

République Algérienne Démocratique et Populaire
Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université A. MIRA - Béjaïa

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de biologie physico chimie
Spécialité génétique fondamentale et appliquée



Réf :.....

Mémoire de Fin de Cycle
En vue de l'obtention du diplôme

MASTER

Thème

**Irrégularités méiotiques chez *Oxalis cernua*
Thunb. (Oxalidacées) dans une population
échantillonnée dans la vallée de la
Soummam (Bejaïa)**

Présenté par :
Bali Akila & Matidji Naziha
Soutenu le : **24 Juin 2018**

Devant le jury composé de :

M HAMLAT M.	MAA	Président
M ^{elle} OURARI M.	MCB	Encadreur
M ^{me} BENMESSAOUD-KARTOUT Y.	MAA	Examineur

Année universitaire : 2017 / 2018

Dédicace

J'ai l'honneur et l'immense plaisir de dédier ce modeste travail

A vous, lumière de ma vie, le plus beau don de dieu, avec vous je partage le plus sacré

Mes parents AHCEN et Fatma que Dieu vous garde.

A mes très chères et adorables sœurs: Assia, Kenza.

A mon grand-père Ahmed pour ses précieux conseils et ses encouragements

A mes frères Mourad, Ahmed Chafaa, Lekhedar, Mouloud.

A ma très chère binôme Naziha et sa famille ;

A mes chouchous Amayass, Yasstene, Maniss, Fayez, Kouka, Hannane Aya et le

Petit AHCEN.

A Naim qui m'a aidé le long de parcours, à qui J'adresse tous mes respects;

A mes amie : Djohra, Mouna, Badi, Luiza. ; Kenza, Kahina.

Toute la promotion de génétique et fondamentale appliqué 2017/2018.

Et à tous les êtres chers à mes yeux que je n'est pas évoqués.

AKILA

Dédicace

Je dédie ce modeste travail à :

*A mes très chers parents Hamou et ghania. Aucun hommage ne pourrait être à la hauteur de
l'amour dont ils ne cessent de me combler. Que dieu leur procure
bonne santé et longue vie.*

*A celui que j'aime beaucoup et qui m'a soutenue tout au long de ce projet : mon mari Samir
et à toute sa famille.*

*Je dédie ce travail aussi plus spécialement aux personnes qui m'ont toujours aidé et
encouragé : Dalila et son mari Yahya.*

*A mes très chères et adorables sœurs Souhila et son mari, Zina et son mari, Soraya et son
Marie, Hanane et son mari, Radia et son fiancé, Saloua et à ma cousine Siham.*

Sans oublier mes frères Omar et sa femme, Sami et Bilal. que j'aime beaucoup

A ma très chère binôme AKILA et sa famille

A tous mes amis et collègues

A toute la promotion de génétique fondamentale et appliquée 2017/2018.

NAZIHA

Remerciement

Nous tenant à remercier sincèrement Mademoiselle **OURARI M**, Maître de conférence à l'Université Abderrahmane Mira de Bejaïa, et Madame **DJAFRI-BOUALLAG L**, Maître assistante à l'Université Abderrahmane Mira de Bejaïa, se sont toujours montrés à l'écoute et très disponible tout au long de la réalisation de ce mémoire, ainsi pour l'inspiration, l'aide et le temps qu'ils ont bien voulu nous consacrer et sans qui ce mémoire n'aurait jamais vu le jour.

Nos remerciements vont aussi à Monsieur **HAMLAT.M** d'avoir accepté de présider le jury de notre mémoire.

Nous remercions également Madame **BENMESSAOUD-KARTOUT Y** d'avoir accepté de juger ce travail.

Nos Vifs remerciement pour Melle **OUGHLISSI Saida** .pour son aide et ces conseils.

Enfin, nous tenons à remercier tous ceux qui, de près ou de loin, ont contribué à la réalisation de ce travail.

Sommaire

Liste des tableaux

Liste des figures

Liste des abréviations

Introduction 1

CHAPITRE I : PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

1. Le genre *Oxalis*

1.1. Définition 2

1.2. Description 2

1.3. Répartition géographique du genre *Oxalis* 3

1.4. Classification de l'espèce *Oxalis cernua* Thunb. 4

1.5. Le système de reproduction 4

1.6. Utilisations 5

2. La cytogénétique 5

2.1. La mitose 5

2.2. La méiose 6

CHAPITRE II- MATERIEL ET METHODES

1. Matériel Végétale 9

2. Méthodes 9

2.1. Analyse de la méiose pollinique 9

2.2. Analyse de la fertilité pollinique 11

Sommaire

CHAPITRE III : RESULTATS ET DISCUSSION

1. Déroulement de la méiose	12
1.1. Divisions régulières	12
1.2. Divisions irrégulières	13
2. Fertilité pollinique	23
CONCLUSION	24
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES	25

Liste des tableaux

Liste des tableaux

Tableau	Titre	Page
Tableau I	Taux d'anomalies calculés chez les deux populations d'Oxalis	4
Tableau II	cernua L Classification phylogénétique de l'espèce <i>Oxalis cernua</i> Thunb.	13-14

Liste des figures

Liste des figures

N	Titre	Page
Figure 01	Morphologie de <i>Oxalis cernua</i> L. a : plante dans son milieu naturel ; b : feuille ; c : fleur ; d : racines et bulbilles.	3
Figure02	Différents stades de la méiose chez les Angiospermes a :debut de prophase 1, b :prophase1, c : fin de prophase1, d :metaphase I, e :debut de l' anaphase I, f :fin de l'anaphase1 g : télophase 1, h : prophase 2, i : metaphase 2, j : anaphase 2, k : télophase 2.	8
Figure03	Morphologie des différents stades de maturité des boutons floraux de <i>Oxalis cernua</i> Thunb. A : Fleur utilisée dans l'étude du pollen B : Bouton floral utilisé dans l'étude de la méiose.	9
Figure04	Différentes phases de la division méiotique des cellules mères de pollen chez les deux populations analysées d' <i>Oxalis cernua</i> . a : Prophase I, b : Metaphase I, c : Anaphase I, d : Télophase I, e : Prophase II, f : Metaphase II, g : Anaphase II, h : Télophase II, i : Tétrade. La barre d'échelle correspond à 10µm.	12
Figure05	Aspect des cellules mères de pollen des deux populations d' <i>Oxalis cernua</i> L. Analysées montrant a : deux chromosomes retardataires en télophases I. b , c , d : des univalents en métaphase I. e : un bivalent désorienté. f : Stickiness. La barre d'échelle	17

Liste des figures

	correspond à 10 μ m.	
Figure06	Aspects des cellules mères de pollen des populations analysées d' <i>Oxalis cernua</i> L. montrant des ponts cytomictiques. a : pont chromatique entre deux cellules mères de pollen, b : cytomixie entre les noyaux d'une tétrade. c : deux ponts chromatiques entre deux cellules mères de pollen, d : trois ponts chromatiques entre deux cellules mères de pollen, e : quatre ponts chromatiques entre deux cellules mères de pollen, f : cytomixie entre deux noyaux d'une tétrade. La barre d'échelle correspond à 10 μ m.	19
Figure07	Aspects des différentes cellules multipolaires dans les populations analysées D' <i>Oxalis cernua</i> L. a : monade, b : diade, c : triade, d : tétrade, e : pentade, f : hexade, g : heptade, h : nonade. La barre d'échelle correspond à 10 μ .	20
Figure08	Aspects des différentes cellules mères de pollen des populations d' <i>Oxalis</i> L. Analysées montrant des nombres variables microspores et de micronoyaux (μ N) au stade Tétrade: a : Diade à 1 μ N, b : Diade à 3 μ N, c : Diade à 4 μ N, d : Diade à 5 μ N, e : Triade à 1 μ N, f : Triade à 2 μ N , g : Triade à 4 μ N, h : Triade à 6 μ N, i :tétrade à 1 μ N, j :tétrade à 2 μ N , k : tétrade à 3 μ N, l : tétrade à 4 μ N, m : Pentade à 2 μ N, n : Pentade à 3 μ N, o : Hexade à 1 μ N, p : Hexade à 2 μ N, q : Hexade à 3 μ N, r : Hexade à 4 μ N, s : Heptade à 2 μ N, t : décade à 1 μ N. La barre d'échelle correspond à 10 μ m.	22
Figure09	Fertilité pollinique.	23

Liste des abréviations

FISH: Fluorescence *in situ* Hybridation.

GISH: Genomic *in situ* hybridization.

P: Prophase.

M: Métaphase.

A: Anaphase.

T: Télophase.

TFP : Taux de fertilité pollinique.

AN : Grain de pollen anormal.

N : Grain de pollen normal.

PMC : Cellule mère du pollen.

FDR : first division restitution.

SDR : Second Meiotic Division. Restitution.

ADN : Acide désoxyribonucléique.

μN : micronoyaux.

Introduction

Introduction

Introduction

Durant ces dernières décennies, beaucoup de travaux de recherches sont orientés vers l'exploitation des ressources végétales spontanées. Parmi ces recherches, certaines se sont focalisées tout particulièrement sur le genre *Oxalis* vu son caractère invasif. Ce genre comporte plusieurs espèces dont la plus abondante est *Oxalis cernua* Thunb.

Le genre *Oxalis* appartient à la famille des Oxalidaceae. Ce genre regroupe plusieurs espèces de plantes vivaces, basses, le plus souvent rampantes. Il inclut plus de 800 espèces réparties dans le monde (Husseyet *et al.*, 1997). Ces espèces originaires d'Afrique du Sud et d'Amérique du Sud, colonisent de nombreuses régions du monde à climat de type méditerranéen (Cullen, 1967).

En Afrique du Sud, les plantes de *Oxalis* présentent deux niveaux de ploïdie : un niveau diploïde ($2n = 2x = 14$) et un niveau tétraploïde ($2n = 4x = 28$) (te Beest *et al.*, 2012). Les espèces pentaploïdes ($2n = 5x = 35$) sont rares et stériles et donc leur reproduction est essentiellement asexuée. (Boussaha *et al.*, 2014).

La cytogénétique a pour objet l'étude de la structure et du fonctionnement normal et pathologique des chromosomes. C'est une science hybride qui fait le lien entre des événements cellulaires (les chromosomes) et des phénomènes génétiques (Elrod et Stansfield, 2003).

Nous sommes intéressés à l'étude cytogénétique de l'espèce *Oxalis cernua* Thunb. Nous avons effectué un suivi de la division méiotique et de la fertilité pollinique sur deux populations naturelles de cette espèce échantillonnées dans les stations de Tala Hamza et de Boudjelil dans la wilaya de Béjaïa.

Dans ce travail, nous présentons d'abord, une analyse bibliographique sur le genre *Oxalis* L. La deuxième partie est consacrée au matériel végétal et à la méthodologie utilisée. Dans la troisième partie nous exposons les résultats obtenus et leur discussion, et enfin, nous terminerons par une conclusion générale.

*Analyse
bibliographique*

Analyse bibliographique

1. Le genre *Oxalis*

1.1. Définition

Le nom du genre *Oxalis* résulte de la combinaison des mots grecs «oxys» = acide et «hals, halos» = sel, en référence à son goût acidulé et salé. Le genre, morphologiquement variable, comprend des arbustes et des herbes annuelles ou géophytes, avec des tiges succulentes. Avec approximativement 800 espèces (Husseyet *et al.*, 1997), il présente une distribution cosmopolite (Judd *et al.*, 2008; Leistner, 2000).

L'espèce *Oxalis cernua* Thunb (1781) est anciennement nommée par Linné *Oxalis pes-caprae* L. (1753). Ce nom est composé des mots latins «pes» = pied et «caprae» = de chèvre par analogie à la forme des folioles. En Algérie cette plante, est connue de tous les agriculteurs sous le nom français de «vinaigrette» et sous le nom arabe «qouarça».

1.2. Description

Oxalis cernua Thunb. est une herbacée vivace grâce à des bulbilles. La période de floraison s'étale entre le mois d'avril et le mois de mai. Les fleurs de 20 à 25 mm sont groupées en ombelle de 2 à 8 fleurs au bout d'une tige de 20 à 25 cm de hauteur. Les fruits sont des capsules cylindriques oblongues, mais ne se forment que rarement (Watson *et al.*, 1992). Les feuilles, longuement pétiolées, sont toutes disposées en rosette dense à la base. Elles sont constituées de 3 folioles cordiformes avec des taches brunes. La figure 1 montre quelques caractéristiques morphologiques de la plante. Durant la nuit ou en cas d'ombre ou de pluie, les feuilles se replient vers le pétiole et les fleurs s'enroulent en fuseau torsadé (Julve, 1998).



Fig.1: Morphologie de *Oxalis cernua* L. **a** : plante dans son milieu naturel ; **b** : feuille ; **c** : fleur ; **d** : racines et bulbilles.

1.3. Répartition géographique du genre *Oxalis* L.

Oxalis cernua Thunb. est une petite plante géophyte considérée comme une mauvaise herbe et envahissante dans de nombreuses régions du monde. Elle est originaire de la région du Cap en Afrique du Sud et largement naturalisée dans la région méditerranéenne (Cullen, 1967). Elle a colonisé différentes régions du monde à climat de type méditerranéen tels que le Chili central, certaines parties de l'Australie et la Californie (Munz, 1959; Michael, 1964). En Afrique, l'espèce est répartie depuis l'Afrique australe, où elle est variable morphologiquement (Salter, 1944) et où elle est distribuée depuis la Namibie jusqu'à la région du Cap et autour de la côte de l'océan indien au nord jusqu'à Knysna. En Méditerranée, la colonisation de cette espèce a progressé de l'est vers l'ouest, où elle n'a été signalée qu'à la fin du siècle dernier (Rappa, 1911). En Afrique du Nord, elle a été signalée par Ducellier en 1914 et elle est citée dans le Catalogue des plantes du Maroc (Jahandiez et Maire, 1932).

Environ 220 espèces du genre *Oxalis* (Salter, 1944 ; Oliver, 1993) sont signalées en Afrique australe, avec plus de 90% de ces espèces endémiques d'Afrique du Sud (Manning *et al.*, 2012). En Afrique du sud, ce genre est très diversifié et présente le plus grand nombre d'espèces endémiques (Born *et al.*, 2006). En Afrique australe, tous les membres du genre sont des géophytes (Gebregziabher, 2004). Dans le Centre de diversité sud-américain, environ 31% des espèces présentes (Lourteig, 2000) sont annuelles.

Analyse bibliographique

1.4. Classification de l'espèce *Oxalis cernua* Thunb.

La classification phylogénétique de l'espèce est donnée dans tableau I (APGIV, 2016)

Tab. I : Classification phylogénétique de l'espèce *Oxalis cernua* Thunb.

Cladus	Spermatophytes
Clade	Angiospermes
Clade	Eudicotyledones
Clade	Dicotyledones Vraies Superieures
Clade	Rosidées
Clade	Fabidées
Ordre	Oxalidales
Famille	Oxalidaceae
Genre	<i>Oxalis</i>
Espèce	<i>Oxalis cernua</i> Thunb.

1.5. Le système de reproduction

Oxalis cernua se reproduit par voie sexuée et asexuée (Ornduff, 1987). Cependant, dans la plupart des régions envahies, elle se reproduit principalement par voie asexuée grâce à la présence de bulbilles (Ater, 2005). Sa biologie de la reproduction est relativement complexe. D'une part, elle se reproduit par multiplication végétative par bulbilles lui conférant de grandes capacités colonisatrices. D'autre part, c'est une espèce hétérostylée qui est représentée dans son aire d'origine par des populations trimorphiques à styles courts, moyens et longs (Ornduff, 1987). La reproduction sexuée contribue fortement à la diversification génétique du genre *Oxalis*. La fécondation est réalisée soit par un pollen transporté par les insectes ou le vent (allogamie) soit par autofécondation (Boussaha et al ; 2014).

1.6. Utilisations

L'oxalis est utilisé en alimentation humaine, notamment fraîche dans les salades, ou comme additifs avec les viandes grillées ou cuites. Ses fleurs sont utilisées en teintureries traditionnelles. Elle est également utilisée en médecine traditionnelle en tant qu'anti-infectieux ou diurétique.

2. La cytogénétique

La cytogénétique fait le lien entre la cytologie et la génétique. C'est d'abord une science d'investigation. Elle a pris une part active à la compréhension des mécanismes héréditaires du monde végétal dans sa diversité. C'est également une des nombreuses disciplines sur les quelles s'appuie l'amélioration des plantes.

La cytogénétique a pour objet l'étude de la structure et du fonctionnement normal et pathologique des chromosomes (condensation, recombinaison, réparation, ségrégation). Actuellement, des techniques nouvelles exploitent l'aspect moléculaire des chromosomes tels que l'hybridation à fluorescence *in situ* (FISH) et hybridation génomique *in situ* (GISH). Elle participe à :

- L'exploitation de la variabilité interspécifique et intraspécifique.
- La connaissance du matériel végétal en déterminant le nombre chromosomique, polyplôïdie, allopolyploïdie...
- L'établissement des cartes génétiques.

Deux types de divisions cellulaires se retrouvent chez les Eucaryotes : la mitose et la méiose.

2.1. La mitose

Du grec mitos qui signifie filament, désigne les événements chromosomiques de la division cellulaire des eucaryotes. Il s'agit d'une duplication asexuée. Elle conduit à la production de deux cellules ayant chacune le même nombre de chromosomes que la cellule mère.

Analyse bibliographique

2.2. La méiose

La méiose réduit le contenu génétique et le nombre chromosomique d'une cellule de moitié pour passer de l'état diploïde à l'état haploïde. Cette réduction est essentielle à la reproduction sexuée car elle évite un doublement de la quantité de matériel génétique à chaque génération.

Afin de parvenir à l'haploïdie, deux divisions sont nécessaires. La première division de méiose (méiose I) est décrite comme division réductionnelle et la deuxième division de méiose (méiose II) est décrite comme une division équationnelle (Figure 2).

2.2.1. Division réductionnelle

Le nombre de chromosomes est réduit de moitié après cette division. Les composants de chaque bivalent (deux chromosomes homologues appariés) se séparent, donnant naissance à deux cellules haploïdes. Cette division passe par quatre stades : la prophase, métaphase, l'anaphase et la télophase.

- Prophase I

La première étape de la méiose, la prophase I est la phase la plus longue et la plus complexe. Sa durée varie d'une espèce à l'autre. C'est au cours de cette phase que se déroulent les appariements chromosomiques et les événements de recombinaison génétique. Cette étape de la méiose est divisée en plusieurs sous phases : leptotène, zygotène, pachytène, diplotène et diacinèse.

Au cours du **leptotène**, la chromatine interphasique commence à se condenser et les chromosomes, bien que toujours très allongés, commencent à être visibles (Klug *et al.*, 2006). C'est un stade d'individualisation des chromosomes attachés par leurs télomères à la surface interne de la membrane nucléaire (Guichaoua *et al.*, 1998).

Au stade **zygotène**, les chromosomes continuent de se raccourcir et de s'épaissir. La méiose produit alors un composant ultra structurelle visible au microscope électronique appelé 'complexe synaptonémal', entre les chromosomes homologues (Klug *et al.*, 2006).

Au stade **pachytène**, l'enroulement et le raccourcissement des chromosomes se poursuit, ainsi que le développement de complexe synaptonémal qui prend place entre les

Analyse bibliographique

membres de chaque bivalent. Cela conduit à un appariement plus étroit. Par comparaison avec l'appariement approximatif caractéristique du stade zygotène, les chromosomes homologues ne sont plus distants que de 100 nm. Durant ce stade, la double structure de chaque chromosome apparaît, ce qui apporte la preuve visuelle de la réplication antérieure de leur ADN. Chaque bivalent contient donc quatre chromatides (Klug *et al.*, 2006).

Au stade **diplotène**, les chromosomes homologues se séparent mais restent solidaires les uns des autres par les chiasmata, témoins des événements de recombinaison génétique (Guichaoua *et al.*, 1998).

Au stade **diacynèse**, phase terminale de la prophase I, les chromosomes se séparent d'avantage, mais les chromatides non sœurs restent encore attachées au niveau des chiasmata (Klug *et al.*, 2006). Elle prépare les événements de la métaphase I par une condensation des chromosomes et la disparition de la membrane nucléaire (Guichaoua *et al.*, 1998).

- Métaphase I

Au cours de ce processus, les chromosomes ont fini de raccourcir et de s'épaissir. Les homologues apparaissent sous forme de paires : on dit qu'ils s'apparient. Chaque structure appariée est appelée bivalent. Chaque bivalent interagit avec les fibres du fuseau achromatique, qui facilitent leurs mouvements jusqu'à la plaque métaphasique. L'alignement de chaque bivalent avant l'anaphase I se produit au hasard (Klug *et al.*, 2006).

- Anaphase I

Lors de cette phase, la moitié de chaque bivalent migre vers un pôle de la cellule en division. Ce processus de séparation est la base physique de ce qui est appelé la disjonction, qui mène à la séparation de deux chromosomes (Klug *et al.*, 2006).

- Télaphase I

Au cours de ce stade se forme une membrane nucléaire autour des chromosomes (Klug *et al.*, 2006). On observe une disparition du fuseau achromatique créé en métaphase, puis une séparation et individualisation en deux cellules par cytotélière.

2.2.2. La division équationnelle

Chaque gamète ou spore ne reçoit qu'une seule chromatide de chaque chromosome qui a été formé (Klug *et al.*, 2006). Les phases caractéristiques sont les suivantes :

Analyse bibliographique

- Prophase II

Au cours de la prophase II, chaque chromosome est composé d'une paire de chromatides sœurs liées par un même centromère (Klug *et al.*, 2006).

- Métaphase II

Les centromères se positionnent au niveau de la plaque équatoriale (Klug *et al.*, 2006).

- Anaphase II

Les chromatides sœurs de chaque chromosome sont tractés aux pôles opposés de la cellule et le nombre de chromosomes est égal à n (Klug *et al.*, 2006).

- Télaphase II

Chaque une des deux cellules produites se divise à son tour. On obtient donc quatre cellules haploïdes issues de la méiose possédant n chromosomes (Klug *et al.*, 2006).

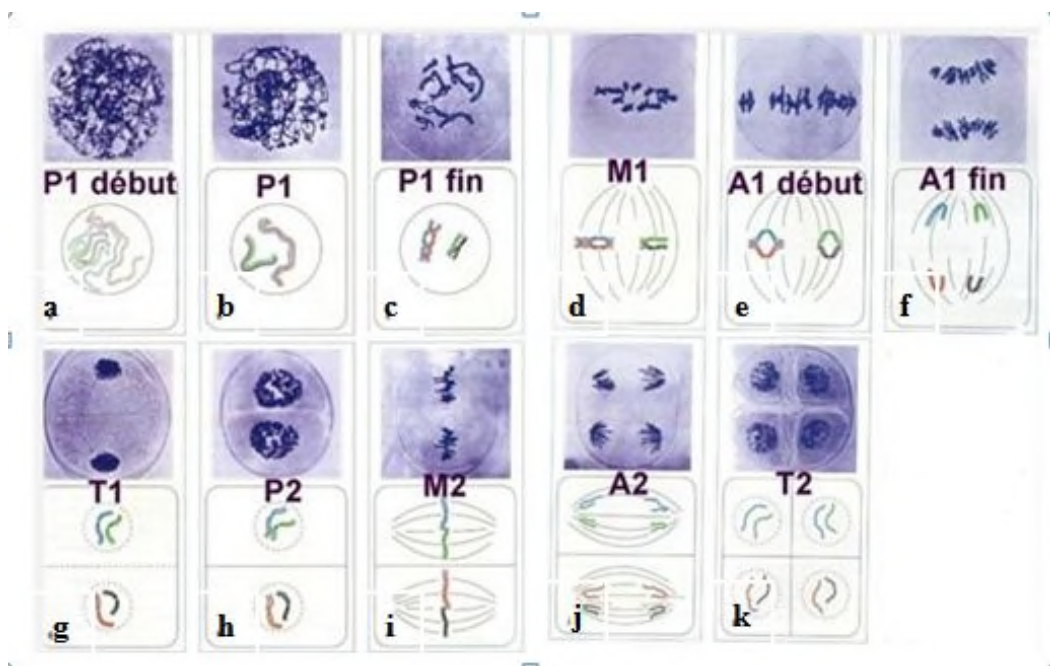


Fig. 2 : Différents stades de la méiose chez les Angiospermes.

a : début de prophase 1, **b :** prophase1, **c :** fin de prophase 1, **d :** métaphase I, **e :** début de l'anaphase I, **f :** fin de l'anaphase1 **g :** télaphase 1, **h :** prophase 2, **i :** métaphase 2, **j :** anaphase 2, **k :** télaphase 2.

MATERIEL et
METHODES

Matériel et méthodes d'étude

1. Matériel végétal

Deux populations de *Oxalis cernua* Thunb. sont échantillonnées dans les stations de Boudjlil (36°21'10.4"N4°27'41.6"E) et de Tala Hamza (36°41'55.7"N5°01'21.8"E) dans la région de Béjaia.

Des boutons floraux et des fleurs matures sont prélevés et fixés dans des piluliers contenant du Carnoy. Les boutons floraux de 2mm à 3mm de diamètre sont utilisés pour l'analyse de la méiose pollinique et les fleurs de 2cm à 3cm de diamètre sont utilisées pour l'analyse de la fertilité pollinique (Figure 3).

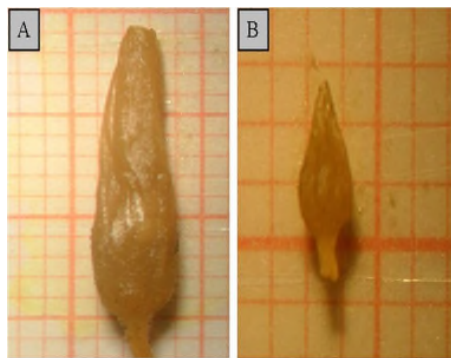


Figure 3. Morphologie des différents stades de maturité des boutons floraux de *Oxalis cernua* Thunb. **A** : Fleur utilisée dans l'étude du pollen **B** : Bouton floral utilisé dans l'étude de la méiose.

2. Méthodes d'analyse utilisées

Une analyse cytogénétique des cellules mères de pollen et une analyse de la fertilité pollinique sont réalisées.

2.1. Étude des méioses polliniques

Pour l'analyse de la méiose pollinique des jeunes boutons floraux, la technique utilisée est celle de Feulgen. Le principe de la méthode est de dissocier les deux brins d'ADN grâce à

Matériel et méthodes

une hydrolyse ménagée par l'acide chlorhydrique (HCl) et de colorer ensuite ceux-ci au moyen de la fuschine basique qui réagit avec les fonctions réductrices de l'ADN.

Cette analyse passe par plusieurs étapes :

- Fixation et conservation

Les jeunes boutons floraux de 2mm à 3 mm de diamètre récoltés sont fixés et conservés dans du Carnoy (6 V d'éthanol absolu, 3 V de chloroforme, 1 V d'acide acétique). Comme tous les fixateurs, le Carnoy détruit toute vie cellulaire et a une action rapide pour bloquer toute évolution des divisions cellulaires permettant ainsi, de conserver l'intégrité structurale des chromosomes.

- Hydrolyse

Les boutons floraux sont transférés dans une solution d'HCl 1N dans un bain marie à 60°C pendant deux minutes. L'acide chlorhydrique permet la libération des groupements aldéhydes sur les molécules de sucre de l'ADN par la destruction des liaisons entre les bases puriques et les désoxyriboses. Il permet également de ramollir les parois rigides (pectocellulosiques) pour faciliter l'écrasement. Cette étape est nécessaire pour obtenir un bon étalement des cellules et des chromosomes entre lame et lamelle.

- Coloration

La coloration est réalisée par le réactif de Schiff (fushine basique) pendant deux heures à l'obscurité et à température ambiante. La réaction spécifique entre les groupements aldéhydes et la fushine basique donne une coloration rouge aux noyaux des cellules staminales des boutons floraux.

- Observation et photographie

Sous une loupe binoculaire et à l'aide d'aiguilles fines, les étamines sont isolées puis écrasées entre lame et lamelle dans une goutte d'orcéine acétique. Cette étape assure une bonne dispersion des chromosomes. L'observation et la prise des photos des cellules mères en division s'effectuent sous l'objectif 40 d'un microscope optique de type OPTIKA et à l'aide d'un appareil photos numérique de marque Samsung.

2.2. Etude de la fertilité pollinique

Pour la viabilité pollinique des fleurs matures, la technique de coloration utilisée est la technique au bleu de coton inspirée du protocole de Merten Ethmnersmith(1998).

Les boutons floraux fixés au stade avant l'anthèse sont déchiquetés à l'aide d'aiguilles fines pour libérer le maximum de grains de pollen. Ces derniers sont colorés entre lame et lamelle dans une goutte de bleu de coton. L'observation est réalisée après trente minutes sous le microscope optique au grossissement 10. Les grains de pollen colorés en bleu foncé sont considérés comme viables et fertiles. Les grains de pollen non viables et non fertiles sont faiblement colorés ou complètement non colorés. Les grains de pollen sont photographiés à l'aide d'un appareil photos numérique de marque Samsung.

Un taux de fertilité (TFP) est calculé pour chaque population selon la formule suivante

$$\mathbf{TFP} = \mathbf{N} / (\mathbf{N} + \mathbf{AN})$$

AN : représente le nombre de grains de pollen anormaux (stériles).

N : représente le nombre de grains de pollen normaux (fertiles).

*Résultats et
Discussion*

Résultats et discussion

Ce travail porte sur une étude cytogénétique de méiose polliniques et sur l'analyse de de la viabilité pollinique de deux populations de *Oxalis cernua* Thunb. échantillonnées dans la région de Béjaïa.

1. Déroulement de la méiose

L'analyse cytogénétique de très jeunes boutons floraux de *Oxalis cernua* Thunb. montre quelques divisions régulières et de nombreuse irrégularités méiotiques.

1.1. Divisions régulières

Les différents stades de la méiose pollinique chez les deux populations analysées sont consignés dans la figure 04.

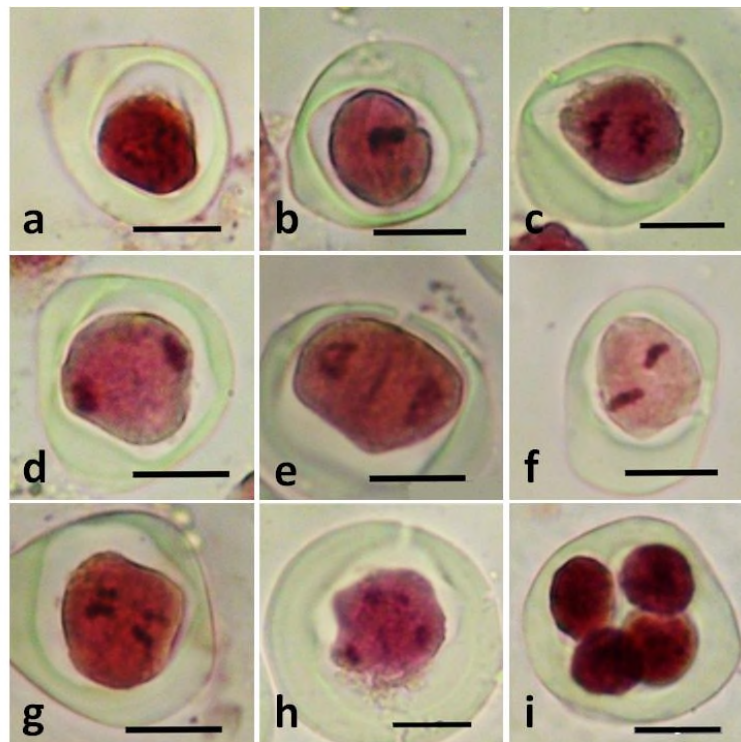


Figure 4 : Différents stades réguliers de la division méiotique des cellules mères de pollen chez les deux populations de *Oxalis cernua* analysées. **a :** Prophase I, **b :** Métaphase I, **c :** Anaphase I, **d :** Télaphase I, **e :** Prophase II, **f :** Métaphase II, **g :** Anaphase II, **h :** Télaphase II, **i :** Tétrade. La barre d'échelle correspond à 10 μ m.

1.2. Irrégularités méiotiques

L'étude du déroulement de la méiose a révélé l'existence de nombreuses anomalies à des taux plus ou moins importants affectant la première et la deuxième division (Tab. II).

Tab. II : Taux des cellules mères de pollen (régulières et irrégulières) calculés chez les deux populations de *Oxalis cernua* Thunb. analysées

		Population tala Hamza		Population de Boudjellil	
Nombre total de cellules analysées		26192		26192	
PI		219	0,84%	697	5,04%
MI		7541	28,79%	648	4,68%
AI		132	0,50%	9	0,07%
TI		325	1,24%	28	0,20%
PII (Diade)		71	0,27%	8	0,06%
MII		621	2,37%	82	0,59%
AII		8	0,03%	6	0,04%
TII		3937	15,03%	994	7,18%
Tétrades		9782	37,35%	7144	51,63%
Chromosomes retardataires	2	2	0,01%	0	0,00%
Univalents	1	72	0,27%	1	0,01%
	2	27	0,10%	2	0,01%
Unoriented bivalents	1	1	0,00%	1	0,01%
Stickiness		0	0,00%	0	0,00%
Cytomixie	1pont	208	0,79%	50	0,36%
	2ponts	96	0,37%	41	0,30%
	3ponts	58	0,22%	11	0,08%
	4ponts	20	0,08%	3	0,02%
	entre noyau	7	0,03%	6	0,04%

Suite du tableau II

		Population Tala Hamza		Population de Boudjellil		
Monades	Sans micronoyau	42	0,16%	20	0,14%	
Diades	Sans micronoyau	58	0,22%	70	0,51%	
	Avec micronoyaux	1	18	0,07%	23	0,17%
		3	1	0,00%	2	0,01%
		4	0	0,00%	1	0,01%
		5	0	0,00%	1	0,01%
Triades	Sans micronoyau	540	2,06%	649	4,69%	
	Avec micronoyaux	1	114	0,44%	214	1,55%
		2	41	0,16%	149	1,08%
		4	2	0,01%	3	0,02%
		6	0	0,00%	1	0,01%
Tétrades	Avec micronoyaux	1	1063	4,06%	1396	10,09%
		2	470	1,79%	808	5,84%
		3	91	0,35%	148	1,07%
		4	29	0,11%	25	0,18%
Pentades	Sans micronoyau	313	1,20%	274	1,98%	
		2	20	0,08%	43	0,31%
		3	4	0,02%	13	0,09%
Hexades	Sans micronoyau	197	0,75%	175	1,26%	
	Avec micronoyaux	1	23	0,09%	36	0,26%
		2	4	0,02%	15	0,11%
		3	0	0,00%	2	0,01%
		4	0	0,00%	1	0,01%
Heptades	Sans micronoyau	34	0,13%	30	0,22%	
		2	0	0,00%	7	0,05%
Nonades	Sans micronoyau	1	0,00%	0	0,00%	
Décades	Avec micronoyaux	1	0	0,00%	1	0,01%

Les chromosomes retardataires

Des chromosomes retardataires (Figure 05) sont observés en télophase I avec un pourcentage de 0.01% dans la population de Tala Hamza et une absence totale dans la population de Boudjellil (Tab. II).

Les chromosomes retardataires sont des chromosomes incapables d'atteindre les pôles au cours des stades de la méiose de l'anaphase I, de la télophase I, de l'anaphase II et de la télophase II. Il y a différentes explications à la formation de ces chromosomes telles que l'imbrication de bivalents et d'inversions paracentriques (Tarar et Dyansagar, 1980). L'une des raisons les plus acceptables pour la formation des chromosomes retardataires est le manque de synapse aux premiers stades de prophase ou la séparation précoce et la terminalisation retardée des chiasma (Pagliarini, 1990). La cytomixie est également l'une des causes

principale de cette anomalie (Kumar et Singhal, 2010). Le retardataire, lorsqu'il n'a pas réussi à être inclus dans les noyaux télophasiques, entraîne la formation de micronoyaux au stade spore et une variation finale du nombre et de la taille des grains de pollen provenant d'une cellule mère (Bhattacharjee, 1953).

Les univalents

Un à deux univalents (Figure 5) sont observés avec un pourcentage de 0.37% pour la population de Tala Hamza et un pourcentage de 0,02% pour celle de Boudjellil.

L'univalent est un chromosome qui ne s'apparie pas avec un autre au cours de la prophase et Métaphase, et qui n'échange pas d'information génétique par croisement (crossing over). Cette anomalie est très fréquente chez les plantes (Consolaro *et al.*, 1996).

La migration chromosomique précoce observée vers les pôles peut résulter de chromosomes monovalents à la fin de la prophase I, ou en métaphase I, ou d'une terminaison précoce du chiasma en diakinèse. Les univalents peuvent provenir d'une absence de crossing-over chez les pachytènes ou de mutants synaptiques, conduisant à la formation de micronoyaux (Koduru et Rao, 1981).

Les bivalents désorientés

Un taux faible des chromosomes désorientés observés dans les deux populations analysées.

Les bivalents qui ne se posent pas sur la plaque équatoriale sont connus sous le nom de bivalents non-orientés ou non-synchronisés. La non-synchronisation des bivalents peut être attribuée à la distance entre les centromères avec une diminution de la répulsion qui est considérée comme une force motrice efficace dans l'orientation (Choudhury, 1976). La séparation précoce de certains bivalents pourrait être attribuée à un pourcentage élevé de retardataires (Amante, 1983). La non-synchronisation dans la séparation des bivalents est provoquée par des changements dans l'homologie des partenaires chromosomiques et de nombreux multivalents aux gamètes aneuploïdes. La désorientation du fuseau achromatique peut entraîner des chromosomes dispersés et désorientés dans les méiocytes.

Stickiness

La 'stickiness' (Figure 05) est une autre anomalie observée chez certaines plantes et qui survient chez *Oxalis cernua*.

Les chromosomes 'stickiness' ont été signalés pour la première fois dans le maïs (Beadle, 1932) et sont considérés comme un groupement intense de la chromatine au stade pachytène. Dans les variétés de soja, les Stickiness sont de deux types ; certaines cellules ont montré une adhérence légère, auquel cas il est possible d'identifier le stade méiotique. D'autres cellules, montrent une adhérence intense conduisant à la formation de noyaux pycnotiques.

Les chromosomes Stickiness peuvent être causés par des facteurs génétiques ou environnementaux. Plusieurs agents ont été rapportés comme responsables de la Stickiness notamment les rayons X (Steffensen, 1956), la température (Eriksson, 1968), les rayons gamma (Al Achkar *et al.*, 1989), les herbicides (Badr et Ibrahim, 1987) et certains produits chimiques présents dans le sol (Caetano-Pereira *et al.*, 1995).

Selon Gaulden (1987), les Stickiness peuvent résulter du fonctionnement défectueux d'un ou deux types de protéines non histones spécifiques impliquées dans l'organisation des chromosomes, qui sont nécessaires pour la séparation et la ségrégation des chromatides. Le fonctionnement altéré de ces protéines est provoqué par une mutation des gènes structuraux qui les codent (adhérence héréditaire) ou par l'action directe des mutagènes (adhésivité induite).

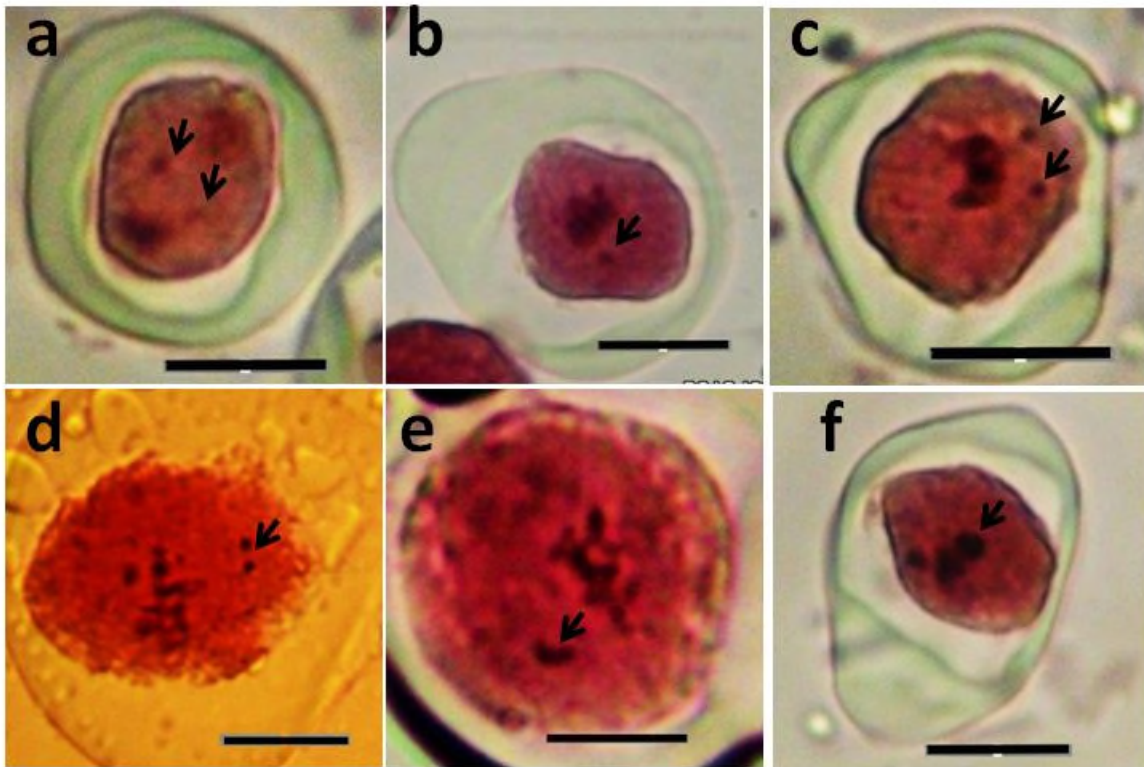


Figure 5 : Aspect des cellules mères de pollen présentant des irrégularités chez les deux populations analysées de *Oxalis cernua* Thunb. **a :** deux chromosomes retardataires en télophase I, **b, c, d :** des univalents en métaphase I, **e :** un bivalent désorienté, **f :**Stickiness.

La barre d'échelle correspond à 10µm.

La cytomixie

Chez *Oxalis cernua*, un échange de matériel génétique (cytomixie) est observé entre les cellules mères de pollen (Figure 06) à des taux de 1,49% dans la population de Tala Hamza et de 0.80% dans celle de Boudjellil (Tableau II). Ces échanges se réalisent soit entre cellules soit entre noyaux.

La cytomixie est une migration de matériel cytoplasmique ou nucléaire entre les cellules adjacentes. C'est un phénomène complexe bien rapporté chez les plantes (Mursalimov et Deineko, 2015). Ce processus naturel a été signalé pour la première fois, il y a 100 ans par Kornicke (1901) bien que le phénomène soit nommé par Gates en 1911. La Cytomixie est observée dans différents groupes de plantes, y compris les ptéridophytes, les Gymnospermes, les Monocotylédones et les dicotylédones (Pierre et Sousa, 2011). La Cytomixie est le plus fréquemment observée au cours de la méiose I de la microsporogénèse (Kumar *et al.*, 2010).

Le transfert de l'ADN se produit par des connexions cytoplasmiques appelées canaux cytomictiques. Ces canaux dérivent d'une structure atypique de plasmodesmes, qui persiste tout au long de la méiose (Pierre et Sousa, 2011). L'origine des canaux cytomictiques est encore inconnue et différentes explications sont décrites : échec de la formation des parois cellulaires pendant la cytokinèse (Bisalpufra et Stein, 1966) fusion de plasmodesmes adjacents (Wang *et al.*, 1998) et défauts de la synthèse de callose (Sidorchuk *et al.*, 2007). En général, les canaux cytomictiques connectent deux ou plusieurs cellules dans le même stade de division (Souza et Pagliarini, 1997) mais certains rapports indiquent également l'échange de matériaux génétiques entre les cellules à différents stades (Lone et Lone, 2013).

La cytomixie peut être influencée par des facteurs de stress tels que des facteurs physiques et chimiques (Gulfishan *et al.*, 2010), les changements pathologiques (Morisset, 1978), le contrôle physiologique (Bahl et Tyagi, 1988), les produits chimiques et herbicides (Haroun, 1995), le stress environnemental et la pollution (Haroun *et al.*, 2004), la température (Kumar et Tripathi, 2008), et le contrôle génétique (Malallah et Attia, 2003) et la différence de pression (Morisset, 1978). Indépendamment de son origine, la cytomixie entraîne des conséquences génétiques graves. Quand elle se produit dans les cellules mères du pollen (PMC), elle affecte fréquemment la gamétogénèse et la fertilité (Mursalimov et Deineko, 2015).

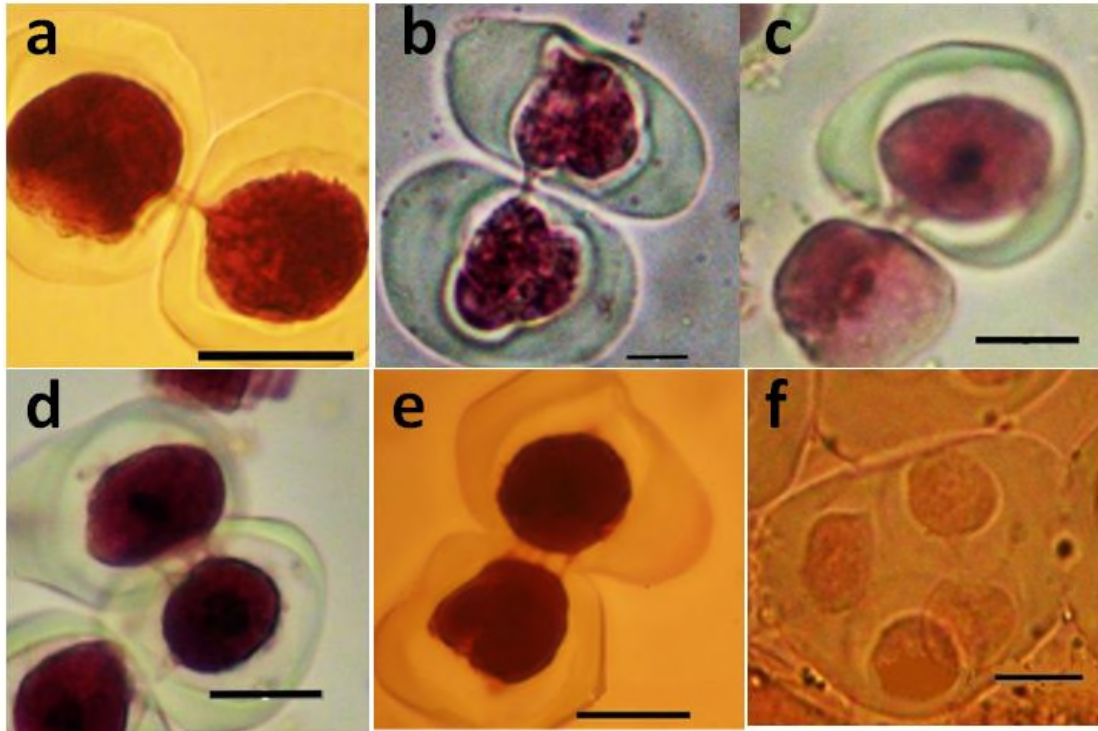


Figure 6 : Aspects des cellules mères de pollen des populations analysées de *Oxalis cernua* Thunb. montrant des ponts cytomictiques. **a :** pont chromatique entre deux cellules mères de pollen, **b :** cytomixie entre les noyaux d'une tétrade. **c :** deux ponts chromatiques entre deux cellules mères de pollen, **d :** trois ponts chromatiques entre deux cellules mères de pollen, **e :** quatre ponts chromatiques entre deux cellules mères de pollen, **f :** cytomixie entre deux noyaux d'une tétrade. La barre d'échelle correspond à 10 μ m.

Les cellules multipolaires

Les deux populations analysées montrent un taux relativement élevés de cellules multipolaires (Figure 07) avec un pourcentage de 4.52% pour la population de Tala Hamza et de 8.80% pour la population de Boudjellil (Tableau II).

La microsporogénèse est la production de microspores à partir de microsporocytes. Toute discordance au cours de la microsporogénèse conduit à une microsporogénèse anormale qui comprend la formation des monades, des dyades, des triades, des tétrades, de polyades avec ou sans micronoyaux. La formation des monades, des dyades et des triades est due à l'échec de la cytokinèse qui est divisée en deux types : la restitution de première division (FDR) et la restitution de deuxième division (SDR). Dans la FDR, l'échec de la ségrégation chromosomique à l'anaphase conduit généralement à un noyau de restitution, les monades. Alors que dans SDR, l'échec de la ségrégation des chromosomes à l'anaphase-II conduit à des gamètes non réduits, les dyades. L'échec de la cytokinèse dans l'un des pôles au cours de l'anaphase-II conduit à la formation de triades. Cytokinèse inégale conduit à la formation de polyades. La formation de micronoyaux est corrélée avec les retardataires. Une microsporogénèse anormale avec formation de micronoyaux provoque la stérilité des grains de pollen (Bala et Gupta, 2014).

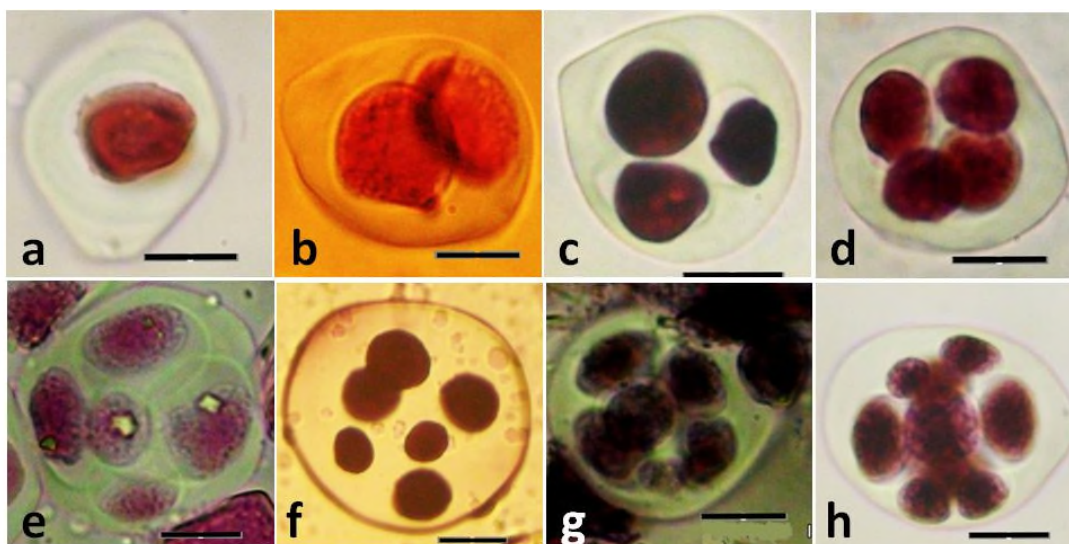


Figure 07 : Aspects des différentes cellules multipolaires dans les populations analysées de *Oxalis cernua* Thunb. **a** : monade, **b** :diade, **c** : triade, **d** : tétrade, **e** :pentade, **f** :hexade, **g** :heptade, **h** : nonade. La barre d'échelle correspond à 10 μ .

Les cellules multipolaires avec micronoyaux

Les micronoyaux sont observés dans les deux populations de *Oxalis cernua* étudiées (Figure 08) avec un pourcentage de 7.2% pour la région de Tala Hamza et de 20.89% pour la région de Boudjellil (Tableau II).

Les micronoyaux sont le résultat d'une mutation chromosomique. Un fragment d'un chromosome génère la formation d'un petit noyau à côté du noyau originel de la cellule. Cette anomalie peut être induite par les chromosomes retardataires. Grover et Kaur (1999) ont rapporté que les micronoyaux sont la manifestation des ruptures chromosomiques et l'échec de la fonction normale des fuseaux achromatique. Le suivi des micronoyaux nouvellement formés a montré que des erreurs dans la mitose génèrent des ruptures d'ADN entraînant la formation de micronoyaux contenant des chromosomes entiers (Crasta *et al.*, 2012). Ces micronoyaux subissent une réplication d'ADN imparfaite et asynchrone qui fragmente l'ADN, et se distribuent aux noyaux des cellules filles (Crasta *et al.*, 2012).

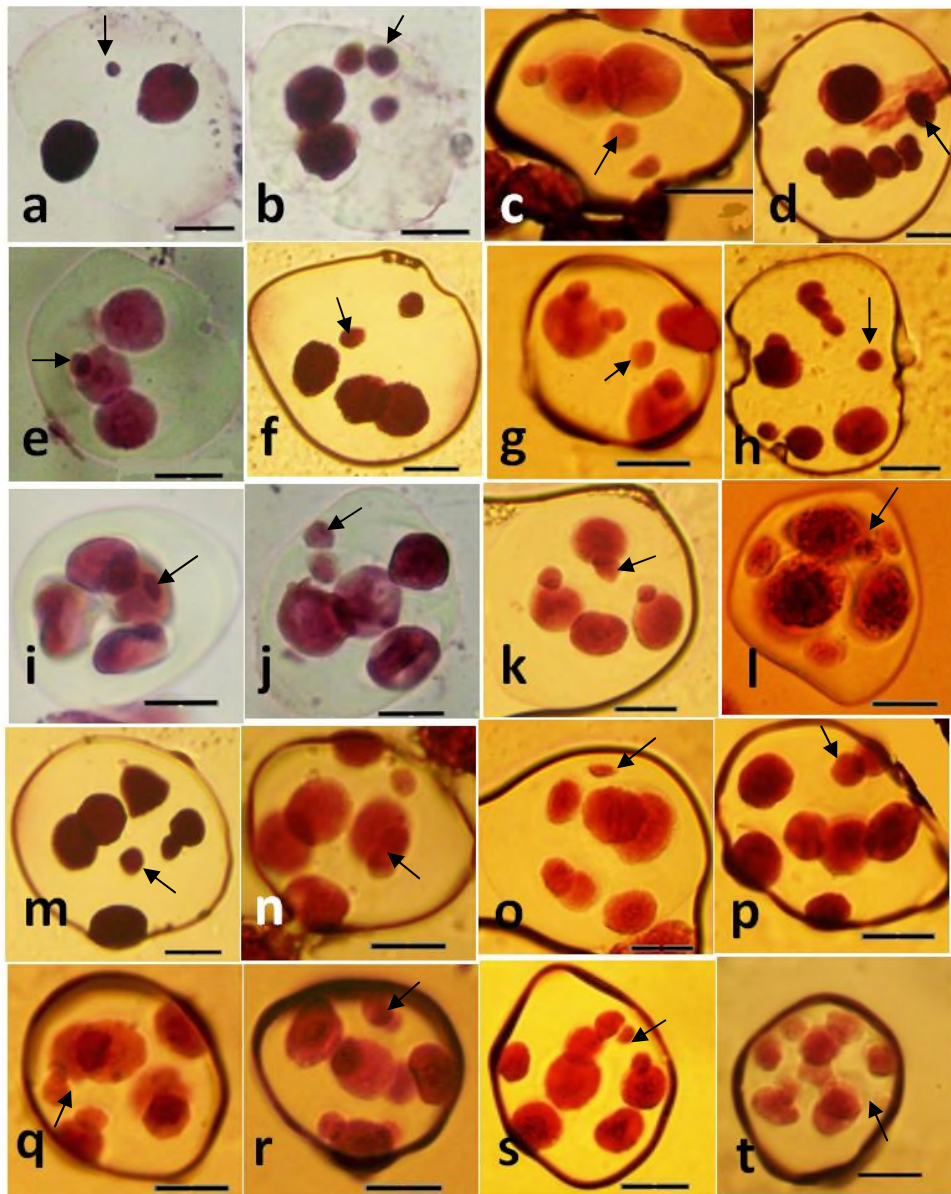


Fig. 08 : Aspects des différentes cellules mères de pollen des populations de *Oxalis cernua* Thunb. analysées montrant des nombres variables de microspores et de micronoyaux (μN) au stade tétrade : **a** :Diade à $1\mu\text{N}$, **b** : Diade à $3\mu\text{N}$, **c** : Diade à $4\mu\text{N}$, **d** : Diade à $5\mu\text{N}$, **e** : Triade à $1\mu\text{N}$, **f** : Triade à $2\mu\text{N}$, **g** : Triade à $4\mu\text{N}$,**h** : Triade à $6\mu\text{N}$,**i** :tétrade à $1\mu\text{N}$, **j** : tétrade à $2\mu\text{N}$, **k** : tétrade à $3\mu\text{N}$, **l** : tétrade à $4\mu\text{N}$, **m** :Pentade à $2\mu\text{N}$, **n** : Pentade à $3\mu\text{N}$, **o** : Hexade à $1\mu\text{N}$, **p** : Hexade à $2\mu\text{N}$, **q** : Hexade à $3\mu\text{N}$, **r** : Hexade à $4\mu\text{N}$, **s** : Heptade à $2\mu\text{N}$, **t** :décade à $1\mu\text{N}$. La barre d'échelle correspond à $10\mu\text{m}$.

2. Fertilité pollinique

L'analyse de la fertilité pollinique réalisée sur des fleurs avant l'anthèse montre un taux moyen de fertilité de 59,96% pour la population de Tala Hamza et de 62,22% pour la population de Boudjellil. Ces faibles taux peuvent s'expliquer par la présence d'anomalies en méiose. Ces anomalies méiotiques associées à une microsporogénèse anormale conduisent à la formation de grains de pollen hétérogènes grands, petits et moyens avec des formes et des colorations différentes (Figure 09).

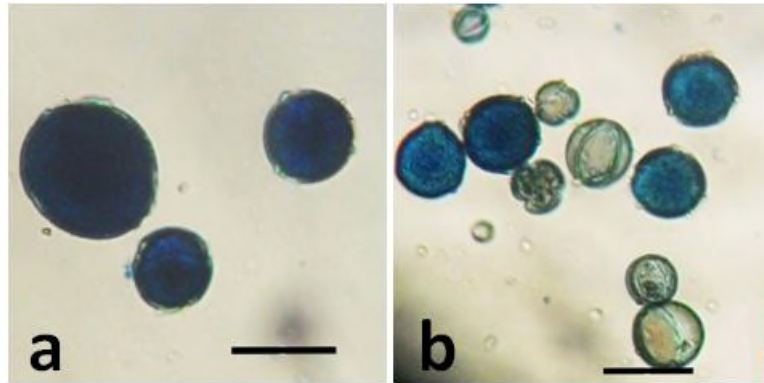


Figure 09 : Morphologie des grains de pollen des populations analysées de *Oxalis cernua* Thunb. **a :** grains de pollen viables de différentes tailles, **b :** grains de pollen viables (bleu foncé) et non viables (non coloré).

CONCLUSION

Conclusion

Conclusion

Dans le présent travail, nous avons utilisé la méthode classique de Feulgen pour une étude de la méiose pollinique sur deux populations (Tala Hamza, Boudjelil) de *Oxalis cernua* Thunb. Une analyse de la fertilité pollinique est également réalisée par la technique de coloration au bleu de coton inspirée du protocole de Mertens et Hammersmith (1998).

L'analyse des méioses polliniques montre des divisions irrégulières des cellules mères de pollen dans les deux populations. Des chromosomes retardataires, des univalents et des bivalents désorientés sont observés à des taux très faibles allant de 0.01% à 0.37%. Des stickiness, de la cytomixie sont présentes avec des taux de 0.80% à 1.49%. Les cellules multipolaires sont observées avec des taux relativement élevés (4,52% à 8,80%) ainsi que les cellules multipolaires avec micronoyaux (7.20% à 20.89%).

L'analyse de la fertilité pollinique réalisée sur des fleurs avant l'anthèse montre un taux moyen de fertilité de 61.09% pour les deux populations analysées. Ce faible taux de fertilité peut s'expliquer par la présence d'anomalies en méiose.

En perspectives, il serait intéressant d'élargir l'échantillonnage à d'autres stations d'écologie différente afin d'appréhender toute la variabilité du déroulement de la méiose au sein de cette espèce.

*Références
bibliographiques*

Références bibliographies

Liste bibliographies

- Al Achkar, W. Sabatier, L. and Dutrillaux, B. 1989.** How are sticky, chromosomes formed? *Annu. Genet.* 32: 10-15.
- Amante, A. 1983.** The cytogenetics of *Oryza nivara* Sharma et al. and *Oryza sativa* and their F1 hybrid. Unpublished BS Biology Thesis, UP at Los Banos, pp. 48.
- Ater M. 2005.** Biologie de la reproduction d'*Oxalis pes-caprae* au Maroc. In: Menendez J., Bastida F., Fernandez-Quintanilla C., Gonzalez J.L., Recasens J., (Eds), *Malherbologia Ibérica: soluciones comunes a problemas comunes*. Universidad de Huelva Publicaciones, Huelva, Spain.
- Badr, A. and Ibrahim, A.G. 1987.** Effect of herbicide glen on mitosis, chromosomes and nucleic acids in *Allium cepa* and *Vicia faba* root meristems. *Cytologia* 52: 293-302.
- Bahl, J.R. and Tyagi, B.R., 1988—** Cytomixis in pollen mother cells of *Papaver dubium* L. *Cytologia*, 53: 771-775
- Bala, S. Gupta, R.C. 2014.** Aberrant meiotic behavior in some members of family *solanaceae* from north India. *International Journal of Botany and Research (IJBR)*, vol.4(3). ISSN(P): 2277-4815; ISSN(E): 2319-4456
- Beadle, G.W. 1932.** A gene for sticky chromosomes in *Zea mays*. *Indukt. Abstamm. Vererbungslehre* 63: 195-217.
- Bhattacharjee, S.K. 1953.** Cytogenetics of *Lens esculenta* Mones. *Caryologia* 5: 159-166.
- Bisalpufra, T. Stein J.R. 1966.** The development of cytoplasmic bridges in *Volvox aureus*. *Canad J Bot* 44: 1697-1702
- Born, J. Linder, H.P. Desmet, P. The Greater Cape Floristic Region. J Biogeography. (2006).** 1-16. doi:10.1111/j.1365-2699.2006.01595. x.
- Boussaha, A. Hayouni, A. Marouani, A. and Ben Naceur, M. 2014.** Diversité morpho génétique d'*Oxalis pes-caprae*, L. au Péninsule du Cap Bon de la Tunisie, *International Journal of Innovation and Scientific Research* ISSN 2351-8014 Vol. 9 No. 2 Sep. 2014, pp. 376-385.
- Caetano-Pereira, C.M. Pagliarini, M.S. Brasil, E.M. and Martins, E.N. 1995.** Influence of aluminium in causing chromosome stickiness in maize microsporocytes. *Maydica* 40: 325-330.
- Choudhury, B. 1976.** Eggplant. In: Simmonds NW (ed) *Evolution of crop plants*. Longman Group Limited, New York. Pp. 80-81.
- Consolaro, M.E.L. Pagliarini, M.S. and Chaves, L.J. 1996.** Meiotic behavior, pollen fertility and seed production in Brazilian populations of *Centella asiatica* (L.) Urban (Umbelliferae). *Cytologia* 61: 375-381.

Références bibliographies

- Crasta, K. Ganem, N.J.Dagher, R. Lantermann ,A.B. Ivanova E.V. 2012.** DNA breaks and chromosome pulverization from errors in mitosis. *Nature* 482:53–58.
- Cullen, J. 1967.** *Oxalis L.* In: Davis PH, ed. Flora of Edinburgh University Press, pp (488- 490).
- Elrod, S. Stansfield, W. 2003.** Génétique. 4^{ème} édition. ISBN. Paris, 490p.
- Eriksson, G. 1968.** Temperature response of *pollen mother cells* in Larix and its importance for pollen formation. *Stud. For. Suec.* 63: 121-132.
- Gaulden, M.E. 1987.** Hypothesis: some mutagens directly alter specific chromosomal proteins (DNA topoisomerase II and peripheral proteins) to produce chromosome stickiness, which causes chromosome aberrations. *Mutagenesis* 2: 357-365.
- Gebregziabher, A.K. 2004.** Systematic significance of bulb morphology of the Southern African members of *Oxalis L. (Oxalidaceae)*. Stellenbosch University: Master's thesis.
- Guichaoua, M.R. Luciani, J.M. Méiose. In: Feingold, J. Fellous, M. Solignac, M. 1998.** editors. Principes de génétique humaine. Hermann Editeur des Sciences et des Arts. P 59 68.
- Gulfishan, M.Khan ,A.K. Bhat ,T.A 2010.** Studies on cytotoxicity induced by DES and SA in *Vicia faba* var. major. *Turkish J Bot* 34:31–37.
- Haroun, S.A. 1995** Cytomixis in pollen mother cells of *Polygonum tomentosum* Schrank. *Cytologia*, 60: 257-260.
- Haroun, S.A. AL Shehri, A.M. and AL Wadie, H.M. 2004** Cytomixis in the microsporogenesis of *Vicia faba L. (Fabaceae)*. *Cytologia*, 69: 7-11.
- Hussey, B. Keighery ,G. Cousens ,R. Dodd, J. Lloyd, S. 1997.** Western weeds – a guide to the weeds of Western Australia. Victoria Park: The Plant Protection Society of Western Australia.
- Jahandiez, E. Maire, R. 1932.** Catalogue des plantes de Maroc. Tome deuxième. Minerva. Alger Bonn 14-423.
- Judd, W.S. Campbell, C.S. Kellogg, EA. Stevens, PF. Donoghue, MJ. 2008.** *Plant systematics: a phylogenetic approach*. 3rd ed. Massachusetts: Sinauer Associates INC.
- Julve, Ph. 1998.** ff. - Baseflor. Index botanique, écologique et chorologique de la flore de France. Version: 23 avril 2004.
- Koduru, P.R.K. and Rao, M.K. 1981.** Cytogenetics of synaptic mutants in higher plants. *Theor. Appl. Genet.* 59: 197-214.
- Kulg, W. Cummings, M. Spencer, C. 2006.** Génétique. 8^{ème} édition. P.E.F, Paris, 704p.

Références bibliographies

- Kumar, G. Tripathi, R. 2008** Anomalous nucleolar and chromosomal organization in induced phenodeviants of *grass pea*. *Cytologia* 79: 345–350. doi: 10.1508/cytologia.72.345.
- Kumar, P. Singhal, V.K. Kaur, D. Kaur, S. 2010.** Cytomixis and associated meiotic abnormalities affecting pollen fertility in *Clematis orientalis*. *Biol Pl* 54:181–184 la mitose) Paris 2006.
- Leistner, A.O. 2000.** Seed plants of southern Africa: families and genera. Pretoria: Strelitzia. p. 10.
- Lone, F.A.Lone, S. 2013.** Cytomixis a well-known but less understood phenomenon in plants. *Int J RecentSciRes4* :347–352
- Lourteig, A. 2000.** *Oxalis* L. subgenera *Monoxalis* (Small) Lourteig, *Oxalis Trifidus* Lourteig. *Bradea*;201–629.
- Malallah, G.A. Attia, T.A. 2003.** Commixes and its possible evolutionary role in a Kuwait population of *Diploptaxis harra* (*Boraginaceae*). *Botanical Journal of the Linnaean Society* 143:169–175. doi /10.1046/j.1095-8339.2003.00218.x.
- Manning, J. Goldblatt, P. 2012.** Plants of the greater cape floristic region 1: *the corecape flora*. Pretoria: Strelitzia. p. 29.
- Michael, P. W. 1964.** The identity and origin of varieties of *Oxalis pes-caprae* L. naturalized in Australia. *Trans. Roy. Soc. S. Austr.* 88: 167-173.
- Morisset, P. 1978.** Cytomixis in pollen mother cells of *Ononis* (Leguminosae). *Candian Journal of Genetics and Cytology* 20: 383–388.
- Munz, P. A. 1959.** A California Flora. Univ. of California Press, Berkeley and Los Angeles.
- Mursalimov, S.R. Deineko, L.V. 2015.** How cytomixis can form unreduced gametes in tobacco. *Pl Syst E vol* 301:1293–1297.
- Oliver, E.G.H. 1993.** *Oxalidaceae*: a new species of *Oxalis* from the Western Cape. *Bothalia*.23:72–4.
- Ornduf, R. 1987.** Reproductive systems and chromosome races of *Oxalis pes-caprae* L.
- Pagliarini M.S. 1990.** Meiotic behavior and pollen fertility in *Aptenia cordifolia* (*Aizoaceae*). *Caryologia*43 : 157–162. doi: 10.1080/00087114.1990.10796994.
- Pierre, P.M.O. Sousa, S.M. 2011.** Citomixia em plantas: causas, mecanismos e consequências. *Braz J Biosci* 9:231–240.
- Rappa, F. 1911.** Osservazioni sull' *Oxalis cernua* Thunb. *Boll. R. Orto. Bot. Ciard. Colon. Palermo*10: 142-18.
- Salter, T.M. 1944.** The genus *Oxalis* in South Africa: a taxonomic revision. *J South Afr Bot.*1:1355.

Références bibliographies

- Sidorchuk, Y.V. Deineko, E.V. Shumny, V.K. 2007.** Peculiarities of cytomixis in pollen mother cells of transgenic tobacco plants (*Nicotianatabacum*L.) with mutant phenotype. *Cell Tissue Bio* 11:570–576.
- Souza, A.M. Pagliarini, M.S. 1997.** Commixes in *Brassica napus varoleifera*and *Brassica campestrisvar. Oleifera (Brassicaceae)*. *Cytologia*62:25–29.
- Steffensen, D. 1956.** Effect of various cation imbalances on the frequency of X-ray induced chromosomal aberrations in *Tradescantia*. *Genetics* 42: 239-252.
- Tarar, J.L. Dyansagar, V.R. 1980.** Effect of gamma rays and EMS on growth and branching in *Turneraulmifolia L.* *Journal Cytology and genetics* 14: 118–124.
- teBeest, M. Le Roux, J.J. Richardson, D.M and al. 2012.** The role of polyploidy in facilitating plant invasions. *Annals of Botany*, 109,19–45.
- Wang, X.Y. Guo, G.Q. Nie, X.W. Zheng, G.C. 1998.** Cytochemical localization of cellulose activity in pollen mother cells of davidlilly during meiotic prophase I and its relation to secondary formation of plasmodesmata. *Protoplasma*204:128–138.
- Watson, L and M.J, Dallwitz. 1992.** The families of flowering plants: descriptions, illustrations, identification, and information retrieval (<http://delta-intkey.com>).

Résumé

L'analyse cytogénétique de très jeunes boutons floraux récoltés dans deux régions de Bejaia, permet l'étude de déroulement de la division méiotique, les anomalies méiotiques et la fertilité pollinique. L'étude de l'irrégularité méiotique montre un taux plus au mois importants.

Des chromosomes retardataires, des univalents, et les bivalents désorientés sont observés à un taux très faible respectivement ((0.01%), (0.02 à 0.37%), (0.01%)), des stickiness, la cytomixie avec un pourcentage de (0.80 à 1.49%), les cellules multipolaires sont observées avec un taux relativement élevés (4.52 à 8.80%), et les cellules multipolaires avec micronoyaux (7.20 à 20.89%).

L'analyse de la fertilité pollinique réalisée sur des fleurs avant l'anthèse montre un taux moyen de fertilité de 61.09 % pour les deux populations analysées. Ce taux peut s'expliquer par la présence d'anomalies en méiose.

Summary

Cytogenetic analysis of very young flower buds harvested in two regions of Bejaia, allows the study of meiotic deviations course, meiotic abnormalities and pollen fertility. The study of meiotic irregularity shows a higher rate in the month.

Latent chromosomes, univalents, and disoriented bivalents are observed at a very low rate respectively ((0.01%), (0.02 to 0.37%), (0.01%)), stickiness, cytomixis with a percentage of (0.80% to 1.49%), multipolar cells are observed with relatively high levels (4.52 to 8.80%), and multipolar cells with micronuclei (7.20 to 20.89%).

The analysis of pollen fertility performed on flowers before anthesis shows an average fertility rate of 61.09% for the two populations analyzed. This rate can be explained by the presence of abnormalities in meiosis.