellules méiotiques chez *L. cousiniana*.
 a : Cellule en télophase II avec 3 noyaux ; b et c : Pentade ; d et e : Triades ; f-i : Formation d'une cellule fille plus petite de taille en comparaison avec les autres cellules filles.

3.3.5. Analyse de la fertilité pollinique chez *L. cousiniana*

Les grains de pollen de *L. cousiniana*, se colorent bien au bleu de coton. Ils sont de forme subsphérique avec une surface lisse non ornementée, avec trois ouvertures (Fig. 36).

Les grains de pollen stériles peuvent être aisément reconnus à côté des grains de pollen stériles (Fig. 37).

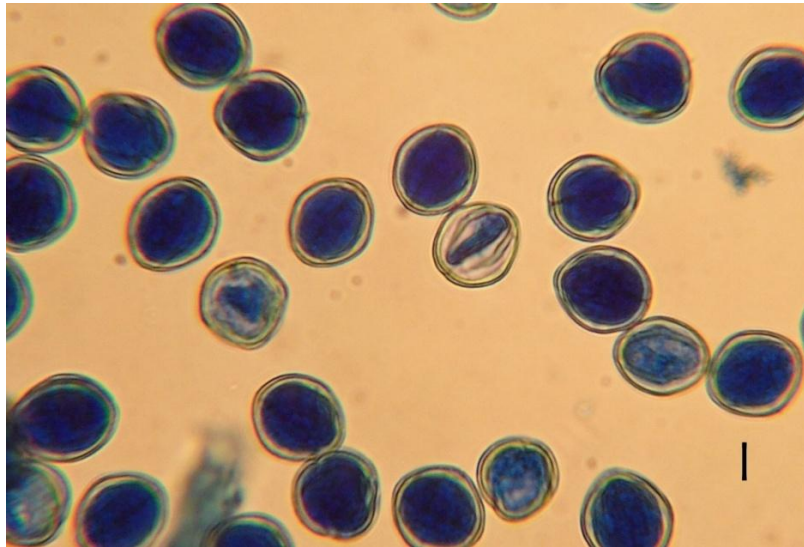


Figure 36 : Forme des grains de pollen de *L. cousiniana* colorés au bleu de coton.
La barre d'échelle correspond à 10 μ m.

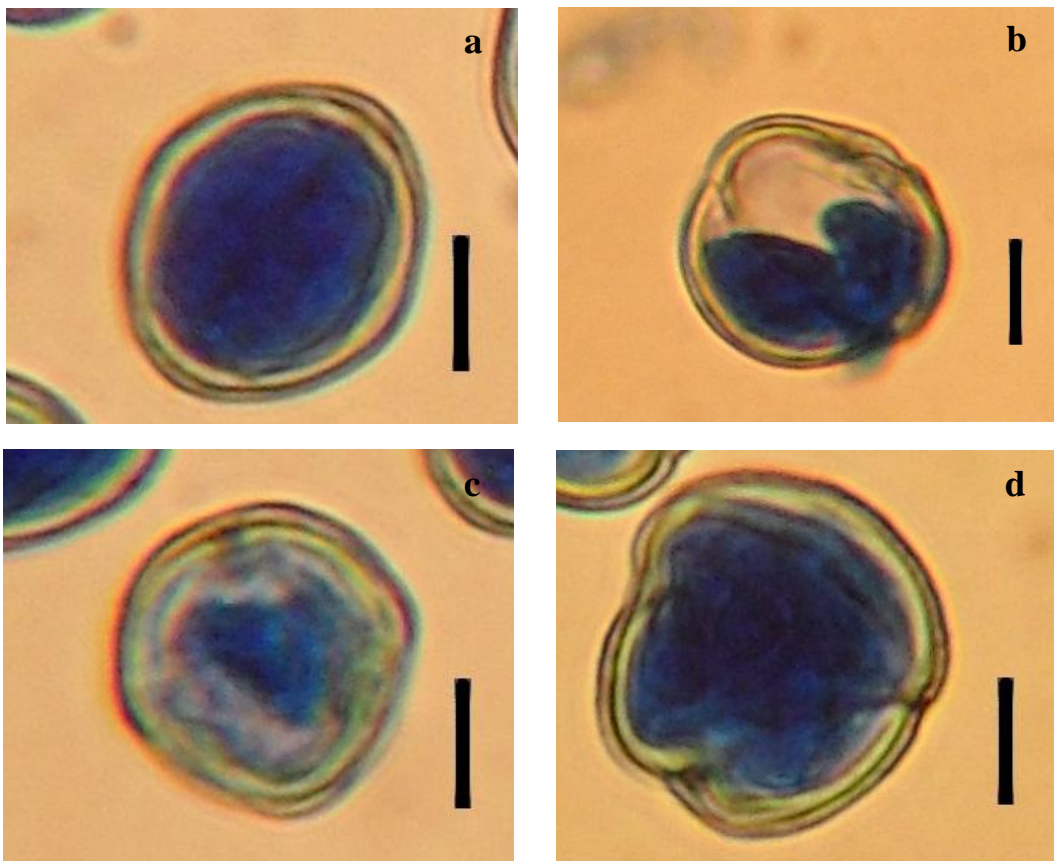


Figure 37 : Aspect des grains de pollen stériles en comparaison avec les grains de pollen fertiles chez *L. cousiniana* (coloration en bleu de coton).
a: Grain de pollen fertile ; b-d : Grains de pollen stériles. La barre d'échelle correspond à 10 μ m.

Les taux de fertilité ont été estimés sur 21 fleurs choisies au hasard à partir d'un lot provenant d'un échantillon de 10 individus environ. Les résultats obtenus sont résumés dans le tableau 9. Les taux de fertilité pollinique varient de 71,07 % au 98,09 % avec une moyenne de $86,86 \pm 7,58$ (%). Le pourcentage de fertilité pollinique estimé des fleurs est très variable d'une fleur à une autre, il est descendu jusqu'à 71 %. Cette descente jusqu'à une valeur aussi basse est probablement due à la cytomixie.

Tableau 10: Taux de la fertilité pollinique de *L. cousiniana*

Taux de fertilité pollinique (%)						
Fleur 1	Fleur 2	Fleur 3	Fleur 4	Fleur 5	Fleur 6	Fleur 7
87,5	91,28	90,65	85,75	81,9	86,36	86,58
Fleur 8	Fleur 9	Fleur 10	Fleur 11	Fleur 12	Fleur 13	Fleur 14
89,97	97,66	80,62	98,09	82,76	76,77	98,07
Fleur 15	Fleur 16	Fleur 17	Fleur 18	Fleur 19	Fleur 20	Fleur 21
87,94	71,07	87,83	97,89	74,55	88,87	81,85
Moyenne \pm écart-type (%) = $86,86 \pm 7,58$						

CONCLUSION

CONCLUSION

Dans ce travail nous avons mené une étude cytogénétique sur trois espèces d'angiospermes endémiques à l'Algérie : *Allium trichocnemis* J. Gay, *Erodium battandieranum* Rouy et *Lysimachia cousiniana* Coss. et DR. Nous avons appliqué des méthodes de la cytogénétique classique (analyse des mitoses, analyse des méioses et analyse des fertilités polliniques), après avoir mis en culture les graines des différentes espèces, repiqué les plantules récupérées dans les populations naturelles et récolté et mis en conservation des boutons floraux. Nous avons trouvé les résultats suivants :

La germination des graines d'*E. battandieranum* se bloque en boîte de pétri mais se développent bien quand les graines sont transférées en pot dans du terreau entre 7°C et 18°C. Le tégument des graines de l'espèce *L. cousiniana* est très dur, le traitement de celles-ci avec l'acide sulfurique concentré 1h 30mn a donné de très bons résultats. Les graines de *A. trichocnemis* n'ont pas germé, probablement parce qu'elles ne sont mures.

La coloration des chromosomes se fait bien que ce soit à l'orcéine lactopropionique ou au carmin acétique, à la fois sur les mitoses et les méioses.

Sur des métaphases mitotiques, nous avons pu compter $2n = 20$ chromosomes pour *E. battandieranum* et $2n = 18$ chromosomes pour *L. cousiniana*. Pour cette dernière nous avons pu réaliser un caryogramme et un idiogramme, la formule chromosomique de son caryotype est $2n = 18 = 6m + 12sm$. Pour *A. trichocnemis*, nous avons compté 27 chromosomes sur une plaque où tous les chromosomes ne sont pas nettement visible, ce carotype correspond probablement à $2n = 32$ chromosomes comme il a été confirmé sur des méioses.

Sur des méioses, les nombres chromosomiques ont été déterminés sans équivoque : *A. trichocnemis* est un tétraploïde à $2n = 4x = 32$ avec $x = 8$; *E. battandieranum* diploïde $2n = 2x = 20$ avec $x = 10$; *L. cousiniana* est aussi un diploïde à $2n = 2x = 18$ avec $x = 9$.

En plus du dénombrement chromosomique, l'analyse des méioses nous a permis d'observer les différents stades de la palynogenèse, où quelques anomalies sont constatées. Au cours de l'anaphase I des divisions méiotiques des cellules mères polliniques d'*A. trichocnemis*, et *L. cousiniana*, nous avons observé des ponts chromatiques reliant les

bivalents après leur séparation. Nous avons aussi observé des cytomixies entre les méiocytes mâles de *L. cousiniana*, ce qui a induit à la formation de triades, pentades et de tétrades (dont l'une des quatre cellules filles est plus petite par rapport aux trois autres).

Les grains de pollen d'*A. trichocnemis* présentent une seule ouverture et sont en forme de demi-lune à extrémités arrondies. Ceux d'*E. battandieranum* sont triporés (3 ouvertures) et de forme subsphérique. Pour *L. cousiniana*, les grains de pollen sont de forme subsphérique et semblent à 3 ouvertures. Les taux de fertilité pollinique d'*A. trichocnemis* et d'*E. battandieranum* sont élevés, ils varient 84,10 % à 98,72 % avec une moyenne de $93,60 \pm 3,15\%$ pour le premier et de 87,10 à 97,79 % avec une moyenne de $93,10 \pm 3,61\%$ pour le second. Le taux de fertilité pollinique de *L. cousiniana* est relativement plus faible, il varie de 71,07 % à 98,09 % avec une moyenne de $86,86 \pm 7,58\%$. Cette baisse du taux de fertilité pollinique chez ce dernier est probablement due aux anomalies observées pour la méiose, notamment la cytomixie.

En perspective, nous comptons élargir cette étude cytogénétique à d'autres populations et approfondir l'analyse des mitoses pour réaliser les caryogrammes et idiogrammes de ces trois taxons.

REFERENCES

BIBLIOGRAPHIQUES

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Abdelguerfi A. & M. Laouar, 1999:** Autoécologie et variabilité de quelques légumineuses d'intérêt fourrager et/ou pastoral : possibilités de valorisation en région méditerranéenne. *Pastagense Forragens* 20: 81-112.
- Aedo C., Aldasoro J. J. & C. Navarro, 2002:** Revision of *Geranium* sections *Azorelloida*, *Neoandina*, and *Paramensia* (Geraniaceae). *Blumea* 47: 205–297.
- Aedo C., Munoz Garmendia F. & F. Pando, 1998:** World checklist of *Geranium* L. (Geraniaceae). *Anales del Jardín Botánico de Madrid* 56: 211–252.
- Albers F., 1990:** Comparative karyological studies in Geraniaceae on family, genus, and section level. In: Vorster, P. (ed.) Proc. 1st International Geraniaceae Symposium, Stellenbosch University, South Africa, pp. 115–122.
- Albers F., Gibby M. & M. Austmann, 1992:** A reappraisal of *Pelargonium* sect. *Ligularia* (Geraniaceae). *Pl. Syst. Evol.* 179 : 257–276.
- Albers F., & J.J.A. Van der Walt, 1984:** Untersuchungen zur karyologie und mikrosporogenese von *Pelargonium* sect. *Pelargonium* (Geraniaceae). *Pl. Syst. Evol.* 147: 177–188.
- Albers F. & J.J.A. Van der Walt, 2007:** Geraniaceae. In K. Kubitzki Ed., The Families and Genera of Vascular Plants Vol. IX: Springer - Verlag, Berlin. pp. 157- 167. 509 p.
- Aldasoro J. J., Aedo C. & C. Navarro, 2000:** Insect attracting structur on *Erodium* petals (Geraniaceae). *Plant Biology* 2: 471–481.
- Aldasoro J. J., Aedo C., Saez L. & C. Aedo, 2002:** *California*, a new genus of Geraniaceae endemic to the southwest of North America. *Anales del Jardín Botánico de Madrid* 59: 209–216.
- Amirouche R. & M.T. Misset, 2009:** Flore spontanée d'Algérie : différenciation écogéographique des espèces et polyploidie Flore spontanée d'Algérie : *Cahier Agriculture* 18 (6) : novembre-décembre 2009.
- Anderberg A.A. & B. Stahl, 1995:** Phylogenetic interrelationships in the order Primulales, with special emphasis on the family circumscriptions. *Canad. J. Bot.* 73: 1699-1730.
- Anderberg A.A., Stahl B. & M. Källersjö, 1998:** Phylogenetic relationships in the Primulales inferred from *rbcL* sequence data. *Plant Systematics and Evolution* 211: 93-102.

- Anderberg A.A., Stahl B. & M. Källersjö, 2000:** Maesaceae, a new primuloid family in the order Ericales s.l. *Taxon* 49:183-187.
- Anderberg A.A., Rydin C. & M. Källersjö, 2002:** Phylogenetic relationships in the order Ericales s.l.: Analyses of molecular data from five genes from the plastid and mitochondrial genomes. *American Journal of Botany* 89: 677-687.
- Anderberg A.A., Manns U. & M. Källersjö, 2007:** Phylogeny and floral evolution of the Lysimachieae (Ericales, Myrsinaceae): evidence from *ndhF* sequence data, *Willdenowia*, 37: 407-421.
- Anthony Griffiths J.F., David Suzuki T. & S. Chrystelle, 2002:** Introduction à l'analyse génétique. De Boeck Université. Paris. P 87.
- APG I, 1998:** The Angiosperm Phylogeny Group: An ordinal classification for the families of flowering plants. *Ann. Missouri Bot. Gard.* 85: 531–553.
- APG II, 2003:** The Angiosperm Phylogeny Group: An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants. *Botanical Journal of the Linnean Societ.* 141: 399–436.
- APG III, 2009:** The Angiosperm Phylogeny Group: An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants. *Botanical Journal of the Linnean Society* 141: 399–436.
- Bakker F.T., Culham A., Pankhurst C.E. & M. Gibby, 2000:** Mitochondrial and chloroplast DNA-based phylogeny of *Pelargonium* (Geraniaceae). *Amer. J. Bot.* 87: 727–734.
- Bennett M.D., Bhandol P. & I.J. Leitch, 2000:** Nuclear DNA amounts in angiosperms and their modern uses — 807 new estimates. *Ann. Bot.* 86: 859–909.
- Boesewinkel F.D., 1988:** The seed structure and taxonomic relationships of *Hypseocharis* Remy. *Acta Botanica Neerlandica* 37: 111–120.
- Boumar R., Rebbas K., Djellouli Y., Gharzouli R. & A. Abbad, 2011:** Groupements végétaux de la subéraie du parc national de Taza Jijel (Algérie) et sa richesse floristique. Communications orales. Deuxième Rencontre Méditerranéenne, Chercheurs-Gestionnaires-Industriels sur *La Gestion des Suberaies et la Qualité du Liège*. Ijel. Algérie. 9p.
- Brown J.H., 1984:** On the relationship between abundance and distribution of species. *American Naturalist* 124: 255-279.

- Chase M. W., Reveal J. L. & M. F. Fay, 2009:** A subfamilial classification for the expanded asparagalean families Amaryllidaceae, Asparagaceae and Xanthorrhoeaceae. *Botanical Journal of the Linnean Society* 161: 132 – 136.
- Cheremushkina V.A., 1992:** Evolution of life forms of species in subgenus *Rhizirideum* (Koch) Wendelbo, genus *Allium* L. In The genus *Allium* — taxonomic problems and genetic resources. Proceedings of an international symposium held at Gatersleben, Germany, 11–13 June 1991. Edited by P. Hanelt, K. Hammer, and H. Knuopffer. Institut für Pflanzengenetik und Kultur pflanzenforschung, Gatersleben, Germany. pp. 27–34.
- Chi-ming H. & S. Kelso, 1996:** Primulaceae. *Flora of China* 15: 39–189. 1996.
- Chouaki S., Bessedik F., Chebouti A., Maamri F., Oumata S., Kheldoun S., Hamana M.F., Douzene M., Bellah F & A. Kheldoun, 2006 :** Deuxième rapport national sur l'état des ressources phylogénétiques. Institut National de la Recherche Agronomique d'Algérie (INRAA). 92 p.
- Coffey V.J. & S.B. Jones, 1980:** Biosystematics of *Lysimachia* section *Seleucia* (Primulaceae). *Brittonia*.32 (3) : 309-322.
- Cronquist A., 1981:** An integrated system of classification of flowering plant. Columbia University Press, New York.
- Dahlgren R.M.T., Clifford H.T. & P.F. Yeo, 1985:** *The Families of the Monocotyledons*. Springer-Verlag, Berlin.
- De Sarker D., Johnson M.A.T., Reynolds A. & P.E. Brandham, 1997:** Cytology of the highly polyploid disjunct species, *Allium dregeanum* (Alliaceae), and of some Eurasian relatives. *Bot. J. Linn. Soc.* 124: 361–373.
- Dyer A.F., 1963:** The use of lacto-propionic orcein in rapid squash. Methods for chromosome preparations. *Stain Thechnology* 38: 85-90.
- El-Oqlah A.A., 1989:** A revision of the genus *Erodium* L'Héritier in the Middle East. *Feddes Repertorium* 100: 3–4.
- Fang R.Z., 2003:** Primulaceae. In : Wu, C. Y. (ed.), *Flora Yunnanica* 15 : 326-514. Sci. Press, Beijing.
- Fay M.F. & M.W. Chase, 1996:** Resurrection of Themidaceae for the Brodiaea alliance, and recircumscription of Alliaceae, Amaryllidaceae and Agapanthoideae. *Taxon* 45: 441-451.
- Ferguson L.F., 1972:** *Lysimachia* L. in TUTIN, T. G. et al. eds. *Flora Europea* 3: 26-27.
- Fiz O., Vargas P., Alarcon M.L. & J. J. Aldasoro, 2006:** Phylogenetic relationships and evolution in *Erodium* (Geraniaceae) based on trnL-trnF sequences. *Systematic Botany* 31: 739–763.

- Fiz O., Vargas P., Alarcon M., Aedo C., García J.L. & J. J. Aldasoro, 2008:** Phylogeny and historical biogeography of Geraniaceae in relation to climate changes and pollination ecology. *Systematic Botany* 33: 326–342.
- Flory W.S., 1977:** Overview of chromosome evolution in the Amaryllidaceae. *Nucleus* 20: 70-88.
- Friesen N, Fritsch R.M. & F.R. Blattner, 2006:** Phylogeny and new intrageneric classification of *Allium* L. (Alliaceae) based on nuclear ribosomal DNA ITS sequences. *Aliso*. 22: 372–395.
- Fritsch R.M. & S.B. Astanova, 1998:** Uniform karyotypes in different sections of *Allium* L. subgen. *Melanocrommyum* (Webb & Berth.) Rouy from Central Asia. *Feddes Repert.* 109: 539–549.
- Ferguson L.F., 1972:** *Lysimachia* L. in TUTIN, T. G. et al. eds. *Flora Europaea* 3: 26-27.
- Fritsch R.M. & N. Friesen, 2002:** Evolution, domestication and taxonomy. In *Allium* crop science: recent advances. Edited by H.D. Rabinovitch and L. Currah. CAB international, Wallingford, U.K. pp. 5–27.
- Fritsch R.M., Blattner F.R. & M. Gurushidze, 2010:** New classification of *Allium* L. subg. *Melanocrommyum* (Webb & Berthel) Rouy (Alliaceae) based on molecular and morphological characters. *Phyton* 49: 145-220.
- Fritsch R.M., 2012:** Illustrated key to the sections and subsections and brief general circumscription of *Allium* subg. *Melanocrommyum*. *Phyton* 52 (1):1–37.
- Genç İ., Özhatay N. & M. Cevri, 2013:** A karyomorphological study of the genus *Allium* (sect. *Melanocrommyum*) from Turkey. *Turkey* 66 (1): 31–40.
- Gibby M., Hinnah S., Albers F. & E.M. Marais, 1996:** Cytological variation and evolution within *Pelargonium* sect. *Hoarea*. *Pl. Syst. Evol.* 203: 111–142.
- Greuter W., 1991:** Botanical diversity, endemism, rarity, and extinction in the mediterranean area: An analysis based on the published volumes of med-checklist. *Botanika Chronika* 10: 63-79.
- Guittonneau G.G., 1967:** Contribution à l'étude caryosystématique du genre *Erodium* L'Hér. *IV. Bulletin de la Société Botanique de France* 114: 32–42.
- Guittonneau G.G., 1990:** Taxonomy, Ecology and Phylogeny of genus *Erodium* L' Her. in the Mediterranean region. Pp. 71–91 in *Proceedings of the International Geraniaceae Symposium*, ed. P. Vorster. Stellenbosch, South Africa: Univ. Stellenbosch.
- Guittonneau G.G., 1972:** Contribution à l'étude biosytématique du genre *Erodium* L'Hér. dans le bassin méditerranéen occidental. *Boissiera* 20: 9–154.

- Hanelt P., Schultze-Motel J., Fritsch R.M., Kruse J., Maass H.I., Ohle H. & K. Pistrick, 1992:** Infrageneric grouping of *Allium*. The Gatersleben approach. In The genus *Allium* taxonomic problems and genetic resources. Proceedings of an international symposium held at Gatersleben, Germany, 11–13 June 1991. Edited by P. Hanelt, K. Hammer, and H. Knupffer. Institut für Pflanzengenetik und Kulturpflanzenforschung, Gatersleben, Germany. pp. 107–123.
- Hanelt P. R.M. & R.M. Fritsch, 1994:** Notes on infrageneric taxa in *Allium* L. *Kew Bull.* 49: 559–564.
- Hao G., Yuan Y.M., Hu C.M., Ge X.J. & N.X. Zhao, 2004:** Molecular phylogeny of *Lysimachia* (Myrsinaceae) based on chloroplast trnL-F and nuclear ribosomal ITS sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 31: 323-339.
- Harry M., 2001:** Génétique moléculaire et évolutive. Maloine . Paris. P15.
- Horlow C. & M.P. Doutriaux, 2003:** Les mécanismes moléculaires de la méiose chez les plantes. *Medecine sciences* 19:717-23.
- Hu C.M. & S. Kelso, 1996:** Primulaceae. In: Wu, Z.-Y. et Raven, P. H. (ed.), Flora of China 15. Beijing et St Louis. pp. 39-189.
- Ito M., Kawamoto A., Kita Y., Yukawa T. & S. Kurita, 1999:** Phylogenetic relationships of Amaryllidaceae based on *matK* sequence data. *Journal of Plant Research* 112: 207-216.
- Jahier J., Chever A.M., Eber F., Delourne R. & A.M. Tanguy, 1992:** Techniques de la cytogénétique végétale. Ed. INRA, Paris. 183.
- Källersjö M., Bergqvist G. & A.A. Anderberg, 2000:** Generic realignment in primuloid families of the Ericales s.l.: A phylogenetic analysis based on DNA sequences from three chloroplast genes and morphology. *Amer. J. Bot.* 87: 1325-1341.
- Kamenetsky I. 1992:** Morphological types and root systems as indicators of evolutionary pathways in the genus *Allium*. In The genus *Allium* – taxonomic problems and genetic resources. Proceedings of an international symposium held at Gatersleben, Germany, 11–13 June 1991. Edited by P. Hanelt, K. Hammer, and H. Knupffer. Institut für Pflanzengenetik und Kulturpflanzenforschung, Gatersleben, Germany. pp. 129–135.
- Khedim T., Amirouche N. & R. Amirouche, 2010:** le genre *Allium* (alliaceae) en Algérie : données cytotaxonomiques et polypléidie. Communication Orale : Biodiversité. Séminaire International en Biologie Végétale et Ecologie : 22-25 novembre 2010. Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Université Mentouri Constantine, Algérie.
- Klaas M., 1998:** Applications and impact of molecular markers on evolutionary and diversity studies in the genus *Allium*. *Plant Breed.* 117: 297–308.

- Kono Y., Chung K. F., Chen C.H., Hoshi Y., Setoguchi H., Chou C.H., Oginuma K. & C. Peng, 2012:** Intraspecific karyotypic polymorphism is highly concordant with allozyme variation in *Lysimachia mauritiana* (Primulaceae: Myrsinoideae) in Taiwan: Implications for the colonization history and dispersal patterns of coastal plants. *Annals of Botany* 110: 1119–1135.
- Kruckeberg A.R. & D. Rabinowitz, 1985:** Biological aspects of endemism in higher plants. *Annual Review of Ecology and Systematics* 16: 447-479.
- Kruse J., 1992:** Growth form characters and their variation in *Allium* L. In The genus *Allium* – taxonomic problems and genetic resources. Proceedings of an international symposium held at Gatersleben, Germany, 11–13 June 1991. Edited by P. Hanelt, K. Hammer, and H. Knupffer. Institut für Pflanzengenetik und Kulturpflanzenforschung, Gatersleben, Germany. pp. 173-179.
- Kubitzki K., Albers F. & J.J.A. Van der Walt, 2007:** The Families and Genera of Vascular Plants: Geraniaceae. 509: 157- 167.
- Lemonde A., Clement D., 1983:** Biologie cellulaire et moléculaire. Presses Université Laval. Paris. pp 396-398.
- Löve A. & D. Löve, 1975:** Plant chromosomes. T1. Ed. Cramer. 184 p.
- Martins L., Oberprieler C. & F. Hellwig, 2003:** A phylogenetic analysis of Primulaceae s.l. based on internal transcribed spacer (ITS) DNA sequence data. *Pl. Syst. Evol.* 237:75-85.
- Mast A.R., Kelso S., Richards J., Lang D.J., Feller D.M.S. & E. Conti, 2001:** Phylogenetic relationships in *Primula* L. and related genera (Primulaceae) based on noncoding chloroplast DNA. University of Chicago. *Int. J. Pl. Sci.* 162: 1381-1400.
- Matesanz S., Valladares F. & A. Escudero., 2009:** Functional ecology of a narrow endemic plant and a widespread congener from semiarid Spain. *Journal of Arid Environments* 73: 784-794.
- Mcallister H.A., 1999:** *Lysimachia punctata* L. and *L. verticillaris* Sprengel (Primulaceae) naturalised in the British Isles. *Watsonia* 22: 279-281.
- McNeal D.W. & T.D. Jacobsen, 2002:** *Allium* L., In Flora of North America Editorial Committee [eds.], Oxford University Press, New York, USA. Vol. 26. pp. 224–276.
- Medail F. & P. Quézel., 1997:** Hot-spots analysis for conservation of plant biodiversity in the Mediterranean basin. *Ann Missouri Bot Gard.* 84: 112-27.
- Meerow A.W. 1995:** Towards a phylogeny of Amaryllidaceae. In P.J. Rudall, P.J. Cribb, D.F. Cutler and C.J. Humphries (eds). *Monocotyledons: systematics and evolution*. Royal Botanic Gardens, Kew. pp. 169-179.

- Meerow A.W. & D.A. Snijman, 1998:** Amaryllidaceae. In K. Kubitzki ed. The families and genera of vascular plants Vol. III. Springer -Verlag, Berlin. pp. 83-110.
- Meerow A.W., Fay M.F., Guy C.L., Li Q-B., Zaman F.Q. & M.W. Chase, 1999:** Systematics of Amaryllidaceae based on cladistic analysis of plastid *rbcL* and *trnL-F* sequence data. *American Journal of Botany* 86: 1325-1345.
- Mukherjee A. & S. Chandra Roy, 2012:** Karyotype analysis of five species of *Allium*. *Indian Journal of Fundamental and Applied Life Sciences* 2 (2): 374-383.
- Ohba H. & R. Amirouche., 2003:** Observation of the Flora of Tadmaït and Tidikelt, Central Sahara, Algeria. *Journal of Japanese Botany* 78: 104-11.
- Özhatay N., 2002:** Diversity of bulbous monocots in Turkey with special reference. Chromosome numbers. *Pure Appl. Chem.* 74 (4): 547–555.
- Palacio S., Escudero A., Montserrat-Marti G., Maestro M., Milla R. & M.I.J. Albert., 2007:** Plants living on gypsum: beyond the specialist model. *Annals of Botany* 99: 333.
- Pax F. & R. Knuth, 1905:** Primulaceae. In: Engler, A. (ed.), *Das Pflanzenreich*. 237 p.
- Pistrick K., 1992:** Phenological variability in the genus *Allium* L. In *The genus Allium – taxonomic problems and genetic resources. Proceedings of an international symposium held at Gatersleben, Germany, 11–13 June 1991. Edited by P. Hanelt, K. Hammer, and H. Knupffer. Institut für Pflanzengenetik und Kulturpflanzenforschung, Gatersleben, Germany.* pp. 243–249.
- Price R.A. & J.D. Palmer, 1993:** Phylogenetic relationships of the Geraniaceae and Geraniales from *rbcL* sequence comparisons. *Annals of the Missouri Botanical Garden* 80: 661–671.
- Quézel P., 1985:** Definition of the Mediterranean region and the origin of its flora. In: Gomez-Campo, C. (ed). *Plant conservation in the Mediterranean area:* pp. 9-24.
- Quézel P & F. Médail, 2003:** *Ecologie et biogéographie des forêts du bassin méditerranéen.* Elsevier. Paris.
- Quézel P. & S. Santa, 1962:** Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales : 1, CNRS, Paris. pp. 1–565.
- Quézel P. & S. Santa, 1963:** Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales : 2, CNRS, Paris. pp. 571–1091.
- Rama Devi D., 1991:** Floral anatomy of *Hypseocharis* (Oxalidaceae) with a discussion of its systematic position. *Plant Systematics and Evolution* 177: 161–164.
- Ricroch A., Yockteng R., Brown S.C. & S. Nadot, 2005:** Evolution of genome size across some cultivated *Allium* species. *Genome* 48: 511–520.

- Slanis A.C. & A. Grau, 2001:** El género *Hypseocharis* (Oxalidaceae) en la Argentina. *Darwiniana* 39: 343–352.
- Soltis D.D., Soltis P.S., Chase M.W., Mort M.E., Albach D.C., Zanis M., Savolainen V., Hahn W.H., Hoot S.B., Fay M.F., Axtell M., Swensen S.M., Prince L.M., Kress W.J., Nixon K.C. & J.S. Farris, 2000:** Angiosperm phylogeny inferred from 18S rDNA, *rbcL*, and *atpB* sequences. *Botanical Journal of the Linnean Society* 133: 381–461.
- Stearn W.T., 1992:** How many species of *Allium* are known? *Kew Mag.* 9: 180–181.
- Strydom A., 2005:** Phylogenetic relationships in the family amaryllidaceae. Doctorate thesis, Faculty of Natural and Agricultural Sciences. University of the Free State. 569 p.
- Takhtajan A.L., 1997:** Diversity and Classification of Flowering Plants. Columbia University Press, New York, NY.
- Thompson J.D., 2005:** Plant evolution in the Mediterranean. Oxford University Press, Oxford.
- Van Loon J.C., 1984a:** Chromosome numbers in *Geranium* from Europe. I. The perennial species. *Proc. Koninkl. Ned. Akad. Wetensch. C* 87: 263–277.
- Van Loon J.C., 1984b:** Chromosome numbers in *Geranium* from Europe. II. The annual species. *Proc. Koninkl. Ned. Akad. Wetensch. C* 87: 279–296.
- Véla E. & S. Benhouhou, 2007:** Évaluation d'un nouveau point chaud de biodiversité végétale dans le Bassin méditerranéen (Afrique du Nord). *Comptes Rendus de Biologie* 330: 589–605.
- Verlaque R., Medail F., Quezel P. & J.F. Babinot, 1997:** Endémisme végétal et paléogéographie dans le bassin méditerranéen. *Geobios* 30: 159-166.
- Vujosevic M., Jovanovic V. & J. Blagojevic, 2013:** Polyploidy and b chromosomes in *Allium flavum* from Serbia. *Arch. Biol. Sci.* 65(1): 23-32.
- Weng M.L., Ruhlman T.A., Gibby M. & R.K. Jansen, 2012:** Phylogeny, rate variation, and genome size evolution of *Pelargonium* (Geraniaceae). *Molecular Phylogenetics and Evolution* 64: 654–670
- Yeo P.F., 1973:** The biology and systematics of *Geranium*, sections *Anemonifolia* Knuth and *Ruberta* Dum. *Botanical Journal of the Linnean Society* 67: 285–346.
- Youssef S., 2011:** Ecologie d'une espèce endémique méditerranéenne : étude des adaptations et des facteurs déterminant sa persistance et sa distribution. Thèse de doctorat. Faculté des Sciences et Techniques. Discipline : Biologie des populations et Ecologie. Université Paul CEZANNE. France 195 p.

Les sites consultés

(<http://www.ville-ge.ch/musinfo/bd/cjb/africa/details.php?langue=fr&id=155949>).

(<http://sonneratphoto.mnhn.fr/2011/01/14/1/P02055039.jpg>).

(<http://fr.wikipedia.org/wiki/Erodium>).

(http://golatofski.de/Pflanzenreich/gattung/e_bilder/erodium%20hymenodes.jpg),

(<http://sonneratphoto.mnhn.fr/2012/09/17/11/P05127717.jpg>)

(http://fr.wikipedia.org/wiki/Erodium_cicutarium)

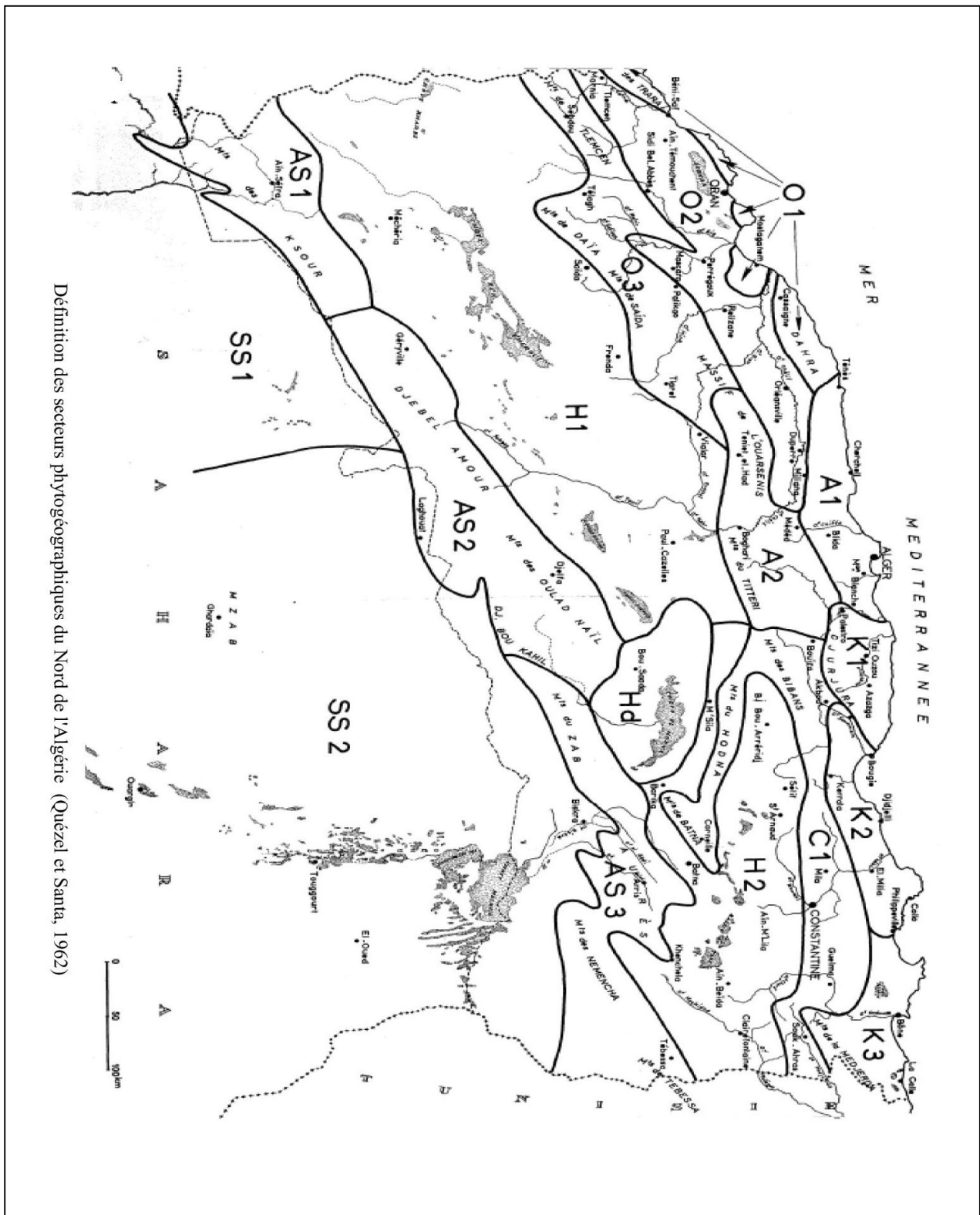
(pr.hec.gov.pk/Chapters/863-1.pdf).

(<http://fr.wikipedia.org/wiki/Primulaceae>).

(<http://sonneratphoto.mnhn.fr/2012/04/19/10/P04493424.jpg>)

ANNEXES

Annexe 1: Définition des secteurs phytogéographiques du Nord de l'Algérie (Quézel et Santa, 1962).



Définition des secteurs phytogéographiques du Nord de l'Algérie (Quézel et Santa, 1962)

KI: Grande Kabylie;
K 2 : Petite Kabylie;
K 3: Numidie (de Philippeville à la frontière tunisienne).
Al: Sous-secteur littoral;
A 2: Sous-secteur de l'Atlas Tellien.
CI: Secteur du Tell constantinois.
O1: Sous-secteur des Sahels littoraux
O2: Sous-secteur des plaines littorales;
O3: Sous-secteur de l'Atlas Tellien.
HI: Sous-secteur des Hauts-Plateaux algérois et oranais;
H 2: Sous-secteur des Hauts-Plateaux constantinois.
AS 1: Sous-secteur de l'Atlas Saharien oranais;
AS 2: Sous-secteur de l'Atlas Saharien algérois;
AS 3: Sous-secteur de l'Atlas Saharien constantinois
Hd: Sous-secteur du Hodna;
SS 1: Sous-secteur occidental du Sahara Septentrional;
SS 2: Sous-secteur oriental du Sahara Septentrional.
SC: Secteur du Sahara Central.
SO: Secteur du Sahara Occidental.
SM: Secteur du Sahara Méridional.

Annexe 2: Nombres chromosomiques du genre *Allium* (Friesen *et al.*, 2006).

New classification Subgenus/Section	Species	2n	Origin
<i>Polyprason/Scorodon</i>	<i>A. inaequale</i> Janka		S RUSSIA: Krasnodar, W Caucasus
<i>Polyprason/Scorodon</i>	<i>A. pamiricum</i> Wendelbo		PAKISTAN: Karakorum (GAT)
<i>Allium</i> ? (perhaps a new section)	<i>A. macrostemon</i> Bunge	16	MONGOLIA: Somon Matad
<i>Vvedenskya/Vvedenskya</i>	<i>A. kujukense</i> Vved.	20	KAZAKHSTAN: Karatau Range, Pass Kuyuk
<i>Amerallium</i>			
<i>Amerallium/Amerallium</i>	<i>A. drummondii</i> Regel	14	SWEDEN: BG Uppsala
<i>Amerallium/Arctoprasum</i>	<i>A. ursinum</i> L.	14	GERMANY: Thuringia, Keula
<i>Amerallium/Briseis</i>	<i>A. paradoxum</i> (M. Bieb.) G. Don	16	GERMANY: BG Leipzig
<i>Amerallium/Briseis</i>	<i>A. triquetrum</i> L.	16	N TUNESIA: Tell-Atlas Range
<i>Amerallium/Bromatorrhiza</i>	<i>A. hookeri</i> Thwaites	22	CHINA: Prov. Yunnan, Kunming, house garden
<i>Amerallium/Bromatorrhiza</i>	<i>A. wallichii</i> Kunth	14	GERMANY: Gesellschaft der Staudenfreunde
<i>Amerallium/Caulorhizideum</i>	<i>A. brevistylum</i> S. Watson	14	SWEDEN: BG Göteborg [USA: Utah]
<i>Amerallium/Caulorhizideum</i>	<i>A. goodingii</i> Ownbey	14	USA: Pepperell, M. McDonough [Arizona]
<i>Amerallium/Lophioprason</i>	<i>A. cernuum</i> Roth	14	GERMANY: 'Wyoming Pink', Gesellschaft der Staudenfreunde
<i>Microscordum/Microscordum</i>	<i>A. monanthum</i> Maxim.	32	RUSSIA: Far East, Khabarovsk, Ussuri lowland
	<i>A. monanthum</i> Maxim.	32	RUSSIA: Far East, Vladivostok
<i>Amerallium/Molium</i>	<i>A. moly</i> L.	14	GERMANY: Gatersleben, house garden
<i>Amerallium/Molium</i>	<i>A. subhirsutum</i> L.	14	ITALY: BG Palermo [Adiacenze di Petralia]
<i>Amerallium/Narkissoprason</i>	<i>A. insubricum</i> Boiss. et Reut.	14	GERMANY: BG Marburg
<i>Nectaroscordum/Nectaroscordum</i>	<i>A. bulgaricum</i> (Janka) Prodan	18	UK: Wokingham, R. Dadd
<i>Nectaroscordum/Nectaroscordum</i>	<i>A. siculum</i> Ucria	18	BULGARIA: Distr. Burgas, Nos Emine
<i>Amerallium/Rhopetoprason</i>	<i>A. fimbriatum</i> S. Watson var. <i>purdyi</i> Eastw.		USA: D. McNeal, Stockton [California, Lake Co.]
<i>Amerallium/Rhopetoprason</i>	<i>A. glandulosum</i> Link. et Otto	28	FRANCE: Montpellier, C.M. Messiaen
<i>Caloscordum/Caloscordum</i>	<i>A. neriniflorum</i> (Herb.) Baker	16	EAST MONGOLIA: Somon Chalchgol
	<i>A. neriniflorum</i> (Herb.) Baker	16	RUSSIA: BG Novosibirsk [Dauria, Onon River]
<i>Melanocrommyum</i>			
<i>Melanocrommyum/Acmopetala</i>	<i>A. backhousianum</i> Regel	16	TAJIKISTAN: BG Khorog
<i>Melanocrommyum/Acmopetala</i>	<i>A. suworowii</i> Regel	16	KAZAKHSTAN: Chu-Ili Mts., Georgievka
<i>Melanocrommyum/Aroidea</i>	<i>A. aroides</i> Popov et Vved.	16	UZBEKISTAN: BG Tashkent
<i>Melanocrommyum/Brevicaul</i>	<i>A. sergii</i> Vved.	16	KAZAKHSTAN: Karatau Range, Valley Ikonzu
<i>Melanocrommyum/Compactoprason</i>	<i>A. komarowii</i> Lipsky	16	TAJIKISTAN: Saravshan Range, Lake Iskanderkul
<i>Melanocrommyum/Kaloprason</i>	<i>A. cristophii</i> Trautv.	16	UK: BG Manchester
<i>Melanocrommyum/Megaloprason</i>	<i>A. sarawschanicum</i> Regel	16	UZBEKISTAN: Zaravshan Range, Pass Takhta-Karachi

New classification Subgenus/Section	Species	2n	Origin
<i>Melanocrommyum/Megaloprason</i>	<i>A. stipitatum</i> Regel	16	TAJIKISTAN: Hissar Range, Romit Reservation
<i>Melanocrommyum/Melanocrommyum</i>	<i>A. nigrum</i> L.	16	GERMANY: BG Leipzig
<i>Melanocrommyum/Melanocrommyum</i>	<i>A. noëanum</i> Reut. ex Regel	16	IRAN: Prov. Azerbaijan, Miyaneh
<i>Melanocrommyum/Miniprason</i>	<i>A. karataviense</i> Regel	18	UZBEKISTAN: Chatkal Range, Chilchenboa Mts.
<i>Melanocrommyum/Popovia</i>	<i>A. gypsaceum</i> Popov et Vved.	16	UZBEKISTAN: SW Hissar Range, Dekhkanabad
<i>Porphyoprason/Porphyoprason</i>	<i>A. oreophilum</i> C. A. Mey.	16	AUSTRIA: BG Graz
<i>Melanocrommyum/Pseudoprason</i>	<i>A. cardiostemon</i> Fisch. et C. A. Mey.	16	NW IRAN: Lake Orumiye, Ghushch
<i>Melanocrommyum/Regeloprason</i>	<i>A. regelii</i> Trautv.	16	TURKMENISTAN: Central Kopetdag, Gyaurs
<i>Melanocrommyum/Verticillata</i>	<i>A. verticillatum</i> Regel	16	TAJIKISTAN: Gazimajlik Range, Ganjino
<i>Anguinum/Anguinum</i>	<i>A. microdictyon</i> Prokh.	16	RUSSIA: BG Kirovsk [Altai]
<i>Anguinum/Anguinum</i>	<i>A. ovalifolium</i> Hand.-Mazz.	16	CHINA: Prov. Quinghai, Beisha National Park
<i>Anguinum/Anguinum</i>	<i>A. tricoccum</i> Sol.	16	USA: Glencoe, J. F. Swenson
<i>Anguinum/Anguinum</i>	<i>A. victorialis</i> L.	16	GEORGIA: Caucasus
<i>CepalAnnuloprason</i>	<i>A. atosanguineum</i> Kar. et Kir.	16	KAZAKHSTAN: Trans-Ili Range, Valley Almaatinka
<i>CepalAnnuloprason</i>	<i>A. fedschenkoanum</i> Regel	16	TAJIKISTAN: Turkestan Range, Kusavlisai
<i>CepalAnnuloprason</i>	<i>A. fedschenkoanum</i> Regel		KIRGYZSTAN: Alai Mts. (GAT)
<i>CepalAnnuloprason</i>	<i>A. monadelphum</i> Turcz. ex Kar. et Kir.	16	RUSSIA: East Sibiria, Chentei (NSK)
<i>CepalAnnuloprason</i>	<i>A. semenowii</i> Regel		KIRGIZSTAN: Centr. Than-Schan (TASH)
<i>CepalAnnuloprason</i>	<i>A. weschniakowii</i> Regel		KIRGIZSTAN: Issyk-kul (TASH)
<i>Butomissal/Butomissa</i>	<i>A. ramosum</i> L.	32	KAZAKHSTAN: BG Alma-Ata
	<i>A. ramosum</i> L.	32	RUSSIA: Buryatia, Lake Gusinoe
<i>Butomissal/Butomissa</i>	<i>A. tuberosum</i> Rottl. ex Spreng.	32	INDIA: Kashmir, Ladakh
<i>Rhizirideum/Caespitosoprason</i>	<i>A. bidentatum</i> Fisch. ex Prokhorov	32	MONGOLIA: Somon Erdenetsagan
	<i>A. bidentatum</i> Fisch. ex Prokhorov	32	RUSSIA: Altai Mts., Czemal
<i>Rhizirideum/Caespitosoprason</i>	<i>A. dentigerum</i> Prokhorov	16	CHINA: Prov. Quinghai, Xining
<i>Rhizirideum/Caespitosoprason</i>	<i>A. mongolicum</i> Regel	16	MONGOLIA: Tamsarbulag
<i>Rhizirideum/Caespitosoprason</i>	<i>A. polyrrhizum</i> Turcz. ex Regel	32	MONGOLIA: Aimak centre Baruun urt, Talbulagu
<i>Rhizirideum/Caespitosoprason</i>	<i>A. subangulatum</i> Regel		MONGOLIA: Gobi Altai Mts. (GAT)
<i>Reticulatulobulbosal/Campanulata</i>	<i>A. drepanophyllum</i> Vved.	16	UZBEKISTAN: Chatkal Range, Bashkysylsai
<i>Reticulatulobulbosal/Campanulata</i>	<i>A. jodanthum</i> Vved.	16	TAJIKISTAN: Hissar Range, Kondara Valley
<i>Reticulatulobulbosal/Campanulata</i>	<i>A. minorensis</i> ined.		KIRGIZSTAN: Talas Alatau Range (GAT)
<i>Reticulatulobulbosal/Campanulata</i>	<i>A. sordidiflorum</i> Vved.		TAJIKISTAN: Sanglok Mts. (TASH)

New classification Subgenus/Section	Species	2n	Origin
<i>Reticulotubulbosa/Campanu lata</i>	<i>A. tenuicaule</i> Regel		TAJIKISTAN: Hissar Range (TASH)
<i>Reticulotubulbosa/Campanu lata</i>	<i>A. teretifolium</i> Regel		KAZAKHSTAN: Dzhungar Alatau Range (TASH)
<i>Reticulotubulbosa/Campanu lata</i>	<i>A. xiphopetalum</i> Aitch. et Baker	16	SWEDEN: BG Göteborg
<i>Cepal/Cepa</i>	<i>A. altaicum</i> Pall.	16	LITHUANIA: BG Kaunas
	<i>A. altaicum</i> Pall.	16	RUSSIA: Sayan Mts, Tuva, Erzin
	<i>A. altaicum</i> Pall.	16	RUSSIA: Altai Mts., Yuzhno-Chuisky Range
<i>Cepal/Cepa</i>	<i>A. asarensis</i> R. M. Fritsch et Matin	16	IRAN: Elburz Range, Karaj Valley, Asara
<i>Cepal/Cepa</i>	<i>A. cepa</i> L.	16	GERMANY: 'Stuttgarter Riesen'
<i>Cepal/Cepa</i>	<i>A. cepa</i> aggregatum cultivar group	16	USA: Glencoe, J. F. Swenson
<i>Cepal/Cepa</i>	<i>A. fistulosum</i> L.	16	JAPAN: 'Long White Tokyo'
<i>Cepal/Cepa</i>	<i>A. galanthum</i> Kar. et Kir.	16	KAZAKHSTAN: BG Alma-Ata
<i>Cepal/Cepa</i>	<i>A. oschaninii</i> B. Fedtsch.	16	KIRGIZSTAN: Turkestan Range, Dargun
<i>Cepal/Cepa</i>	<i>A. praemixtum</i> Vved.	16	TAJIKISTAN: Mogoltau Range, Spa massif
<i>Cepal/Cepa</i>	<i>A. pskemense</i> B. Fedtsch.	16	DENMARK: BG Copenhagen
<i>Cepal/Cepa</i>	<i>A. vavilovii</i> Popov et Vved.	16	TURKMENISTAN: C. Kopetdag Range, Chuli
<i>Cepal/Cepa</i>	<i>A. vavilovii</i> Popov et Vved.	16	TURKMENISTAN: C. Kopetdag Range, Chuli
<i>Cyathophora/Coleoblastus</i>	<i>A. mairei</i> Levl.	16	SWITZERLAND: BG Zurich
<i>Cyathophora/Cyathophora</i>	<i>A. cyathophorum</i> Bur. et Franch.	16	NORWAY: BG Oslo
	<i>A. cyathophorum</i> Bur. et Franch.	16	NORWAY: BG Oslo
<i>Cyathophora/Milula</i>	<i>A. spicatum</i> (Prain) N. Friesen	16	CHINA: Tibet, Tsangpo Valley (OSBU)
	<i>A. spicatum</i> (Prain) N. Friesen	16	CHINA: Tibet, Upper Cuamda Chu (OSBU)
<i>Polyprason/Falcatifolia</i>	<i>A. carolinianum</i> DC.	16	TAJIKISTAN: Hissar Range, Anzob Pass
<i>Cepal/Condensatum</i>	<i>A. condensatum</i> Turcz.	16	RUSSIA: Far East, Khabarovsk, Ussuri lowland
	<i>A. condensatum</i> Turcz.	16	EAST MONGOLIA: (GAT)
<i>Polyprason/Daghestanica</i>	<i>A. daghestanicum</i> Grossh.	16	GEORGIA: BG Bakuriani, [Daghestan]
<i>Polyprason/Daghestanica</i>	<i>A. ericetorum</i> Thore	16	GERMANY: BG Leipzig
<i>Polyprason/Daghestanica</i>	<i>A. gunibicum</i> Misch. ex Grossh.	16	GEORGIA: Caucasus, Chevsuretia, Dusheti
<i>Butomissa/Austromontana</i>	<i>A. gilgiticum</i> Wang et Tang		PAKISTAN: Karakorum Range (GAT)
<i>Polyprason/Falcatifolia</i>	<i>A. hymenorrhizum</i> Ledeb.	16	TAJIKISTAN: Saravshan Range, Lake Is- kanderkul
<i>Polyprason/Oreiprason</i>	<i>A. kaschianum</i> Regel	16	TAJIKISTAN: BG Chorog [Pamir, Shakh- darya Mts.]
<i>Polyprason/Oreiprason</i>	<i>A. kurssanovii</i> Popov	16	KAZAKHSTAN: Trans-Ili Range, Medeo
<i>Rhizirideum/Oreiprason</i>	<i>A. ochroleucum</i> Waldst. et Kit.	16	SLOVENIA: Steiner Alps
	<i>A. ochroleucum</i> Waldst. et Kit.	16	SLOVENIA: BG Ljubljana [Julijske Alps]
<i>Polyprason/Daghestanica</i>	<i>A. ochroleucum</i> subsp. <i>pseudosuaveolens</i> Zahar.	16	ROMANIA: BG Cluj-Napoca
<i>Polyprason/Oreiprason</i>	<i>A. petraeum</i> Kar. et Kir.	16	KAZAKHSTAN: Chu-Ili Mts., Pass Kurdai

New classification Subgenus/Section	Species	2n	Origin
<i>Polyprason/Falcatifolia</i>	<i>A. platyspathum</i> Schrenk	16	KAZAKHSTAN: Trans-Ili Range, Valley Almaatinka
<i>Polyprason/Falcatifolia</i>	<i>A. platyspathum</i> subsp. <i>amblyophyllum</i> (Kar. et Kir.) N. Friesen	16	RUSSIA: BG Novosibirsk
<i>Polyprason/Oreiprason</i>	<i>A. roylei</i> Stearn	16	CZECH REPUBLIK: Olomouc
<i>Polyprason/Oreiprason</i>	<i>A. setifolium</i> Schrenk		UZBEKISTAN: (GAT)
<i>Polyprason/Daghestanica</i>	<i>A. suaveolens</i> Jacq.	16	ITALY: BG Padua
<i>Polyprason/Oreiprason</i>	<i>A. talassicum</i> Regel	16	CHINA: Prov. Xingiang
<i>Polyprason/Oreiprason</i>	<i>A. obliquum</i> L.	16	RUSSIA: Altai Mts., Lake Teletskoe
<i>Reticulatulobulbosa/Sikkimensia</i>	<i>A. beesianum</i> W. W. Sm.	32	DENMARK: BG Copenhagen,
<i>Reticulatulobulbosa/Reticulatulobulbosa</i>	<i>A. chamarense</i> M. Ivanova	16	MONGOLIA: Chentei (GAT)
<i>Reticulatulobulbosa/Reticulatulobulbosa</i>	<i>A. clathratum</i> Ledeb.	32	RUSSIA: Altai Mts., Chemal
<i>Reticulatulobulbosa/Sikkimensia</i>	<i>A. cyaneum</i> Regel	32	GERMANY: BG Tuebingen
<i>Reticulatulobulbosa/Nigrimontana</i>	<i>A. drobovii</i> Vved.		UZBEKISTAN: Ugamskij Chr. (TASH)
<i>Rhizirideum/Eduardia</i>	<i>A. eduardii</i> Stearn	16	RUSSIA: Sayan Range, Tuva, Erzin
	<i>A. eduardii</i> Stearn	16	RUSSIA: Sayan Range, Tuva, Erzin
<i>Reticulatulobulbosa/Reticulatulobulbosa</i>	<i>A. flavidum</i> Ledeb.	16	RUSSIA: Altai (GAT)
<i>Cyathophora/Coleoblastus</i>	<i>A. kingdonii</i> Stearn		CHINA: Tibet (OSBU)
<i>Reticulatulobulbosa/Reticulatulobulbosa</i>	<i>A. kuramense</i> F. O. Khassanov et N. Friesen	16	UZBEKISTAN: Chatkal Range, Kuram Mts., Chorkesar
<i>Reticulatulobulbosa/Reticulatulobulbosa</i>	<i>A. leucocephalum</i> Turcz.	16	RUSSIA: Burjatia, Dzhida (NSK)
<i>Reticulatulobulbosa/Reticulatulobulbosa</i>	<i>A. lineare</i> L.	16	N KAZAKHSTAN: vil. Kievskoe
	<i>A. lineare</i> L.	16	KAZAKHSTAN: (GAT)
<i>Reticulatulobulbosa/Reticulatulobulbosa</i>	<i>A. malyshevii</i> N. Friesen	16	RUSSIA: Tuva, Sengilen (GAT)
<i>Rhizirideum/Reticulatulobulbosa</i>	<i>A. montibaicalense</i> N. Friesen	16	RUSSIA: Buryatia, NW Baikal, Muzhinai
	<i>A. montibaicalense</i> N. Friesen	16	RUSSIA: North Baikal (GAT)
<i>Reticulatulobulbosa/Nigrimontana</i>	<i>A. oreoprasoides</i> Vved.		UZBEKISTAN: West Than-Shan (TASH)
<i>Butomissal/Austromontana</i>	<i>A. oreoprasum</i> Schrenk	16	KAZAKHSTAN: Trans-Ili Range, Turgen Valley
	<i>A. oreoprasum</i> Schrenk	16	KIRGIZSTAN: Talas-Alatau Range, Pass Otmek
<i>Rhizirideum/Caesptosoprason</i>	<i>A. przewalskianum</i> Regel	32	CHINA: Prov. Quinghai, Lake Koko Nor
<i>Reticulatulobulbosa/Reticulatulobulbosa</i>	<i>A. rupestristepposum</i> N. Friesen	16	RUSSIA: Lake Baikal, Goloustnoe
<i>Reticulatulobulbosa/Scabriscapa</i>	<i>A. scabriscapum</i> Boiss.	16	IRAN: Prov. Tehran, Merdabat
<i>Reticulatulobulbosa/Sikkimensia</i>	<i>A. sikkimense</i> Baker		CHINA: SE Tibet, Lhasa (GAT)
<i>Reticulatulobulbosa/Reticulatulobulbosa</i>	<i>A. splendens</i> Schult. et Schult. f.	48	RUSSIA: Buryatia, NW shore of Lake Baikal
<i>Reticulatulobulbosa/Reticulatulobulbosa</i>	<i>A. strictum</i> Schrad.	48	RUSSIA: upper Enisey River, Shushenskoe
<i>Reticulatulobulbosa/Flaviscordum</i>	<i>A. sulphureum</i> Vved.		TAJIKISTAN: Pamiro-Alai, Gasimaylik (LE)

New classification Subgenus/Section	Species	2n	Origin
<i>Reticulobulbosa/Flaviscordum</i>	<i>A. trachyscordum</i> Vved.	16	KIRGIZSTAN: Talas, Talas-Alatau Range
<i>Reticulobulbosa/Reticulobulbosa</i>	<i>A. ubsicolum</i> Regel	32	RUSSIA: Tuva, Erzin, Sayan Range
<i>Rhizirideum/Rhizirideum</i>	<i>A. albidum</i> Fisch. ex Bieb.	16	AUSTRIA: BG Graz [Serbia, Deliblatska Pescara]
<i>Rhizirideum/Rhizirideum</i>	<i>A. albidum</i> Fisch. ex Bieb.	16	GEORGIA: Caucasus Range, Chevsuretia, Mutso
	<i>A. albidum</i> Fisch. ex Bieb.	16	USA: Pepperell, M. McDonough [NE Turkey]
<i>Rhizirideum/Rhizirideum</i>	<i>A. angulosum</i> L.	16	N KAZAKHSTAN: vil. Kievskoe
<i>Rhizirideum/Rhizirideum</i>	<i>A. austrosibiricum</i> N. Friesen	16	RUSSIA: Tuva, Erzin, Sayan Range
<i>Rhizirideum/Rhizirideum</i>	<i>A. flavescens</i> Bess.	16	N KAZAKHSTAN: vil. Kievskoe
<i>Rhizirideum/Rhizirideum</i>	<i>A. incensiodorum</i> Radić	16	AUSTRIA: BG Graz
<i>Rhizirideum/Rhizirideum</i>	<i>A. lusitanicum</i> Lam.	32	GERMANY: Harz, Benzingerode
<i>Rhizirideum/Rhizirideum</i>	<i>A. nutans</i> L.	32	RUSSIA: Gorno-Altai, Altai Mts.
<i>Rhizirideum/Rhizirideum</i>	<i>A. rubens</i> Schrad.	16	KAZAKHSTAN: Temirtau
	<i>A. rubens</i> Schrad.	16	RUSSIA: Altai Mts., Sailugem
<i>Rhizirideum/Rhizirideum</i>	<i>A. senescens</i> L.	32	RUSSIA: Buryatia, Lake Gusinoe
<i>Rhizirideum/Rhizirideum</i>	<i>A. spirale</i> Willd.	32	NORTH KOREA: BG Wonsan [Prov. S-Hwanghe]
<i>Rhizirideum/Rhizirideum</i>	<i>A. stellerianum</i> Willd.	32	RUSSIA: Muchor, Lake Baikal
<i>Rhizirideum/Rhizirideum</i>	<i>A. togashii</i> Hara	16	USA: Pepperell, M. McDonough
<i>Rhizirideum/Rhizirideum</i>	<i>A. tuvanicum</i> (N. Friesen) N. Friesen	16	RUSSIA: Tuva, Erzin, Sayan Range
<i>CepalSacculiferum</i>	<i>A. chinense</i> G. Don	24	CHINA: Prov. Yunnan, Kunming, market
	<i>A. chinense</i> G. Don	32	JAPAN: Fukui, local strain
<i>CepalSacculiferum</i>	<i>A. komarovianum</i> Vved.		RUSSIA: Far East (LE)
<i>CepalSacculiferum</i>	<i>A. thunbergii</i> G. Don	16	NORTH KOREA: BG Wonsan [Kumgangsan Range, Prov. Kanwon]
<i>CepalSchoenoprasum</i>	<i>A. altynolicum</i> N. Friesen	32	GERMANY: Quedlinburg, breeder's strain
<i>CepalSchoenoprasum</i>	<i>A. karelinii</i> Poljak.	16	JAPAN: Tsukuba Research Station
<i>CepalSchoenoprasum</i>	<i>A. ledebourianum</i> Schult. et Schult. f.	16	RUSSIA: Altai Mts., Cholzun
<i>CepalSchoenoprasum</i>	<i>A. maximowiczii</i> Regel	16	RUSSIA: Buryatia, Romanovka
<i>CepalSchoenoprasum</i>	<i>A. oliganthum</i> Kar. et Kir.	16	KAZAKHSTAN: Lake Zajsan
<i>CepalSchoenoprasum</i>	<i>A. schmitzii</i> Coutinho	16	USA: Pepperell, M. McDonough
<i>CepalSchoenoprasum</i>	<i>A. schoenoprasum</i> subsp. <i>latiorifolium</i> (Pau) R. Martinez et al.	32	SPAIN: Sierra de Guadarrama, Mt. Penarala
<i>CepalSchoenoprasum</i>	<i>A. schoenoprasum</i> L.	16	RUSSIA: Far East, Peninsula Chukotka
	<i>A. schoenoprasum</i> L.	16	GERMANY: 'Mittelgrober'
<i>Rhizirideum/Tenuissima</i>	<i>A. anisopodium</i> Ledeb.	16	MONGOLIA: Aimak Chentij, Zargalanchan
<i>Rhizirideum/Tenuissima</i>	<i>A. tenuissimum</i> L.	16	NORTH KOREA: BG Pyongyang
<i>Rhizirideum/Tenuissima</i>	<i>A. vodopjanovae</i> N. Friesen	16	RUSSIA: W Sayan Range, Khakasia
	<i>A. vodopjanovae</i> N. Friesen	16	RUSSIA: Altai Mts., Ust-Koksa, Kyrlyk
<i>Ipheion</i>	<i>I. uniflorum</i> (Graham) Raf.	12	NETHERLAND: BG Amsterdam
<i>Tulbaghia</i>	<i>T. simmleri</i> Beauv. (= <i>T. fragrans</i> Verdoorn)	12	UK: London, Chelsea Physic Garden
<i>Nothoscordum</i>	<i>N. bivalve</i> (L.) Britton	18	UK: Wellesbourne, HIS
	<i>N. gracile</i> (Ait.) Stearn	18	SWEDEN: BG Göteborg
<i>Dichelostemma</i>	<i>D. multiflorum</i> (Benth.) Heller		USA: California, BG Berkeley [Shasta Co.]

New classification Subgenus/Section	Species	2n	Origin
<i>Allium</i>			
<i>Allium/Allium</i>	<i>A. ampeloprasum</i> L.	32	BULGARIA: Arkutino
<i>Allium/Allium</i>	<i>A. atrovioleaceum</i> Boiss.	32	TURKEY: vil. Antalya, Saklikent
<i>Allium/Allium</i>	<i>A. dregeanum</i> Kunth	64	SOUTH AFRICA
<i>Allium/Allium</i>	<i>A. iranicum</i> (Wendelbo) Wendelbo	32	IRAN: Asara, Elburz Range, Karaj Valley
<i>Allium/Allium</i>	<i>A. sativum</i> L.	16	TAJIKISTAN: BG Dushanbe
<i>Allium/Allium</i>	<i>A. scorodoprasum</i> L.	16	BULGARIA: Plovdiv
<i>Allium/Allium</i>	<i>A. sphaerocephalon</i> L.	16	TURKEY: vil. Denizli, Boz Dagi
<i>Allium/Mediasia</i>	<i>A. turkestanicum</i> Regel	16	UZBEKISTAN: Malguzar Mts., Dzhizakh
	<i>A. turkestanicum</i> Regel	16	KAZAKHSTAN: Karatau Range, Mt. Ulken-Burul
<i>Allium/Avulsea</i>	<i>A. griffithianum</i> Boiss.	16	UZBEKISTAN: Zaravshan Range, Pass Takhta-Karachi
<i>Allium/Avulsea</i>	<i>A. umbilicatum</i> Boiss.	16	IRAN: BG Tehran [Mosha]
<i>Allium/Brevidentia</i>	<i>A. brevidens</i> Vved.	16	UZBEKISTAN: vil. Zevar, SW Hissar Range
<i>Allium/?</i> (perhaps a new section)	<i>A. haneltii</i> Khassanov et R. M. Fritsch		UZBEKISTAN: Chatkal Range, Kuram Mts., Chorkesar
<i>Allium/Brevispatha</i>	<i>A. margaritae</i> B. Fedtsch.		KAZAKHSTAN: Chu-Ili Mts., Kurdai Pass (GAT)
<i>Allium/Brevispatha</i>	<i>A. cupanii</i> Raf. subsp. <i>hirtovaginatatum</i> (Kunth) Stearn	16	TURKEY: vil. Denizli, Boz Dagi
<i>Allium/Caerulea</i>	<i>A. caeruleum</i> Pall.	16	RUSSIA: BG Moscow
	<i>A. caeruleum</i> Pall.	16	KAZAKHSTAN: Chu-Ili Mts., Kurdai Pass
<i>Allium/Caerulea</i>	<i>A. caesium</i> Schrenk	32	TAJIKISTAN: Turkestan Range, Kusavlisai
<i>Allium/Caerulea</i>	<i>A. elegans</i> Drob.	16	KAZAKHSTAN: Karatau Range, Mt. Ulken-tura
<i>Allium/Caerulea</i>	<i>A. litvinovii</i> Drob. ex Vved.	16	KIRGIZSTAN: Alai Range, Pass Chigirchik
<i>Allium/Codonoprasum</i>	<i>A. flavum</i> L.	16	AUSTRIA: BG Linz
<i>Allium/Codonoprasum</i>	<i>A. kunthianum</i> Vved.	16	GEORGIA: Tbilisi, Narikala
<i>Allium/Codonoprasum</i>	<i>A. melanantherum</i> Pančić		UK: BG Reading
<i>Allium/Codonoprasum</i>	<i>A. paniculatum</i> L.	16	ITALY: Sardinia, La Corte
<i>Allium/Codonoprasum</i>	<i>A. rupestre</i> Steven		TURKEY: vil. Kastamonu, Ayli-Dagi Mts.
<i>Allium/Costulatae</i>	<i>A. filidens</i> Regel	16	KAZAKHSTAN: W foothills of Karatau Range
<i>Allium/Costulatae</i>	<i>A. filidentiforme</i> Vved. ex Kasht. et Nikitin	16	TAJIKISTAN: Turkestan Range, Shakhristan Pass
<i>Allium/Crystallina</i>	<i>A. crystallinum</i> Vved.		UZBEKISTAN: SW Hissar Range, Derbent
<i>Allium/Kopetdagia</i>	<i>A. eremoprasum</i> Vved.	16	UZBEKISTAN: Aktau Mts.
<i>Allium/Kopetdagia</i>	<i>A. kopetdagense</i> Vved.	16	TURKMENISTAN: Kopetdag Mts.
<i>Allium/Minuta</i>	<i>A. parvulum</i> Vved.		KIRGIZSTAN: Talas-Alatau Range, Talas
<i>Allium/Pallasia</i>	<i>A. schoenoprasoides</i> Regel	16	KAZAKHSTAN: Trans-Ili Range, Valley Almaatinka
<i>Allium/Pallasia</i>	<i>A. tanguticum</i> Regel	16	CHINA: Tibet
<i>Polyprason/Scorodon</i>	<i>A. moschatum</i> L.	16	GEORGIA: Tbilissi (GAT)

Annexe 3: Nombres chromosomiques du genre *Erodium* (Guittonneau, 1972).

<i>E. danicum</i>	60	DK	Larsen 1958
<i>E. daucoides</i>	60	E (a)	Guittonneau 1966
<i>E. foetidum</i> (= <i>E. petraeum</i>)	10	F (a)	Warburg 1938
	10	DZ (a)	Guittonneau inéd.
<i>E. garamantum</i>	20	F (a)	Guittonneau 1966
<i>E. glandulosum</i> (= <i>E. macradenum</i>)	20	F (a); AND (b)	Gauger 1937
	10	TN (a, b, c, d)	Guittonneau 1966 & inéd.
<i>E. glaucophyllum</i>	20	TN (a, b, c, d)	Warburg 1938
	40	LIB	Guittonneau 1967
<i>E. gruinum</i>	36	DZ (a); MA (b)	Warburg 1938
	20	MA (a, b)	Guittonneau inéd.
<i>E. guttatum</i>	20	TN (a); LIB (b)	Guittonneau 1964 & inéd.
<i>E. heteradenum</i>	10	MA	Guittonneau 1965, 1966
<i>E. hirtum</i>	10	MA (a)	Guittonneau 1967 & inéd.
— var. <i>maroccanum</i>	20	MA (a)	Larsen 1958
	20	LIB (a)	Guittonneau 1966
— var. <i>glabriusculum</i>	20	LIB (a)	Guittonneau inéd.
<i>E. keithii</i>	60	E (a, b, c, d, e) DZ (f);	Guittonneau & Le Houérou 1968
<i>E. laciniatum</i> (= <i>E. triangulare</i>)	20	TN (g, h, i, j, k, l)	Guittonneau 1964, 1965, 1967
	20	NL; GB	& inéd.
<i>E. lebelii</i> (= <i>E. glutinosum</i>)	20	F (a); P (b)	Warburg 1938, Andreas 1947,
	20	F (c)	Larsen 1958
— subsp. <i>lebelii</i>	40	F (a, b, e, f, g); E (h, i)	Guittonneau 1965, 1966
— subsp. <i>maruccii</i>	40	I (d, p); P (c); TN (m,	Guittonneau inéd.
<i>E. malacoides</i>	40	n, o)	Warburg 1938
— subsp. <i>malacoides</i>	40	MA (q)	Guittonneau 1965, 1967 & inéd.
	20	F (a)	Guittonneau inéd.
— subsp. <i>brevirostre</i>	40	F (a)	Warburg 1938
<i>E. manescavi</i>	40	F (a, b, c, d)	Guittonneau 1966
	20		Larsen 1958
<i>E. maritimum</i>	20		Guittonneau inéd.

¹ Abréviations: DK = Danemark; DZ = Algérie; E = Espagne; GB = Grande-Bretagne; I = Italie; LIB = Libye; MA = Maroc; NL = Hollande; P = Portugal; TN = Tunisie. Les lettres minuscules (a, b, c, etc.) permettent de connaître les localités géographiques des populations contrôlées en se reportant à l'appendice (p. 135), en tenant compte du numéro affecté à l'espèce considérée.

BOISSIERA 20, 1972

	<i>n</i>	<i>2n</i>	<i>Localités, origines</i>	<i>Références</i>
<i>E. acule</i>		40	F (a, b, c); I (d, e) ¹	Guittonneau 1966
<i>E. aethiopicum</i> (= <i>E. bipinnatum</i>)		40	P (c, d); MA (a); TN (b)	Guittonneau 1965, 1967
<i>E. alnifolium</i>		20	TN (a); I (b)	Guittonneau 1967
<i>E. alpinum</i> (fig. 15)	09	18	I (a)	Guittonneau 1966, 1967
<i>E. arborescens</i>	10	20	TN (a)	Guittonneau 1964, 1967
<i>E. asplenioides</i>		20	TN (a, b, c)	Guittonneau 1967
<i>E. atlanticum</i>	10	20	Ma (a)	Guittonneau & Mathez 1969
<i>E. boissieri</i> (= <i>E. asplenioides</i>)	10	20	E (a)	Guittonneau 1965
<i>E. botrys</i>		40	Californie	Heiser & Whitaker 1948
		40	P (a); E (b); TN (e); DZ (d); F (f, i)	Guittonneau 1965, 1967 & inéd.
<i>E. brachycarpum</i> (= <i>E. obtusifolium</i>)		40	Californie	Baker in Darlington & Wylie 1955
		40	E (a); MA (b)	Guittonneau 1966 & inéd.
<i>E. carvifolium</i> (fig. 15)	10	20	E (a)	Guittonneau 1965 & inéd.
<i>E. castellanum</i>	20	40	E (a)	Guittonneau 1967 & inéd.
		60	E (c)	Guittonneau inéd.
<i>E. cazorlanum</i> (= <i>E. daucoides</i> p.p.)	40	80	E (a, b)	Guittonneau 1965, 1967 & inéd.
<i>E. celtibericum</i>		20	E (a)	Guittonneau 1967
<i>E. cheilanthifolium</i>	20	40		Warburg 1938
		40		Larsen 1960
<i>E. chium</i>	10	20	E (a, b, c)	Guittonneau 1965 & inéd.
— var. <i>chium</i>	20	40		Warburg 1938
— var. <i>murcicum</i>	10	20	F (a, b)	Guittonneau 1964 & inéd.
<i>E. ciconium</i>	10	20	F (d, e); E (f, h, i)	Guittonneau 1964 & inéd.
		18		Gauger 1937
		20		Warburg 1938
<i>E. cicutarium</i> subsp. <i>ontigolanum</i>	09	18	F (a, b); E (c); TN (f, g)	Guittonneau 1964, 1965, 1967
<i>E. cicutarium</i>		20	E (a)	Guittonneau inéd.
		40		Gauger 1937, Warburg 1938, Löve 1943, Andreas 1947, Larsen 1958
— subsp. <i>dunense</i>		40	F (a, b, c); E (d, e, f)	Guittonneau 1965 & inéd.
— var. <i>arenarium</i>		40	F (a)	Guittonneau 1965 & inéd.
<i>E. corsicum</i>		40	F (a)	Guittonneau 1966
		20		Warburg 1938
		20		Contandriopoulos 1957
<i>E. cossonii</i> (fig. 15)	10	20	F (a, b, c, d)	Guittonneau inéd.
<i>E. crenatum</i>	10	20	MA (a)	Guittonneau & Mathez 1969
<i>E. crispum</i>		20	DZ (a); MA (b)	Guittonneau 1964 & inéd.
		20	F (a)	Guittonneau 1964

	<i>n</i>	<i>2n</i>	Localités, origines	Références
<i>E. masguindali</i>		20	MA (a)	Guittonneau 1965
<i>E. microphyllum</i>	10	20	TN (a, b)	Guittonneau 1967
<i>E. moschatum</i>	10	20	F (a, b, c); E (d, e, f); P (g, h); TN (i, j); I (k, l, m)	Gauger 1937, Warburg 1938 Guittonneau 1965, 1967 & inéd.
<i>E. mouretii</i> (= <i>E. tordylioides</i>)		20	MA (a)	Guittonneau 1966
<i>E. munbyanum</i>	10	20	DZ (a)	Guittonneau 1964, 1966
<i>E. nervulosum</i>		20	I (a, b)	Guittonneau 1967
<i>E. neuradifolium</i> (= <i>E. ribifolium</i>)		40	E (a, b, c, d); TN (e, f, g, h); LIB (i)	Guittonneau 1965, 1967 & inéd.
<i>E. oreophilum</i>	10	20	Tibesti (a)	Guittonneau inéd.
<i>E. pau</i> (= <i>E. daucooides</i> p.p.)	20	40	E (a)	Guittonneau 1967 & inéd.
<i>E. populifolium</i>		20	TN (a)	Guittonneau 1967
<i>E. praecox</i>		60	E (a)	Guittonneau inéd.
<i>E. primulaceum</i>	10	20	E (a, b, c, d); MA (e, f)	Guittonneau 1966 & inéd.
<i>E. pulverulentum</i>		20	E (a, b); MA (c); TN (d, e); LIB (f)	Guittonneau 1966, 1967 & inéd.
<i>E. reichardii</i> (= <i>E. chamaedryoides</i>)		20		Warburg 1938
		20	E	Contandriopoulos 1962
		20	E (a, b)	Guittonneau 1967
<i>E. rodiei</i>	10	20	F (a)	Guittonneau 1964
<i>E. rupestre</i> (= <i>E. supracanum</i>) (fig. 15)		20		Gauger 1937
	10	20	E (a)	Guittonneau 1965 & inéd.
<i>E. rupicola</i>	10	20	E (a)	Guittonneau 1965
<i>E. salzmännii</i> (= <i>E. jacquinianum</i>)	10	20	F (a); E (b, c); MA (d); DZ (e)	Guittonneau 1964, 1965 & inéd.
<i>E. sanguischristi</i>		20	E (a)	Guittonneau 1966
<i>E. sebaceum</i> (= <i>E. vieillardii</i>)		20	MA (a)	Guittonneau 1965
<i>E. stellatum</i>	10	20	MA (a, b)	Guittonneau inéd.
<i>E. sublyratum</i>	10	20	P (a)	Guittonneau 1966 & inéd.
<i>E. tocranum</i>		60	LIB (a)	Guittonneau & Le Houérou 1968
<i>E. touchyanum</i>	10	20	MA (a, b)	Guittonneau inéd.
<i>E. trifolium</i>		20		Warburg 1938
	10	20	DZ (a); TN (b, c, d)	Guittonneau 1967

Nombres chromosomiques du genre *Erodium* (fin).

Annexe 4 : Nombres chromosomiques de quelques espèces de la famille des primulaceae
(pr.hec.gov.pk/Chapters/863-1.pdf).

Taxons	Nombres de chromosomes	Références
20. <u>P. clarkei</u>	-	22 Kress, 1963 c.
21. <u>P. denticulata</u>	-	22, 22+f, Brunn, 1932 44
(= <u>P. cacheriana</u>)	-	52 Brunn, 1932
22. <u>P. elliptica</u>	-	22 Brunn, 1932; Kress, 1932
23. <u>P. floribunda</u>	-	18 Brunn, 1932; Bohlin & Sjodir 1979
24. <u>P. inayatii</u>	-	16 Brunn, 1932
25. <u>P. involucrata</u>	22	- Lepper, 1970
"	-	44 Brunn, 1932
26. <u>P. macrophylla</u>	-	22 " "
27. <u>P. nutans</u>	-	22 Zhukova, 1967; Kress, 1969
"	-	20 Hanelt, 1973
(= <u>P. sibirica</u>)	-	22 Brunn, 1932
28. <u>P. reidii</u>	-	20 " "
29. <u>P. reptans</u>	-	22 " "
30. <u>P. rosea</u>	-	22 " "
31. <u>P. warshenewskiana</u> subsp. <u>warshenewskiana</u>	-	22 Kress, 1969
32. <u>Samolus valerandi</u>	13	- Larsen & Lagaard, 1971
"	26	- Podlech & Dieterle, 1969; Gadella, 1970
"	36	- Leveque & Gorenflot, 1969
"	-	c. 24,36 Clapham et al., 1962
"	-	26 Brand et al., 1979

Taxons	Nombres de chromosomes		Références
1. <u>Anagallis arvensis</u>	-	40	Gadella and Klephuis 1966; Sverpca, 1963; Kress, 1969
	20	-	Sanjappa & Sathyananda, 1979
2. <u>Androsace foliosa</u>	-	20	Kress, 1969
3. <u>A. lanuginosa</u>	10	20	Kress, 1965
4. <u>A. rotundifolia</u>	20	-	Kress, 1965 & 1969
5. <u>A. sarmentosa</u>	20	-	A. Sharma & A.K. Sardar, 1967-68
6. <u>A. sempervivoides</u>	-	20	Kress, 1965
7. <u>A. septentrionalis</u>	10	-	Mulligan, 1969
8. <u>A. mucronifolia</u>	-	20	Favarger, 1958
	-	20	Guinochet & Lefrance, 1981
9. <u>A. primuloides</u>	-	20	Favarger, 1958
10. <u>Cortusa brotheri</u>	-	24	Zhukova, 1967
11. <u>C. matthioli</u>	-	24	Zhukova, 1967
12. <u>Dionysia tapetodes</u>	-	20	Kress, 1963
13. <u>Glaux maritima</u>	15	-	Delay, 1969
	-	30	Clapham et al., 1962; Brand et al., 1979
14. <u>Lysimachia japonica</u>	9	-	A. Sharma & A.K. Sardar, 1967-68
"	-	20	Hara & Kurosawa, 1959
(=L. debilis)	-	84	Hara & Kurosawa, 1965
15. <u>L. prolifera</u>	12	24	A. Sharma, 1970.
16. <u>L. pyramidalis</u>	12	-	Shetty & Subramanyam 1971; Sharma, H.N. Metcalf & Chapman, 1971
17. <u>L. vulgaris</u>	-	84	Gadella & Klephuis, 1968,
"	28	-	Luane, 1969
"	-	42	Gadella & Klephuis, 1971
"	-	56,84	L.F. Ferguson, 1972
"	-	28	Clapham et al., 1962.
18. <u>Primula algida</u>	-	18	Kress, 1969
"	-	44	Brunn, 1932
19. <u>P. capitellata</u>	-	72	" "

Annexe 5 : Terra-Sorb

- **Terra-Sorb 4 macro radicaire** : est un biostimulant liquide à base d'acides aminés obtenus par hydrolyse enzymatique et spécialement développé pour être absorbé par les racines.

Composition	Teneur% (p/p)
Acides aminés libres (*)	4,00
Azote (N) total	3,00
Azote (N) ammoniacal	2,10
Azote (N) organique	0,90
Phosphore soluble (P2O5)	1,00
Potassium soluble (K2O)	2,00

Annexe 6 : Composition chimique des vitamines de croissance Fertigofof.

Composition minérale	Teneur %
Azote (N)	7,80
Anhydride phosphorique (P2O5)	3,00
Oxyde de potassium (K2O)	7,00
Oxyde de magnésium (MgO)	0,12
Bore (B)	0,40
Cuivre (Cu)	0,10
Fer (Fe)	0,20
Manganèse (Mn)	0,40
Molybdène (MO)	0,04
Zinc (Zn)	0,30

Etude cytogénétique de quelques angiospermes endémiques à l'Algérie (Populations du Golfe de Béjaïa).

Mots clés : *Allium trichocnemis*, *Erodium battandieranum*, *Lysimachia cousiniana*, mitose, méiose, nombres chromosomiques, fertilité pollinique.

Résumé: L'objectif de ce présent travail est l'analyse cytogénétique de 3 espèces endémiques à l'Algérie présentes dans le Golfe de Béjaïa. L'analyse des mitoses et des méioses ont permis de dénombrer $2n = 4x = 32$ ($x = 8$) pour *Allium trichocnemis* J. Gay (Amaryllidaceae) ; $2n = 2x = 20$ ($x = 10$) pour *Erodium battandieranum* Rouy. (Geraniaceae) et $2n = 2x = 18$ ($x = 9$) pour *Lysimachia cousiniana* Coss. et DR. (Primulaceae). Un caryogramme et un idiogramme ont pu être construits pour *Lysimachia cousiniana* révélant un caryotype à 6 paires de chromosomes submétacentriques (1, 2, 4, 5, 6 et 9) et 3 paires métacentriques (3, 7 et 8) autrement dit $2n = 2x = 18 = 6m + 12sm$, dont deux paires (5 et 6) portant des satellites sur chaque chromosome. En outre, l'étude des grains de pollen a montré des taux de fertilité polliniques assez élevés : 84-97% pour *A. trichocnemis* (grains de pollen en forme de demi-lune à extrémités arrondies, avec une seule ouverture), 88-98% pour *E. battandieranum* (Pollen subsphérique et triporé) et 71-98% pour *L. cousiniana* (grains de pollen subsphériques, triporés). Cette baisse de fertilité chez ce dernier serait due à la cytomixie.

Cytogenetic study of some selected angiosperms endemic to Algeria (Populations of the Gulf of Bejaia)

Keywords: *Allium trichocnemis*, *Erodium battandieranum*, *Lysimachia cousiniana*, mitosis, meiosis, chromosome numbers, pollen fertility.

Abstract: The aim of the present work is the cytogenetic analysis of three species endemic to Algeria, present in the Gulf of Bejaia. The analysis of mitosis and meiosis allowed us to count $2n = 4x = 32$ ($x = 8$) for *Allium trichocnemis* J. Gay (Amaryllidaceae), $2n = 2x = 20$ ($x = 10$) for *Erodium battandieranum* Rouy (Geraniaceae) and $2n = 2x = 18$ ($x = 9$) for *Lysimachia cousiniana* Coss. and DR. (Primulaceae). A karyogram and an idiogram were built for *Lysimachia cousiniana* revealing a karyotype with six pairs of submetacentric chromosomes (1, 2, 4, 5, 6 and 9) and three pairs of metacentric ones (3, 7 and 8) otherwise $2n = 2x = 18 = 6m + 12sm$, whose two pairs (5 and 6) bearing a satellite on both chromosomes. In addition, the study of pollen grains showed fairly high levels of pollen fertility: 84-97 % for *A. trichocnemis* (half-moon-shaped pollen grains with rounded ends, one aperture), 88-98 % for *E. battandieranum* (subspherical triporate pollen grains) and 71-98 % for *L. cousiniana* (subspherical triporate pollen grains). The pollen fertility reduction in the latter may be due to cytomixis.

دراسة الوراثة الخلوية لبعض كاسيات البذور المستوطنة في الجزائر (تجمعات خليج بجاية)

المفاتيح : *Allium trichocnemis*، *Erodium battandieranum*، *Lysimachia cousiniana*، الانقسام الخيطي المتساوي، الانقسام الاختزالي، الأرقام الصبغية، خصوبة حبوب الطلع.

ملخص: إن الهدف من هذا العمل هو دراسة الوراثة الخلوية لثلاثة أصناف نباتية مستوطنة في الجزائر، موجودة في خليج بجاية. تحليل الانقسام الخيطي المتساوي و الانقسام الاختزالي سمح لنا بتعداد $2n = 4x = 32$ ($x = 8$) لـ *Allium trichocnemis* Gay (Amaryllidaceae) و $2n = 2x = 20$ ($x = 10$) لـ *Erodium battandieranum* Rouy (Geraniaceae) و $2n = 2x = 18$ ($x = 9$) لـ *Lysimachia cousiniana* Coss. et DR. (Primulaceae). إيديوغرام و كاريوغرام بنيا لـ *Lysimachia cousiniana* كاشفان عن نمط نووي ذو ستة أزواج من كروموزومات شبه وسطية السنتروميير (1، 2، 4، 5، 6 و 9) و ثلاثة أزواج وسطية السنتروميير (3، 7 و 8) أي $2n = 2x = 18 = 6m + 12sm$ ، من بينها زوجين (5 و 6) يحملان كوكب فوق كل كروموزوم. بالإضافة إلى هذا، أظهرت دراسة حبوب الطلع مستويات عالية نسبيا لخصوبة غبار الطلع: 84-97 % لـ *A. trichocnemis* (حبوب الطلع على شبه نصف قمر ذو نهايات مدورة و فتحة واحدة)، 88-98 % لـ *E. battandieranum* (حبوب الطلع شبه كروي ذو ثلاث فتحات) و 71-98 % لـ *L. cousiniana* (حبوب الطلع شبه كروي ذو ثلاث فتحات). انخفاض خصوبة هذا الأخير راجع إلى سيتوميكسي.