

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

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département : science biologique et environnementale
Spécialité : biodiversité et sécurité alimentaire



Réf :.....

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

MASTER

Thème

**Irrégularités méiotiques chez une
population de *Oxalis cernua* Thunb.
dans la région de Sétif**

Présenté par :

Bouarouri Nouara

Soutenu le : **20 Juin 2018**

Devant le jury composé de :

Mme Benhamiche S.

Mme Djafri-Bouallag L.

M Bachir S.

MCB

MAA

MAA

Président

Encadreur

Examineur

Année universitaire : 2017 / 2018

Remerciements

Mes remerciements vont tout premièrement à Dieu tout puissant pour la volonté, la santé et la patience qu'il m'a donné pour terminer ce modeste travail:

*Mes vifs remerciements à ma promotrice madame **DJAFRI-BOUALLAG L.** pour avoir accepté l'encadrement de ce travail à laquelle j'exprime ma profonde gratitude. Je lui suis très reconnaissante pour m'avoir permis de profiter de beaucoup de connaissances. Elle m'a encadrée avec une bonne dose de patience et de courage. Je l'a remercie très sincèrement et de tous mon cœur.*

*Je remercie Madame **OURARI M.** pour sa disponibilité le long de la préparation de ce mémoire, pour ses précieux conseils et toute son aide.*

*Je remercie Madame **BENHAMICHE S.** d'avoir accepté de présider le jury de notre mémoire.*

*Mes remerciements vont également à Monsieur **BACHIR S.** d'avoir accepté de juger ce travail.*

*Mes remerciements vont aussi, à Monsieur **Hamlat M** pour son aide pratique et son soutien moral et leurs encouragements.*

Je remercie également, toutes les personnes du laboratoire de physiologie végétale.

Sommaire

Dédicace

Remerciement

Listes des tableaux et figures

Introduction.....1

Chapitre I : Analyse biobibliographique

1. Le genre *Oxalis* L..... 2

2. La description morphologique de *Oxalis cernua* Thunb..... 2

3. Ecologie de *Oxalis cernu* Thunb..... 3

4. La Cytogénétique..... 3

 4.1. La méiose..... 4

 4.2. La palynologie et le pollen..... 8

Chapitre II : Matériel et méthodes

2.1. Matériel végétal..... 9

2.2. Méthodes..... 10

Chapitre III : Résultats et discussion

1. Analyse de la méiose..... 13

 1.1. Comportement régulier de la méiose..... 13

 1.2. Comportement méiotique irrégulier..... 14

2. Analyse de la fertilité pollinique..... 19

Conclusion..... 21

Références Bibliographiques..... 22

Résumé

Liste des Tableaux et des figures

Liste des Tableaux et des figures

Tableau	Titre	Page
Tab. I	Taux d'anomalies méiotiques calculés chez la population de <i>Oxalis cernua</i> Thunb. de Tizi N'Brahem (Sétif)	14

Figure	Titre	Page
Fig. 1	Représentation schématique des deux divisions méiotiques d'une cellule diploïde présentant une paire de chromosomes homologues ($2n=2$).	5
Fig. 2	Morphologie de <i>Oxalis cernua</i> Thunb.	9
Fig. 3	Différents stades de maturité des boutons floraux de <i>Oxalis cernua</i> Thunb.	10
Fig. 4	Différentes phases de la division méiotique des cellules mères de pollen chez <i>Oxalis cernua</i> Thunb. de Tizi N'Brahem (Sétif).	13
Fig. 5	Aspect des cellules mères de pollen de <i>Oxalis cernua</i> Thunb. de Tizi N'Brahem (Sétif) montrant des univalents en métaphase I.	15
Fig. 6	Aspect des cellules mères de pollen de <i>Oxalis cernua</i> Thunb. de Tizi N'Brahem (Sétif) montrant :	16
Fig. 7	Cellules mères de pollen de <i>Oxalis cernua</i> Thunb. de Tizi N'Brahem (Sétif) montrant la cytomixie entre les cellules.	17
Fig. 8	Aspects des différentes cellules mères de pollen de <i>Oxalis cernua</i> Thunb. de Tizi N'Brahem (Sétif) analysées montrant un nombre variable de microspores au stade tétrade	18
Fig. 9	Aspect des cellules mères de pollen de <i>Oxalis cernua</i> Thunb. de Tizi N'Brahem (Sétif) analysées montrant des cellules multipolaires avec des micronoyaux.	19

Liste des Tableaux et des figures

Fig. 10 :	Aspects des grains de pollen observés chez <i>Oxalis cernua</i> Thunb. de Tizi N'Brahem (Sétif).	20
---------------------	--	----

Introduction

Le genre *Oxalis* compte environ 800 espèces réparties principalement en Amérique du Sud et en Afrique du Sud (Marks, 1956).

Oxalis cernua Thunb. (1781) ou *Oxalis pes-carpe* L. (1753) est une herbe vivace par bulbilles à inflorescence ombelliforme de couleur jaune. Ses feuilles trifoliées à folioles cordiformes sont longuement pétiolées et disposées en rosette dense. Les fruits sont des capsules cylindriques oblongues et se forment rarement (Boussaha *et al.*, 2014).

Selon Jhon A, Roncorni (2004) Cette espèce est connue sous plusieurs noms : oxalide pied de chèvre, bouton d'or des Bermudes ou encore oseille jaune. Elle est originaire de l'Afrique du Sud puis elle a colonisé différentes régions du monde à climat méditerranéen (Ater, M. 2000)

Dans son habitat naturel (Afrique du Sud), les plantes de *O. cernua* présentent différents niveaux de ploïdie : diploïde ($2n = 2x = 14$) ou tétraploïde ($2n = 4x = 28$). Les espèces pentaploïdes ($2n = 5x = 35$) sont rares et stériles et donc leur reproduction est essentiellement asexuée.(Boussaha *et al.*, 2014).

Dans cette optique, le travail de ce mémoire a pour objectif principal l'analyse cytogénétique d'une population naturelle de *Oxalis cernua* dans la région de Sétif. Pour se faire nous avons analysé le comportement méiotique des cellules mères de pollen et évalué la fertilité pollinique de cette population.

Le présent travail est structuré en trois parties. La première partie concernera une synthèse bibliographique sur le genre *Oxalis* en général et sur *Oxalis cernua* en particulier. La seconde partie portera sur le matériel d'étude et les méthodes appliquées.

Dans la troisième partie, nous exposons les résultats obtenus et leurs interprétations puis on termine par une conclusion générale et des perspectives.

Chapitre I : Analyse bibliographique

1. Le genre *Oxalis* L.

Oxalis L. appartient à la famille Oxalidaceae. Cette famille compte des herbes annuelles ou pérenne, des arbustes et des arbres. Les membres de cette famille sont distribuées en Afrique (Madagascar), en Asie et en Amérique (Obone, C. 2005).

Le genre *Oxalis* regroupe plusieurs espèces de plantes de la famille des Oxalidacées, vivaces, basses, le plus souvent rampantes. On les reconnaît par leurs feuilles trifoliolées, chaque foliole est cordiforme et dont la pointe est constituée par le pétiole. En général, les folioles s'ouvrent le jour et se replient pendant la nuit. Les tiges, les feuilles et les fleurs ont un goût acidulé caractéristique. Les fleurs portent cinq pétales en forme de coupe, de couleur variable selon les espèces. Les fruits sont des capsules. (Anonyme 1. 2004) .

Selon Lollar *et al.*, (2015) le genre *Oxalis* préfère les sols humides mais peut pousser dans les régions arides et dans une grande variété de sol et on peut le rencontrer dans les fêlures des trottoirs, le long des pistes, dans les pelouses et champs cultivés à différentes altitudes .

2. La description morphologique *Oxalis cernua* Thunb.

Oxalis cernua est une plante herbacée vivace par des bulbilles. Ses feuilles émergent au haut d'une tige souterraine (le rhizome) juste au dessus de la surface du sol. Elles sont longuement pétiolées (pétiole de 5 à 22 cm de longueur). Le limbe est composé de trois folioles en forme de cœur de 5 à 30 mm de long sur 4 à 35 mm de large, de couleur verte portant parfois des taches marrons ou pourpres. Les fleurs sont jaune-vif de 25 à 40 mm de long groupées en ombelle de 3 à 25 fleurs. Cette inflorescence est portée par une hampe florale mince et pubescente. Le calice est formé de 5 sépales soudés à la base. La corole est formé de 5 pétales d'apparence tubulaire et de 15-25 mm de long. L'androcée est formé de deux cycles de 5 étamines. Le gynécée est constitué de 5 carpelles soudés, à ovaire super se transformant en capsule courte rarement bien développée. La plante fleurit principalement à partir du début de l'hiver à la fin du printemps (du mois de Novembre au mois de Mai)(Anonyme2.2016).

Selon Henquinez (1974) *Oxalis cernua* se multiplie essentiellement par voie végétative soit par rhizome soit par bulbe qui se développent sur la partie souterraine de sa tige et à la place des bourgeons qui terminent cette dernière un peu au-dessus du niveau du sol. Elle produit des graines, mais exceptionnellement, en nombre restreint vers la fin de sa floraison, lorsque le temps est sec et chaud. Les bulbilles se conservent parfaitement pendant l'été dans le sol et même exposés à l'air libre. En raison de la résistance à la dessiccation, les façons culturales d'été n'ont aucun effet sur la destruction de cette plante.

3. Ecologie de *Oxalis cernua*

Oxalis cernua Thunb. est une espèce originaire de l'Afrique du Sud. Elle a colonisé différentes régions du monde à climat méditerranéen. En Afrique du Nord, elle a été citée dans différentes synthèses sur la flore adventice du Maroc occidental et central et également, durant les années 30 en Tunisie (Boussaha *et al.*, 2014)

La dispersion du genre *Oxalis* selon Henquinez, (1974) s'est effectuée en Algérie comme dans toute la région méditerranéenne, principalement par les plantes venant de pépinières et véhiculées dans les mottes, puis par les façons culturales exécutées après la formation des bulbilles.

4. Cytogénétique

La cytogénétique est l'union de la cytologie (science qui étudie les cellules) et de la génétique (science qui étudie la transmission des caractères à travers les générations). Puisque le support de la transmission des caractères au niveau cellulaire sont les gènes qui sont portés par les chromosomes, donc la cytogénétique permet d'étudier le matériel génétique au niveau cellulaire c'est-à-dire étudier les chromosomes. (Anonyme 3.2015).

Les premiers travaux chez les végétaux ont débuté au cours de la seconde moitié du 19^{ème} siècle mais c'est surtout à partir de 1920 que la cytogénétique s'est développée et son importance n'a cessé de croître par la suite.

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

- La connaissance du matériel végétal utilisé : nombre de chromosomes, polyploïdie, allopolyploïdie...,
- L'établissement de cartes génétiques grâce à la production et l'étude d'aneuploïdes (lignées monosomiques, télosomiques..., lignées d'addition...),
- L'exploitation de la variabilité intra- et interspécifique ou induite.

L'expérience montre que les outils de la cytogénétique sont indispensables à une exploitation rationnelle des hybrides interspécifiques. Par ailleurs, la cytogénétique a trouvé un nouveau domaine d'application dans l'étude et l'utilisation des produits issus de culture *in vitro* (hybrides somatiques, variantes somaclonales...).

Le champ d'action de la cytogénétique est vaste et ses frontières ne sont pas clairement définies. Les méthodologies employées sont nombreuses. Elles concernent avant tout l'étude des chromosomes lors de la mitose et de la méiose par les techniques classiques mais aussi par des techniques plus récentes (banding, hybridation *in situ*...). (Jahier *et al.*, 1992)

4.1. La méiose

La méiose est à l'origine de la genèse des cellules sexuelles (gamètes ou spores). Contrairement à la mitose qui permet un maintien de la diploïdie ($2n$ chromosomes) entre chaque cycle de division, le mécanisme de la méiose induit la formation de cellules haploïdes (n) possédant une seule copie de chaque chromosome. (Julian. K. 2010.)

La méiose est un phénomène unique de division cellulaire. Elle joue un rôle important dans le brassage des informations génétiques maternelles et paternelles et dans le maintien du nombre chromosomique constant au sein des espèces.

La méiose est un phénomène complexe régit par plusieurs gènes, une mutation de l'un de ces gènes peut avoir des conséquences graves sur la reproduction de l'individu (infertilité, avortement, malformation).

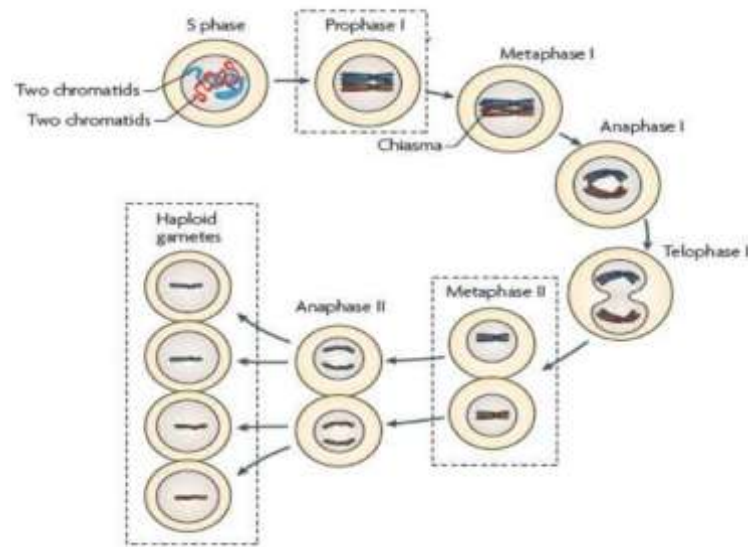


Figure1 : Représentation schématique des deux divisions méiotiques d'une cellule diploïde présentant une paire de chromosomes homologues ($2n=2$) (Handel *et al.*, 2010).

La méiose se déroule en plusieurs étapes formant un ensemble de deux divisions cellulaires, successives et inséparables par lesquelles une cellule diploïde donne naissance à quatre cellules haploïdes. Ces deux divisions successives sont désignées "méiose I" ou division réductionnelle et "méiose II" ou division équationnelle. La réplication des chromosomes ne s'effectue qu'une seule fois pendant l'interphase.

La méiose I ou division réductionnelle

La première division est appelée division réductionnelle car elle aboutit à la formation de deux cellules à n chromosomes. Elle est précédée par une interphase identique à celle de la mitose, au cours de laquelle chacun des chromosomes se réplique et se retrouve constitué de deux chromatides-sœurs identiques. Elle comprend 4 phases :

La Prophase I

La prophase I de la méiose est marquée par un phénomène absent au cours de la mitose: les chromosomes répliqués recherchent leurs chromosomes homologues et s'accolent à eux sur toute leur longueur. Comme chaque chromosome est formé de deux chromatides sœurs, on peut donc observer de petits groupes de quatre chromatides appelés bivalents. C'est la plus longue phase et constitue 90% de la durée de la méiose.

La prophase I est divisée en cinq étapes qui correspondent à cinq états caractéristiques de la chromatine :

- **Le stade leptotène** du grec «*leptos*», signifiant «fil».

Les chromosomes s'individualisent sous la forme de longs filaments attachés par leurs extrémités à la membrane nucléaire. Chaque filament est constitué de deux chromatides sœurs étroitement accolées l'une à l'autre. Lors de ce stade, la recherche de l'homologue permettra les appariements « gène à gène » des chromosomes.

- **Le stade zygotène** du grec «*zygos*», signifiant «par paire».

Les chromosomes se condensent davantage, les télomères deviennent visibles et sont ancrés à la lamina nucléaire (invisible en microscopie photonique). Il y a formation des bivalents (appariement des deux chromosomes homologues). Le processus est appelé 'synapse': il y a assemblage du complexe synaptonémal.

- **Le stade pachytène** Du grec «*pachos*» signifiant «épais».

L'ADN s'est condensé fortement, le complexe synaptonémal est complet et s'étale d'un télomère à l'autre. Les bivalents contiennent 4 chromatides sœurs et deviennent très épais. Au cours de ce stade, se produit un échange de fragments d'ADN entre chromatides non sœurs. Cet échange implique une cassure du brin d'ADN et une réunion croisée précise de ces brins d'ADN.

- **Le stade diplotène** du grec «*diplos*» signifiant «double».

Le complexe synaptonémal se dépolymérise. Les chromosomes homologues s'écartent légèrement tout en restant liés au niveau des chiasmata qui matérialisent les sites où a eu lieu un enjambement.

- **La diacinèse :**

Au cours de ce stade les bivalents s'écartent de plus en plus c'est l'asynapsis. Les chiasmata migrent aux extrémités des chromosomes via un processus qui est la terminalisation.

La métaphase I

La condensation des chromosomes est maximale, les bivalents se disposent de façon aléatoire au niveau de la plaque équatoriale de la cellule. Les deux chromosomes de chaque paire se font face, car les centromères sont disposés de part et d'autre de cette plaque.

La ségrégation indépendante des homologues permet un brassage interchromosomique et une diversification des cellules-filles.

L'anaphase I

Durant cette phase, les chromosomes homologues se séparent (c'est la disjonction) et migrent vers un pôle de la cellule. Il se constitue deux lots de n chromosomes à deux chromatides au niveau de chacun des pôles. Il n'y a pas de division des centromères.

La télophase et cytotélerèse

C'est la phase de la formation de deux cellules haploïdes à n chromosomes à deux chromatides.

La méiose II ou division équationnelle

Elle est identique à la mitose, sauf que les chromosomes ne se répliquent pas avant qu'elle commence. Les chromatides présentes dans les deux cellules filles de la méiose I sont simplement partagées entre les quatre cellules grâce à la division des centromères.

Elle se déroule également en quatre étapes :

- **La prophase II**

Identique à la prophase I mais brève car les chromosomes sont déjà compactés.

- **La métaphase II**

Les chromosomes s'alignent sur la plaque équatoriale.

- **L'anaphase II**

C'est la phase du clivage des centromères et ségrégation aléatoire des chromatides sœurs ;

- **La télophase II**

Au terme de la télophase de la seconde division de méiose, on obtient quatre cellules-filles haploïdes possédant chacune un simple jeu de chromosomes non dupliqués et non identiques suite aux recombinaisons génétiques de la méiose I. (Nassiri, A. 2014)

4.2. La palynologie et le pollen

La palynologie est la science qui s'intéresse à l'étude des grains de pollen et spores actuels ou fossiles.

Le pollen est l'ensemble des microspores ou des microspores germées (gamétophytes mâles) des spermatophytes : Gymnospermes et Angiospermes.

Le grain de pollen est le gamétophyte mâle. Il assure chez les végétaux supérieurs (spermatophytes) la reproduction et la transmission de matériel génétique mâle jusqu'au sac embryonnaire où a lieu la fécondation.

Les grains de pollen se forment dans les étamines. Les cellules du tissu sporogène des anthères, se différencient et se divisent par mitose pour donner des cellules-mères de grains de pollen diploïdes. Chaque cellule mère subit une méiose et donne naissance à quatre microspores haploïdes. (Benbada. M. 2011)

Chapitre II : Matériels et méthode :

1. Matériels végétal :

Le matériel végétal utilisé dans cette présente étude provient d'une population naturelle de *Oxalis cernua* (Figure 2) récoltée dans la localité de Tizi N'Brahem dans la wilaya de Sétif (36°27'44.2''N 5°05'27.9''E).



Figure 2 : Morphologie de *Oxalis cernua* : a : plante dans son environnement naturel, b : Fleur., c : Racines et bulbilles, d : Feuilles.

Pour l'analyse de la méiose, des boutons floraux de 2mm à 3mm sont utilisés et des fleurs de 2cm dans l'analyse de la fertilité pollinique (Figure 3).

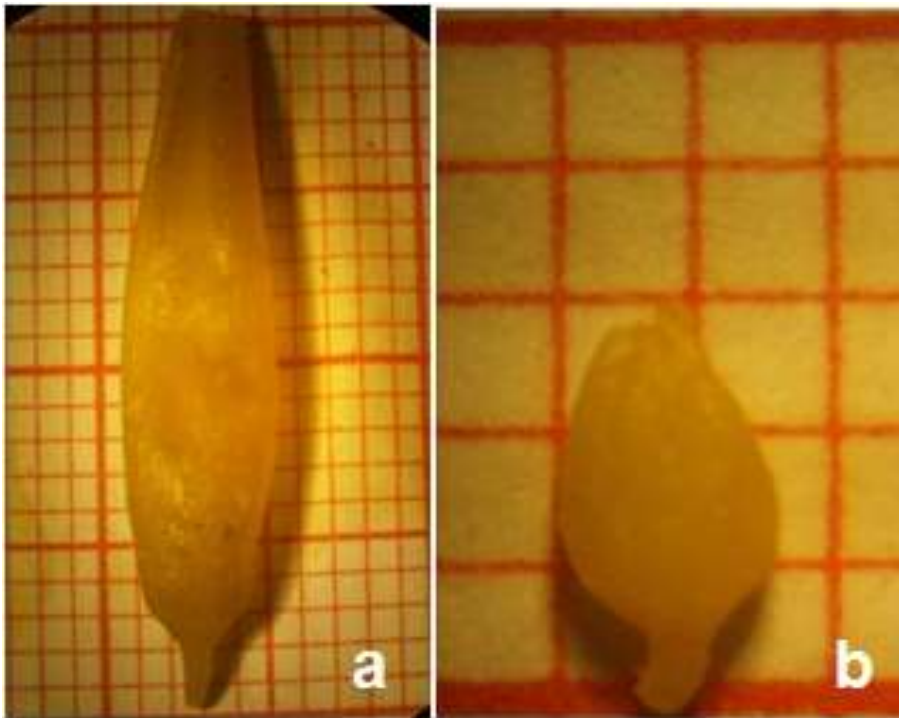


Figure 3: Différents stades de maturité des boutons floraux de *Oxalis cernua*
a : Fleur utilisée dans l'étude du pollen, b : Bouton floral utilisé dans l'étude de la méiose.

2. Méthodes :

2.1. Analyse de la méiose :

Les différentes étapes de cette technique sont les suivantes:

Fixation et conservation :

Elle se fait par le carnoy (un fixateur anhydre à base d'éthanol (6V), de chloroforme (3V) et d'acide acétique (1V)).

Le fixateur fige toute vie cellulaire et assure une action rapide pour bloquer toute évolution des divisions cellulaires et permet de conserver l'intégrité structurale des chromosomes.

Hydrolyse :

Les boutons floraux sont placés dans une solution d'HCl (1N) et mis au bain marie à 60°C pendant 2 à 3 minutes. Par la suite, les échantillons sont rincés cinq fois à l'eau du robinet pour éliminer l'acide chlorhydrique. L'hydrolyse permet l'éclaircissement du cytoplasme, et l'acide chlorhydrique libère les groupements aldéhydiques sur les molécules de sucre de l'ADN par destruction des liaisons entre les bases puriques et le désoxyribose.

Coloration :

Le réactif de Schiff préparé à partir de la fuchsine basique est le colorant utilisé. Il se fixe sur les groupements aldéhydiques libérés lors de l'hydrolyse pour donner une coloration rouge aux chromosomes. Dans un premier temps, les boutons floraux sont plongés dans des piluliers contenant le réactif de Schiff (Fuschine basique) et gardés à l'obscurité pendant deux heures. Sous loupe binoculaire, les étamines colorées en rouge violacé par le Réactif de Schiff sont dégagées à l'aide d'aiguilles fines et écrasées entre lame et lamelle dans une goutte d'orcéine acétique.

Observation :

Les cellules mères des grains de pollen (PMC) en division sont repérées au microscope photonique sous l'objectif 40. À l'aide d'un appareil photo les cellules mères en division seront photographiées

2.2. Analyse de la fertilité pollinique :

Cette analyse est réalisée sur des fleurs matures avant l'anthèse. La viabilité pollinique a été estimée par comptage des grains de pollen colorés au bleu de coton selon le protocole de Mertens et Hmnersmith (1998). Sur une lame porte objet, les anthères sont écrasées pour libérer les grains de pollen qui sont ensuite colorés dans une goutte de bleu de coton. L'observation se fait, après trente minutes, au microscope optique au grossissement 10. Environ, 6000 grains de pollen (fertiles/stériles) pour chaque fleur sont comptés. Les grains de pollen bien colorés en bleu foncé sont viables et fertiles. En revanche, ceux qui sont faiblement colorés ou complètement non colorés sont considérés comme non viables et stériles. Les grains de pollen sont photographiés à l'aide d'un appareil photo TOSHIBA CAMILEO S20

Un taux de fertilité pollinique (TFP) est calculé selon le rapport suivant :

$$\text{TFP} = (\text{NF}/\text{NT}) \times 100$$

NF : Nombre de grains de pollen fertiles

NT : Nombre de grains de pollen total

Chapitre III : Résultats et discussion

1. Analyse de la méiose

L'analyse cytogénétique des cellules mères de pollen a permis de visualiser sous microscope optique un comportement régulier de la méiose et de nombreuses irrégularités méiotiques dans la population étudiée.

1.1. Comportement régulier de la méiose

Les différents stades de la méiose chez *Oxalis cernua* Thunb. dans la population étudiée sont illustrés dans la figure 4.

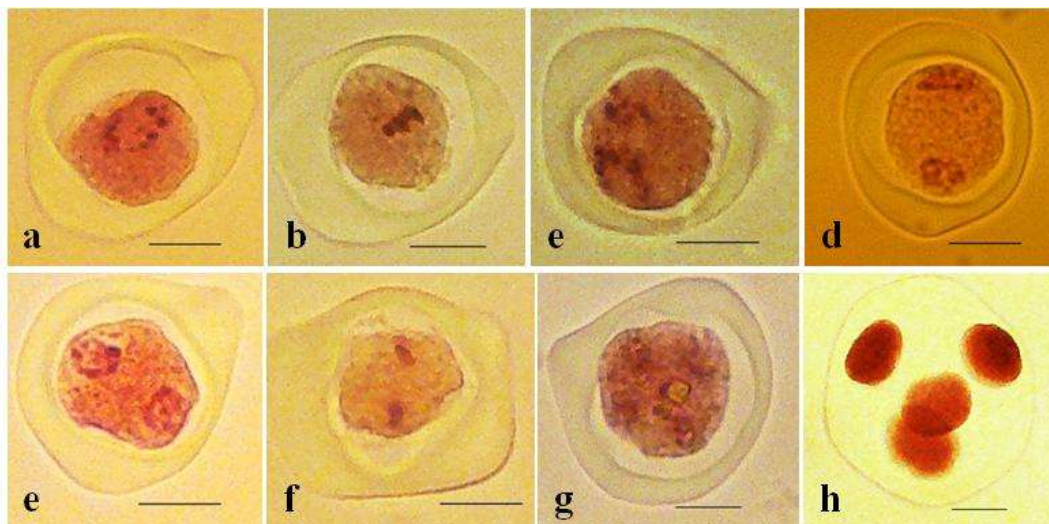


Fig. 4. Différentes phases de la division méiotique des cellules mères de pollen chez *Oxalis cernua* Thunb. de Tizi N'Brahem (Sétif). **a** : Prophase I, **b** : Métaphase I, **c** : Anaphase I, **d** : Télaphase I, **e** : Prophase II, **f** : Métaphase II, **g** : Télaphase II, **h** : Tétrade. La barre d'échelle correspond à 10 μ m.

1.2. Comportement méiotique irrégulier

Pour déterminer les fréquences des cellules mères de pollen présentant un déroulement irrégulier durant la division méiotique, une étude statistique est réalisée sur

une population de *Oxalis cernua* de Tizi N'Brahem (Sétif). La fréquence de chaque anomalie est présentée dans le tableau I.

Tab. II : Taux d'anomalies méiotiques calculés chez la population de *Oxalis cernua* Thunb. de Tizi N'Brahem (Sétif)

	Nombre total de cellules	Taux (%)
Nombre de cellules analysées	14947	100
Les univalents	56	0.37
Les chromosomes retardataires et/ou désorientés	153	1.02
La cytomixie	119	0.80
Les cellules multipolaires	2100	14.04
Les cellules multipolaires avec micronoyaux	1745	11.67

- Les univalents

Un à deux univalents sont observés dans les cellules mères de pollen de *Oxalis cernua* dans la population Tizi N'Brahem (Sétif) (**Fig.5**) avec un pourcentage de 0.37% (**Tab. I**).

Selon Bione *et al.*, (2000) la migration des univalents vers les pôles est une anomalie très courante chez les plantes .

Cette anomalie pourrait provenir d'une absence d'appariement ou d'absence de crossing-over au pachytène comme elle peut être issue des mutants synaptiques.(Bione *et al.*,2000).

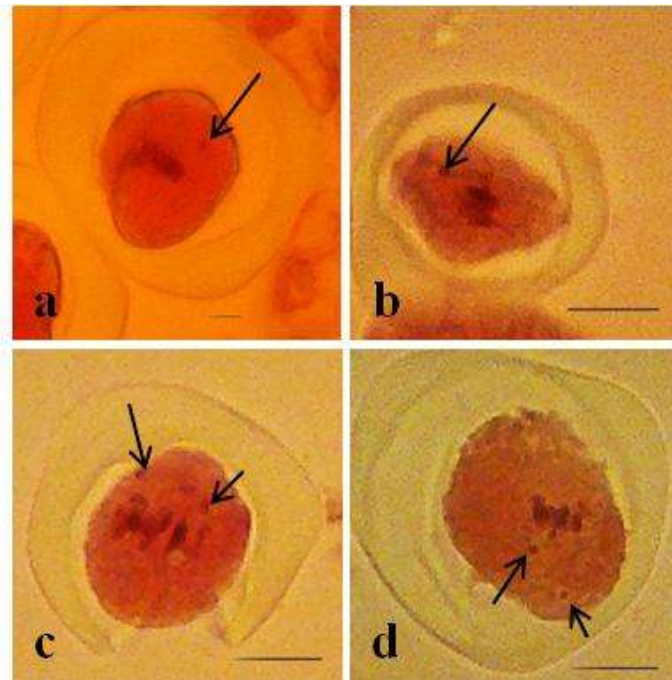


Fig. 5 : Aspect des cellules mères de pollen de *Oxalis cernua* Thunb. de Tizi N'Brahem (Sétif) montrant des univalents en métaphase I. **a et b :** un univalent (flèche); **c et d :** deux univalents (flèches). La barre d'échelle correspond à 10 μ m.

- Les chromosomes retardataires et/ou désorientés

Au cours de cette étude, nous avons noté la présence de chromosomes retardataires et désorientés (**Fig. 6**) à un taux de 1.02% (**Tab. I**) dans les cellules mères de pollen de *Oxalis cernua*.

Plusieurs hypothèses ont été avancées pour expliquer la formation des chromosomes retardataires et/ou désorientés. Certains auteurs attribuent cette anomalie soit à l'absence des synapses aux premiers stades de la prophase, soit à la séparation précoce des bivalents ou bien à la terminalisation tardive des chiasmata. D'autres auteurs l'attribuent à la présence d'inversions paracentriques. (Ranin *et al.*, 2015.)

Ces chromosomes retardataires et/ou désorientés peuvent engendrer la formation des micronoyaux. (Bione *et al.*, 2000).

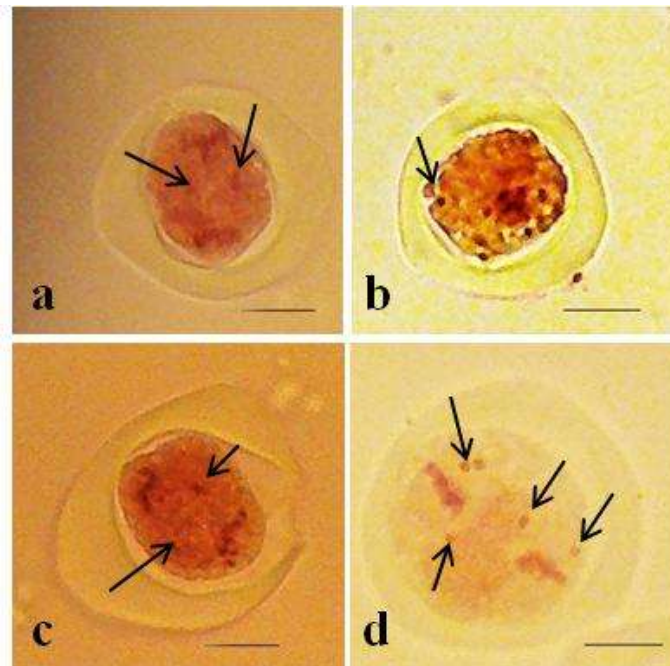


Fig.6. Aspect des cellules mères de pollen de *Oxalis cernua* Thunb. de Tizi N’Brahem (Sétif) montrant : **a** et **c** des chromosomes retardataires (flèches), **b** et **d** des chromosomes désorientés (flèches). La barre d’échelle correspond à 10 μ m.

- La cytomixie

La cytomixie correspond à la migration du matériel génétique (chromatine/chromosome) entre meicytes voisins à travers des canaux cytomictiques ou des ponts intercellulaires parfois même par la fusion directe des méiocytes. Ce phénomène a été décrit la première fois dans organes reproducteurs de Gymnospermes par Arnoldy en 1900 puis il a été décrit chez de nombreux végétaux : dans les cellules mères de pollen (PMCs) de *Crocus vernus* (Körnicke, 1901) ; dans les cellules épidermiques des feuilles de *Allium cepa* (Miche, 1901). (Lone, A. Lone. S. 2013.)

L’échange du matériel génétique entre les cellules mères de pollen est observé chez *Oxalis cernua* de Tizi N’Brahem (Sétif) à un taux de 0.80% (**Tab. I**). Cet échange se fait entre deux cellules à plusieurs cellules voisines à travers un ou plusieurs ponts cytomictiques (**Fig. 7**).

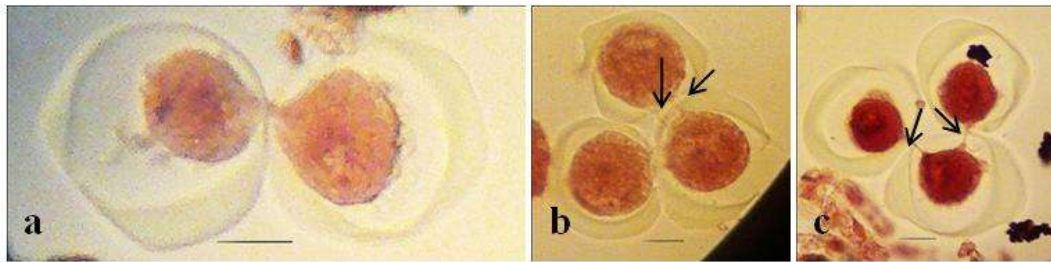


Fig. 7. Cellules mères de pollen de *Oxalis cernua* Thunb. de Tizi N’Brahem (Sétif) montrant la cytomixie entre les cellules. **a** : cytomixie entre deux cellules ; **b** : cytomixie entre trois cellules avec plusieurs ponts (flèches) ; **c** : cytomixie entre cellules avec un seul pont (flèches). La barre d’échelle correspond à 10 μ m.

L’origine de la cytomixie est controversée. Certains auteurs suggèrent que cette anomalie est due à des facteurs physiologiques et environnementaux. D’autres, par contre, évoquent une origine génétique influencée par les facteurs de l’environnement. (Lone, A. Lone. S. 2013.)

La cytomixie peut avoir des conséquences génétiques telles que les anomalies de nombres chromosomiques (monosomie, trisomie...) et elle serait à l’origine de l’aneuploïdie et de la polyploïdie.

Les cellules multipolaires

Ces cellules multipolaires s’observent au stade tétrade et se présentent sous forme de monades, de diades, de triades, de pentades, d’hexades, de heptades, ou d’octades (**Fig. 8**).

Chez *Oxalis cernua* Thunb. de Tizi N’Brahem (Sétif), ces cellules sont présentes à un taux de 14.04% (**Tab. I**).

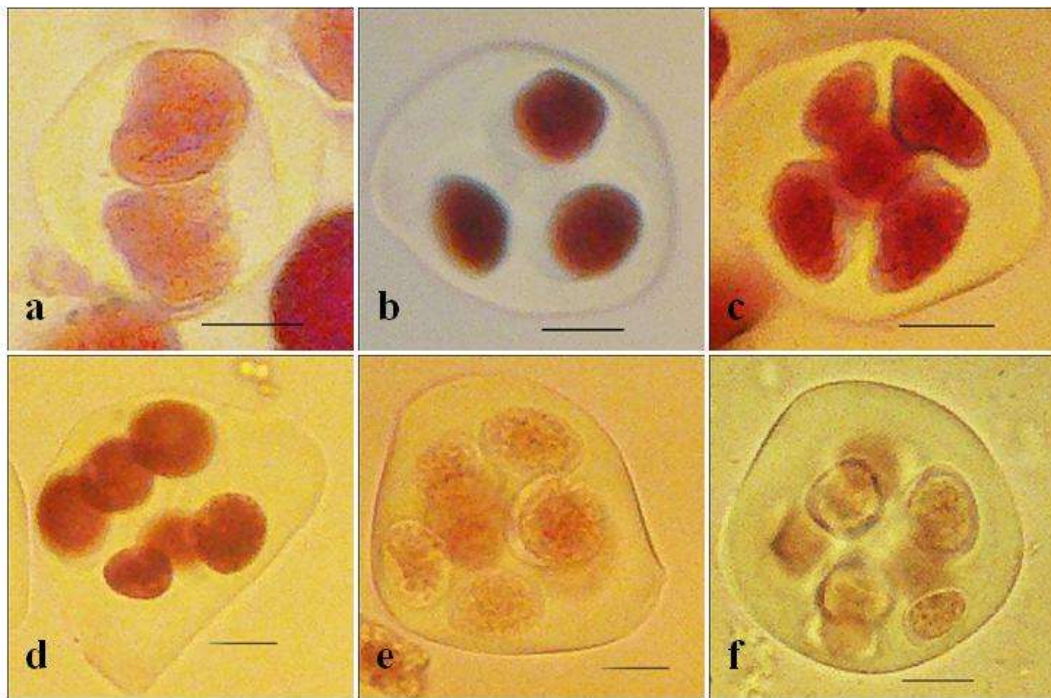


Fig. 8. Aspects des différentes cellules mères de pollen de *Oxalis cernua* Thunb. de Tizi N'Brahem (Sétif) analysées montrant un nombre variable de microspores au stade tétrade :

a : diade ; **b**: triade ; **c** : pentade ; **d** : hexade ; **e**: heptade ; **f** : octade. La barre d'échelle correspond à 10 μ m.

- Les cellules multipolaires avec micronoyaux

A l'intérieur des cellules multipolaires, on a rencontré des fragments de chromatine plus petits que le noyau principal, ce sont les micronoyaux (**Fig. 9**). Le taux de ces micronoyaux dans la population étudiée est de 11.67%.

Les micronoyaux peuvent avoir pour origine des fragments de chromosomes acentriques (c'est -à-dire dépourvus de centromère) ou des chromosomes entiers incapables de migrer vers les pôles de la cellule au cours de l'anaphase. (HAMMOUDA-BOUSBIA, D. 2013)

Les univalents, les bivalents désorientés et les chromosomes retardataires selon HAMMOUDA-BOUSBIA, D. (2013) ségrégent dès le début de la métaphase I pour apparaître sous forme de micronoyaux dans les tétrades.

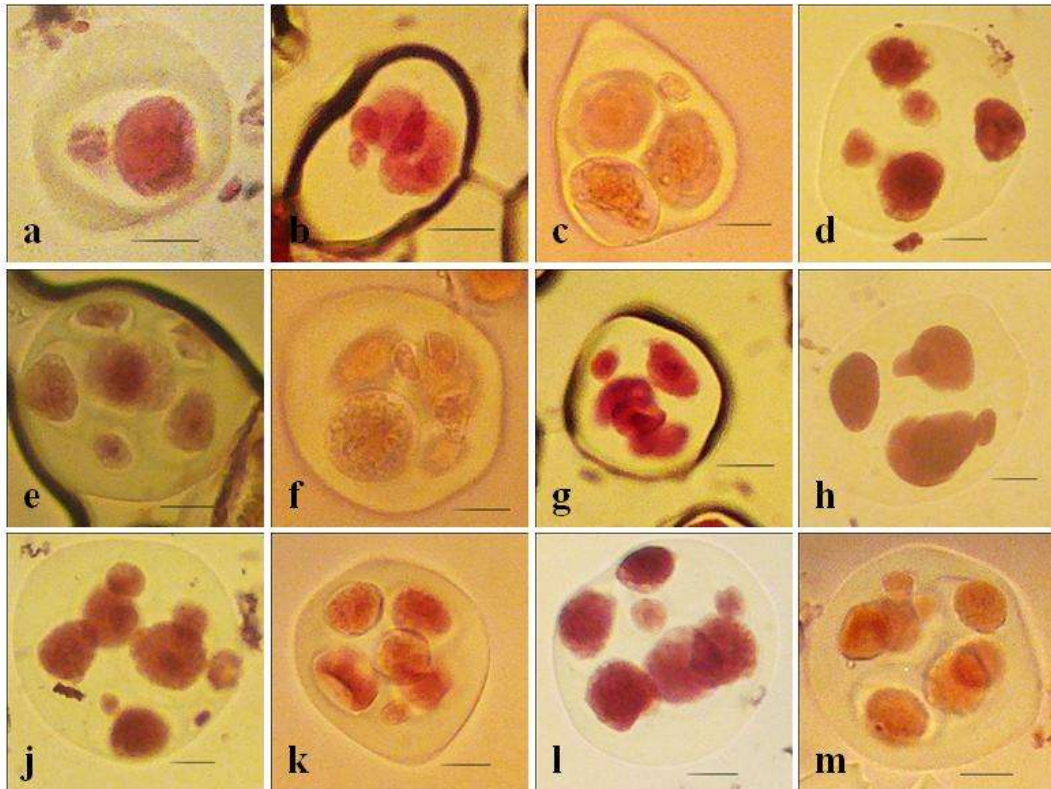


Fig.9 : Aspect des cellules mères de pollen de *Oxalis cernua* Thunb. de Tizi N'Brahem

(Sétif) analysées montrant des cellules multipolaires avec des micronoyaux.

a : monade avec 1 micronoyau ; **b** : diade avec 2 micronoyaux ; **c** : triade avec 1 micronoyau ; **d** : triade avec 2 micronoyaux ; **e** : triade avec 3 micronoyaux ; **f** : triade avec 4 micronoyaux ; **g** : tétrade avec 1 micronoyau ; **h** : tétrade avec 2 micronoyaux ; **i** : tétrade avec 5 micronoyaux ; **j** : pentade avec 1 micronoyau ; **k** : pentade avec 2 micronoyaux ; **l** : hexade avec 2 micronoyaux. La barre d'échelle correspond à 10 μ m.

2. Analyse de la fertilité pollinique

La viabilité pollinique analysée sur du pollen prélevé à partir de 15 fleurs avant l'anthèse est exprimée en pourcentage par le rapport du nombre de grains de pollen viables au nombre total de grains de pollen viables et non viables.

La population analysée présente un taux viabilité pollinique de 70,80%. Des grains de pollen de la population analysée sont représentés dans la figure 10.

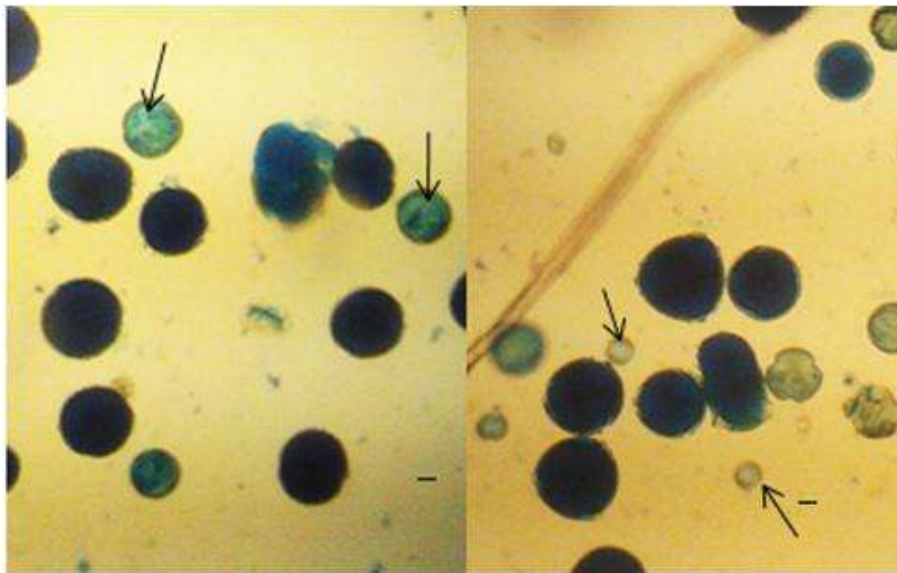


Fig. 10 : Aspects des grains de pollen observés chez *Oxalis cernua* Thunb. de Tizi N'Brahem (Sétif). Grains de pollen fertiles de différentes tailles (en bleu foncé), grain de pollen non fertile (flèches). La barre d'échelle correspond à 10 μ m.

La fertilité d'un individu dépend, en grande partie, de la régularité méiotique. Plusieurs gènes affectant la régularité méiose ont été décrits par certains auteurs. (Souza *et al.* 2011)

Conclusion

Dans ce travail une analyse cytogénétique d'une population de *Oxalis cernua* Thunb. échantillonnée dans la station de Tizi N'Brahem dans la wilaya de Sétif a été menée. Cette étude consiste en une analyse du comportement méiotique sur des cellules mères de pollen et une évaluation de la viabilité pollinique.

Pour l'étude des méioses polliniques une méthode de cytogénétique classique au Feulgen et l'orceine acétique est appliquée sur de jeunes boutons floraux et la viabilité pollinique a été estimée par comptage des grains de pollen mature colorés au bleu de coton dans le lactophénol.

La méiose dans les boutons floraux, de la population étudiée montre un nombre important d'anomalies observées aux différents stades de la division méiotique: des univalents sont observés avec un pourcentage de 0.37%, les chromosomes retardataires avec un taux de 1.02%, la cytomixie à un taux de 0.80%, cellules multipolaires à un taux de 14.04%, et enfin les cellules multipolaires avec micronoyaux à un taux de 11.67%.

L'analyse de la fertilité pollinique réalisée montre un taux de 70,80% pour la population étudiée les irrégularités méiotiques observées seraient à l'origine de cette baisse de fertilité pollinique.

En perspective il serait intéressant de compléter et d'étendre l'étude à d'autres populations afin d'établir le nombre chromosomique exact de cette espèce et de faire une comparaison entre les populations pour mieux comprendre les mécanismes biologiques qui régissent la méiose et la reproduction de cette espèce.

Références

- Anonyme1. 2004.** https://fr.wikipedia.org/wiki/Oxalis_pes-caprae.
- Anonyme2. 2016.** https://keyserver.lucidcentral.org/weeds/data/.../oxalis_pescaprae.ht... Oxalis pes-caprae - Lucid Key.
- Anonyme3. 2015.** fac.umc.edu.dz/snv/faculte/tc/59.pdf
- Ater, M. 2000.** Note sur la présence d'une forme stérile d'*Oxalis pes-caprae* L. au Maroc. Acta Botanica Malacitana 25 : 259-261.
- Benbada. M. 2011.** La détection de la pollution atmosphérique dans les régions de Ouargla et Ghardaïa par l'utilisation de pollen du palmier dattier. Université Kasdi Merbah-Ouargla : pp 104.
- Boussaha, A., Hayouni. A., Marouani. A., Ben Naceur. M. 2014.** Diversité morpho génétique de l'*Oxalis pes-caprae*, L. au Péninsule du Cap Bon de la Tunisie. National Agronomic Research Institute of Tunisia : pp385.
- HAMMOUDA-BOUSBIA, D. 2013.** Évolution et organisation du génome chez le triticale (x *Triticosecale* Wittmack). Thèse en vue de l'obtention du grade de docteur en Sciences. Université de Constantine 1:pp136.
- Henquiz, P. 1974.** Notes sur *Oxalis cernua* Thunb. Laboratoire d'Horticulture, I.N.A. - El Harraeh : pp 18.
- Jahier, J., Chèvre A. M., Eber F., Delourme R. et Tanguy A. M.1992..** Techniques de Cytogénétique végétale. Ed. INRA., Paris : 181
- Jhon , A., Roncorni. J. 2004.** *Oxalis corniculata* and *Oxalis pes-caprae*. Biology and Control in Container and Field Grown Ornamentals: pp48
- Julian. K. 2010.** Caractérisation moléculaire d'inversions péri-et paracentrique et analyse de leurs effets sur la méiose d'individus porteurs hétérozygotes. Thèse de doctorat, Université de Toulouse 3 Paul Sabatier : pp 165.
- Lattoo, S. K., Khan, S. Bamotra, S., Dhar, A. K. 2006.** Cytomixis impairs meiosis and influences reproductive success in *Chlorophytum comosum* (Thunb) Jacq. – an additional strategy and possible implications. Regional Research Laboratory, Canal Road, Jammu Tawi 180 001, India: Pp637.
- Lollar, M., Marble, C. 2015.** Biology and Management of *Oxalis* (*Oxalis stricta*) in Ornamental Crop Production. University of Florida: pp 6.

- Lone, A. Lone. S. 2013.** Cytomixis—a well known but less understood phenomenon in plants. Int J Recent Sci Res **4**: 347-352.
- Marks., G. E. 1955.** Chromosome number in the genus *Oxalis*. Agricultural Research Council, Potato Genetics Station, Cambridge: pp129.
- Nassiri, A. 2014.** Cytogenetique classique et moleculaire a propos de 568 observations. Universite Sidi Mohammed Ben Abdelleh. pp 142.
- Obone, C. 2005.** The systematic significance of the fruit and seed morphology anatomy in selected *Oxalis* L. (Oxalidaceae) species. University of Stellenbosch South Africa: pp 77.
- Ranin, S., Sharlma, T. R., Kapila, R., Chahota, R. K. 2015.** Identification of new cytotypes of *Valeriana jatamansi* Jones, 1970 (*Valerianaceae*) from North-Western Himalayan region of India. Comparative Cytogenetics 9(4): 499–512.
- SOUZA. M. M, PEREIRA.T. N. S. 2011.** Meiotic behavior in wild and domesticated species of *Passiflora*. Revista Brasil. Bot., V.34, n.1: 65-66.
- Zohary. M., Heyn, C. C. and Heller, D. 1983.** Conspectus Florae Orientalis: An Annotated Catalogue of the Flora of Middle East. Geraniales: Oxalidaceae - Euphorbiaceae. Rutales: Rutaceae-Polygalaceae Fascicle 2. Ed. Israel Academy of Sciences and Humanites

Résumé

Une étude de cytogénétique classique est appliquée à une population de *Oxalis cernua* Thunb. échantillonnée dans la région de Sétif.

L'analyse des cellules mères de pollen en division méiotique montre un déroulement irrégulier de la méiose avec un nombre important d'anomalies méiotiques

Les irrégularités observées sont : les univalents (0.37%), Les chromosomes retardataires (1.02%), la cytomixie (0.80%), des cellules multipolaires (14.04%) et les cellules multipolaires avec micronoyaux (11.67%).

L'analyse de la fertilité pollinique réalisée sur des fleurs matures avant l'anthèse montre un taux de fertilité moyen de 70,80% pour la population étudiée.

Mots-clés : *Oxalis cernua* Thunb., méiose, anomalies méiotique, fertilité pollinique, Sétif.

Summary

A classical cytogenetic study is applied on a population of *Oxalis cernua* Thunb. sampled in Sétif.

Pollen mother cells meiotic analysis of shows an irregular course of meiosis with a large number of meiotic abnormalities

The irregularities observed are: univalents (0.37%), delayed chromosomes (1.02%), cytomixis (0.80%), multipolar cells (14.04%) and multipolar cells with micronuclei (11.67%).

Pollen fertility analysis performed on mature flowers before anthesis shows an average fertility rate of 70.80% for the studied population.

Keywords: *Oxalis cernua* Thunb. , meiosis, meiotic abnormalities, pollen fertility, Setif.