

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de biologie physico-chimique
Filière: Sciences Biologiques
Option: Génétique Appliquée



Réf.....

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

MASTER

Thème

Analyse cytogénétique d'*Oxalis corniculata* L. (Oxalidaceae) dans la région de Bejaïa.

Présenté par:

SLIMANI Leila

Soutenu le : **19 Juin 2017**

Devant le jury composé de :

M^{me} BENMESSAOUD. Y
M^{me} DJAFRI-BOUALLAG. L
M^{me} ADRAR. S

MAA, UAMB
MAA, UAMB
MAA, UAMB

Présidente
promotrice
Examinatrice

Année universitaire: 2016/2017

Dédicaces

Je dédie ce travail :

A MA TRÈS CHÈRE MÈRE

Je tiens à remercier ma très chère mère qui à toujours été à mes coté pour me soutenir. Je vous souhaite une vie pleine de bonheur et que Dieu, le tout puissant, vous protège et vous garde, Merci pour tout.

A MES TRÈS CHÈRS ET ADOURABLES SŒURS ET FRÈRES :

Samira, Bilal, Noura, Idris.

De ma profonde tendresse, je vous souhaite une vie pleine de bonheur et de succès et que Dieu, le tout puissant, vous protège et vous garde.

A MES AMIES

A TOUS LES MEMBRES DE MA PROMOTION

A tous ceux qui ont contribué de près ou de loi à la réalisation de ce travail. Merci a tous.

Leïla

Remerciement

Avant tout je remercie Dieu tout puissant, le miséricordieux pour toute sa bonté. Il ma donné la force, les moyens et le courage pour terminer ce travail.

Mes vifs remerciements, les plus sincères à notre encadreur **M^{me} L. DJAFRI-BOUALLAG**. D'avoir proposé ce travail, pour sa disponibilité, ses conseils précieux et ses encouragements qu'elle nous prodigue tout au long de ce mémoire.

Je tiens particulièrement à remercier tous les enseignants de la Faculté des Sciences de la nature et de la vie en particulier ceux qui ont contribué à notre formation Master, pour leurs efforts, leurs directives et précieux conseils durant toute notre formation.

Mes remerciements vont également à **M^{me} Y. BENMESSAOUD-KARTOUT** pour avoir accepté de présider le jury. Á **M^{me} S. ADRAR** pour avoir accepté de juger ce travail.

Mes vifs remerciements au **Pr M. SAHNOUNE**, pour son aide, et ses encouragements. Ainsi que pour ces conseils sa disponibilité.

Je remercie vivement **M^{elle} OURARI Malika**, pour sa disponibilité le long de la préparation de ce mémoire, pour ses précieux conseils et toute son aide. A **M^{elle} BENMOUHOU B Hassina** et **Mr BACHIR Sedik**, pour leur aide, leur soutien et conseils.

Mes remerciements les plus sincères et les plus chaleureux vont, également, à toutes les personnes qui ont cru en nous et qui nous ont aidés de près ou de loin à la réalisation de ce modeste travail.

Leila

Sommaire

Introduction.....	1
-------------------	---

Généralités

1. Le genre <i>Oxalis</i>	3
1.1. <i>Oxalis corniculata</i> L.....	3
1.1.1. Description morphologique.....	3
1.1.2. Origine et répartition géographique d' <i>Oxalis corniculata</i> L.....	5
1.1.3. Classification d' <i>Oxalis corniculata</i> L	5
1.1.4. Liste de sous-espèces et variétés	6
1.1.5. Intérêt médical d' <i>Oxalis corniculata</i> L	6
1.1.6. Niveaux de ploïdie dans le complexe <i>Oxalis corniculata</i> L	6
2. Cytogénétique.....	7
2.1. Méiose	7
2.1.1 Division réductionnelle	8
2.1.1 Division équationnelle.....	10
2.2. Anomalies méiotiques	12
2.3. Notion de pathologie	13

Matériel et méthodes

1. Zone d'étude.....	15
2. Méthode d'étude	15
2.1. Étude de méioses	15
2.2. Étude de la fertilité pollinique	17

Résultats et discussion

1. Analyse des méioses polliniques	19
1.1. Dénombrements chromosomiques	19
2. Comportement méiotique	21
3. Anomalies méiotiques	22
3.1. Cytomixie	22
3.2. Micronoyaux	24
3.3. Chromosome agglutinés (stickiness ou sticky chromosome)	25
4. Analyse de la fertilité pollinique	26
Conclusion et perspectives	28
Références bibliographiques.	

Liste des Tableaux

Tab. I : classification d' <i>Oxalis corniculata</i> L.....	6
Tab. II : Origine géographique et dates de récolte des échantillons	15
Tab. III : taux de fertilité pollinique calculé pour les trois populations de <i>O. corniculata</i>	26

Liste des figures

Fig. 1 : morphologie d' <i>Oxalis corniculata</i> L.....	4
Fig. 2 : Morphologie d'une capsule (a) et des graines (b) chez <i>Oxalis corniculata</i> L.	4
Fig. 3 : Répartition géographique d' <i>Oxalis corniculata</i> L.....	5
Fig. 4 : Aspects des différents stades de la méiose	12
Fig. 5 : Représentation schématique d'un grain de pollen (a), micrographie de grains de pollen chez <i>Oxalis corniculata</i>	14
Fig. 6 : Taille des boutons floraux d' <i>Oxalis corniculata</i> L. utilisé dans cette étude.....	16
Fig. 7 : Fleur avant anthèse de <i>Oxalis corniculata</i> utilisé dans cette étude : a- Dissection de la fleur sous une loupe binoculaire, b- 10 anthères.....	17
Fig. 8 : Cellule mère de grains de pollen d' <i>Oxalis corniculata</i> de la population Iryahen montrant $2n=4x=28$, en stade métaphase I.....	20
Fig. 9 : Cellule mère de grains de pollen d' <i>Oxalis corniculata</i> des populations targa Ouzemmour montrant des chromosomes agglutinés en métaphase I.....	20
Fig. 10 : Différents stades de la méiose chez <i>Oxalis corniculata</i> dans les populations étudiées	21
Fig. 11 : Cellules mères de pollen d' <i>Oxalis corniculata</i> L. montrant la cytomixie.....	23
Fig. 12 : Cellule mère de pollen en télophase I, observée chez <i>O. corniculata</i> montrant un micronoyau.....	24
Fig.13 : Tétrade observée chez <i>O. corniculata</i> montrant un micronoyau	24

Fig. 14 : Cellule mère de grains de pollen observée chez <i>Oxalis corniculata</i> L. montrant des chromosomes agglutinés	25
Fig. 15 : Aspect des grains de pollen viables de <i>Oxalis corniculata</i> L. observés dans les populations analysées	27
Fig. 16 : Aspect des grains de pollen stériles (flèche) observés chez <i>Oxalis corniculata</i>	27

Liste des abréviations

ADN : acide désoxyribonucléique

V : volume

PMC : cellules mères de pollen

cm : centimètre

mm : millimètre

µm : micromètre

HCl : acide chloridrique

°C : degré Celsius

mn : minute

h : heure

N : normal

Tap : tableaux

Fig : figures

INTRODUCTION

Introduction

INTRODUCTION

La famille des Oxalidaceae est l'une des familles les plus large de l'ordre des oxalidales de la classe des Eudicotyledonae (APGIV, 2016). Cette famille compte sept genres : *Lepidobotrys* Engl. *Averrhoa* L., *Dapania* Korth., *Hypseocharis* Remy, *Sarcotheca* Blume, *Biophytum* DC. et *Oxalis* L.. La famille des Oxalidaceae a une répartition mondiale, mais elle est la plus fréquente dans les régions tropicales et subtropicales (Dreyer and Marais, 2005).

Le genre *Oxalis* contient plus de 460 espèces dont les délimitations taxonomiques sont encore mal définies (Philippes, 1860 ; 1893 ; Reiche, 1894 ; Knuth, 1930 ; Lourteig 2000). Ces espèces ont une écologie marquée et se rencontrent dans des milieux assez divers (Heibl, 2005). Ce genre a deux grands centres de diversité, l'un en Amérique centrale (près de 500 espèces) et un autre en Afrique du sud regroupant près de 270 taxons (Dreyer, 1996). Il existe quatre espèces d'*Oxalis* en Algérie : *O. corniculata* L., *O. pes-caprae* L., (en voie d'extension rapide), *O. acetosella*, (sans indication de localité) et *O. compressa* Thumb. (très rare)(Quézel et Santa, 1962).

Oxalis corniculata L (creeping wood sorrel). est une petite plante vivace et rampante originaire de Grande-Bretagne puis introduite avec les semences dans de nombreuses régions du monde. Elle remarquable par sa capacité à envahir et à se propager dans les serres. Actuellement, Elle est considérée comme une mauvais herbe cosmopolite et invasive (Lovett Doust et al. 1985 ; Holt, 1987).

La polyploïdie est un phénomène très répandu chez l'espèce *O. corniculata*, avec deux nombres chromosomiques de base ($x=6$, $x=7$) et des niveaux allant de diploïde jusque aux octaploïdes : $2x$ ($2n= x=12$, $2n= x=14$), $4x$ ($2n=4x= 24$), $6x$ ($2n=6x= 36$), $7x$ ($2n=7x= 42$), et $8x$ ($2n=8x= 48$) (Vaio *et al.*, 2013).

Ce travail est une contribution à la caractérisation cytogénétique de trois populations de *O. corniculata* échantillonnées dans la région de Bejaïa. L'objectif de notre travail est de réaliser des dénombrements chromosomiques sur des cellules mères des grains de pollens, rechercher des anomalies méiotiques éventuelles et enfin évaluer la fertilité pollinique de ces populations.

Introduction

Le document est présenté selon la structure classique d'un mémoire avec une introduction, une synthèse bibliographique, une partie sur le matériel et méthodes utilisées, la présentation des résultats suivis d'une discussion pour enfin terminer par une conclusion générale et les perspectives dégagées à partir de ce travail.

Généralités

Généralités

GENERALITES

1. Le genre *Oxalis*

Le nom du genre «*Oxalis*» vient de terme grec «*oxus*» et «*al*», respectivement «acide» et «sel». *Oxalis* contient un principe acide qui fournit le sel d'oseille (oxalate de potassium).

Le genre *Oxalis* contient plus de 460 espèces dont les délimitations taxonomiques sont encore mal définies (Philippes, 1860 ; 1893 ; Reiche, 1894 ; Knuth, 1930 ; Lourteig 2000).

Ces espèces ont une écologie marquée et se rencontrent dans des milieux assez divers. Elles se rencontrent dans les forêts tempérées d'Eurasie et les déserts côtiers d'Amérique du sud et d'Afrique du sud et dans la steppe patagonique (Heibl, 2005). Certaines espèces poussent jusqu'à 3700 m d'altitude.

Le genre *Oxalis* a deux grands centres de diversité, l'un en Amérique centrale (près de 500 espèces) et un autre en Afrique du sud regroupant près de 270 taxons (Dreyer, 1996). Il existe quatre espèces d'*Oxalis* en Algérie : *O. corniculata* L., *O. pes-caprae* L., (en voie d'extension rapide), *O. acetosella*, (sans indication de localité) et *O. compressa* Thumb. (très rare) (Quézel et Santa, 1962).

Les formes de vie d'*Oxalis* sont diverses. Il y a des plantes annuelles (souvent envahissantes), vivaces qui forment des rhizomes, des tubercules ou des bulbes de dormance (Ornduff, 1974 ; Barrett *et al.*, 1997). Beaucoup d'entre elles ne se reproduisent que végétativement (Young, 1958). Les espèces d'*Oxalis* affichent un système de reproduction trimorphe, présentent trois morphologies différentes au sein d'une seule espèce. Une des formes a un long pistil et les étamines courtes ; l'autre, un pistil court avec de longues étamines ; la troisième forme a un pistil et les étamines de même longueur.

1.1. *Oxalis corniculata* L.

1.1.1. Description morphologique.

Oxalis corniculata L. est une plante herbacée vivace ou annuelle à stolons qui émettent à chaque nœud des racines fasciculées et des hampes florales aériennes (Fig. 4). Elle porte des feuilles alternes à trois folioles, parfois apparaissant presque roulées sur les tiges latérales. Ces feuilles sont nyctinasties. De petites fleurs jaunes à cinq pétales sont portées par

Généralités

de longs pédoncules. Les fleurs sont à 10 étamines soudées à la base dont 5 longues et 5 courtes. Les fruits sont des capsules poilues allongées, contenant 5 à 11 graines qui se dispersent naturellement à des distances importantes (jusqu'à 2m) de la plante mère (Roberton, 1975 ; Lovett Doust *et al.*, 1985) (Fig. 5).



Fig. 1 : Morphologie d'*Oxalis corniculata* L. **a** : Formes des feuilles, **b** : jeune individu en début de floraison, **c** : individu en fleurs, **d** : fleur. (Alt. Corse Quenza, 2010 ; <https://plantsam.com/oxalis-corniculata> ; <https://extension.umass.edu/landscape/weeds/oxalis-corniculata>)



Fig. 2 : Morphologie d'une capsule (a) et des graines (b) chez *Oxalis corniculata* L. (Walters D. and Southwick C ; Lonchamp J (INRA), Gasquez J (INRA)).

Généralités

1.1.2- Origine et répartition géographique d'*Oxalis corniculata* L.

Oxalis corniculata plante est originaire de Grande-Bretagne depuis 1656. Sa propagation principale était dans les années 1900. Elle a été signalée pour la première fois près de San Francisco par Bolander (1870) et dans le sud de la Californie (Berwer *et al.*, 1876). Vers la fin du XIXe siècle, elle est devenue largement établie en Californie (Hilgard, 1890 ; Robbins, 1940), en Amérique du sud et en Amérique du Nord (Eiten, 1963). Actuellement, *Oxalis corniculata* est très répandu dans le monde entier et dans le nombreux pays. Elle est considérée comme une mauvais herbe cosmopolite et invasive (Holm *et al.*, 1979).

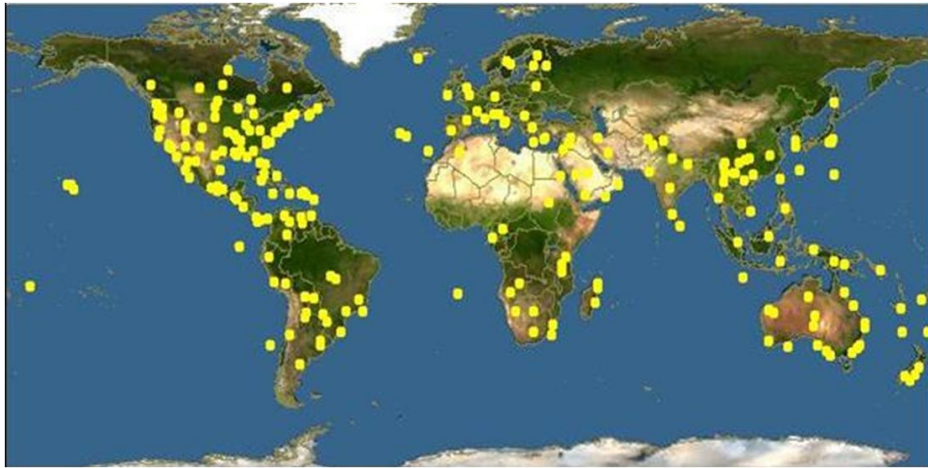


Fig. 3 : Répartition géographique d'*Oxalis corniculata* L. (Smith G.D, 2012).

1.1.3. Classification d'*Oxalis corniculata* L.

La classification phylogénétique de l'*Oxalis corniculata* L. (APGIV, 2016) est donnée dans le tableau I.

Généralités

Tab. I: Classification de *Oxalis corniculata* L.

Domaine	Eucaryota
Règne	plantae
Embranchement	spermatophyta
Sous-embranchement	Angiosperms
Classe	Eudicotyledonae
Ordre	Oxalidales
Famille	Oxalidaceae
Genre	<i>Oxalis</i>
Espèce	<i>Oxalis corniculata</i> L.

1.1.4. Liste des sous-espèces et variétés

Il existe de nombreuses sous-espèces caractérisées par une variabilité morphologique importante qui concerne à la fois les racines, les tiges, les fleurs et la capsule. Sykes (2009) décrit les caractères diagnostiques utilisés pour séparer *O. corniculata* des trois espèces similaires adventives apparentées qui sont : *O. chnoodes*, *O. dillenii*, *O. perennans* et de trois espèces indigènes qui sont : *O. exilis*, *O. rubens*, *O. thompsoniae*. Trois variétés de l'espèce *corniculata* sont dénommées par Webb *et al.* (1988) : var. *atropurpurea*, var. *corniculata*, et var. *villosa*.

1.1.5. Intérêt médicinal de *Oxalis corniculata*

L'utilisation médicinale *Oxalis corniculata* est décrite par Sharma et Kumari (2014). Elle possède des propriétés diurétiques, digestive, anti-inflammatoires, antidiabétiques, anti-ulcères et des propriétés nématocides

1.1.6. Niveaux de ploïdie dans le complexe *Oxalis corniculata*

Oxalis corniculata présente plusieurs nombres chromosomiques de base allant de $x=5, 6, 7, 8, 9, 11$ (Azkue, 2000 ; Darlington and Wylie, 1945). Des cytotypes diploïde (2x), tétraploïde (4x), hexaploïde (6x), heptaploïde (7x) et octaploïde (8x), sont décrits (Heitz, 1927 ; Warbuig, 1938 ; Marques, 1956).

Généralités

2. 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 (taxonomie, phylogénie). C'est également une des nombreuses disciplines sur lesquelles s'appuie l'amélioration des plantes. Elle participe à :

- la connaissance du monde végétal : nombre chromosomique, polyploïdie, allopoloïdie ...
- la détermination et étude des caryotypes.
- l'établissement de cartes génétiques (lignées monosomiques, télosomiques, lignées d'addition...).
- l'exploitation de la variabilité interspécifique et intraspécifique.

Il est connu, depuis le début de ce siècle, que chaque espèce végétale possède un jeu de chromosomes, définissable par son effectif et certains paramètres morphologiques (taille, position des centromères, des constriction secondaires). Par ailleurs, à partir des années 1930, la cytogénétique végétale a connu de prodigieux développements. C'est à cette époque qu'on a découvert les propriétés de la colchicine, agent permettant de doubler le stock chromosome de cellules végétales.

L'expérience montre que les outils de la cytogénétique sont indispensables à l'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). La cytogénétique peut être impliquée au niveau même de la création variétale en participant à l'explication et à la résolution de problèmes ponctuels rencontrés par les sélectionneurs tels que l'instabilité ou la stérilité (Jahier *et al.*, 1992).

2.1. Méiose

La méiose est une étape clé de la reproduction sexuée chez les organismes eucaryotes en permettant la stabilité du nombre chromosome des espèces. Elle se caractérise par deux divisions successives avec un cycle de réplication de l'ADN et la formation de quatre cellules filles haploïdes. Ces deux divisions sont identifiées par la numérotation romaine : méiose I et

Généralités

méiose II. Durant la méiose I (division réductionnelle), les chromosomes homologues se séparent. Durant la méiose II (division équationnelle), ce sont les chromatides sœurs qui se séparent. Les phases de chaque division nucléaire sont également identifiées par une numérotation romaine. Ces deux divisions chromosomiques successives se produisent après une seule étape de réplication de l'ADN. Ainsi la cellule mère diploïde donnera quatre cellules filles haploïdes. Le niveau de ploïdie sera ensuite restauré lors de la fécondation, par la fusion de deux gamètes de sexes opposés (Dumont, 2011). Les différents stades de la méiose sont donnés dans la figure 6.

2.1.1. Division réductionnelle

Les différents stades de la division réductionnelle observés chez *Oxalis corniculata* L. sont consignés dans la figure 10. Cette division se fait en plusieurs étapes :

- Prophase I

La prophase I, première étape de la méiose (Fig. 10 a), est la phase la plus longue et la plus complexe. Sa durée varie d'une espèce à l'autre. En prophase I, les chromosomes se condensent et s'assemblent en bivalents. Durant la prophase I, on peut différencier divers stades: leptotène, zygotène, pachytène, diplotène et diacinèse.

Leptotène (*leptos* = tenu, allongé)

C'est à ce stade que la chromatine devient visible sous forme de filaments longs et minces. Ces filaments peuvent être orientés avec des kinétochores vers le même côté du noyau, formant un «bouquet». Les cellules en leptotène ont une enveloppe nucléaire distincte et un grand nucléole (Singh, 2002). A ce stade, la duplication de l'ADN est achevée et chaque filament est constitué de deux chromatides. Selon Horlow et Doutriaux (2003), la protéine SWIL intervient dans l'établissement de la cohésion des chromatines sœurs mais son maintien est assuré par une autre protéine homologue (protéine Rad 21).

Généralités

Zygotène (*zygos* = union)

Les deux filaments homologues qui constituent chacune des paires commencent à se rapprocher l'un de l'autre et s'associent intimement sur toutes leurs longueurs pour former des unités bivalentes. C'est ce qu'on appelle 'union de synapsis des chromosomes' (paire de chromosomes + complexe synaptonémal = bivalents). Chaque chromosome s'insère à la membrane nucléaire à ses deux extrémités. La synapsis commence souvent par un rapprochement des extrémités homologues des deux chromosomes au niveau de l'enveloppe nucléaire, qui progresse, comme une fermeture éclair, à partir des deux extrémités, alignant les deux chromosomes homologues l'un en face de l'autre. Chaque gène serait donc juxtaposé à son gène homologue, situé sur le chromosome opposé. Au moment de l'appariement des homologues, leurs axes protéiniques à structure en codage sont rassemblés pour former les deux éléments latéraux, ou «montants» de la longue structure en forme d'échelle qu'est le complexe synaptonémal (Singh, 2002). La formation du complexe synaptonémal nécessite une protéine homologue de la protéine Hop 1 de levure *Schizosaccharomyces pombe* (Horlow et Doutriaux, 2003).

Pachytène (*pachys* = épais)

C'est le stade le plus long. Il commence après l'achèvement de l'installation du complexe synaptonémal. Des nodules de recombinaison vont apparaître par intervalles sur les complexes synaptonémaux. C'est le début des crossing-over (Singh, 2002).

Diplotène (*Diplos* = double)

Au stade diplotène les deux chromosomes homologues de chaque bivalent s'écartent l'un de l'autre. On constate alors que chacun des deux homologues est dédoublé sur toute sa longueur, excepté au centromère. Ils restent attachés en des endroits où on a une structure en forme de croix. Ces structures sont appelées *chiasmata*. Les chromosomes subissent un échange de matériel génétique par *crossing-over* (Clug *et al.*, 2006).

Généralités

Diacinèse

Au stade diacinèse a lieu une nouvelle condensation des chromosomes en même temps qu'une nouvelle séparation des chromatides qui restent attachés au niveau des chiasmata. Le nucléole et la membrane nucléaire se dissolvent.

- Métaphase I

En métaphase I (Fig. 10b) de la méiose, les chromosomes se déplacent vers la plaque métaphasique (ou plaque équatoriale). Les homologues se séparent et restent liés au niveau des chiasmata formant des bivalents en anneau ou droits (Russel, 1980).

- Anaphase I

Lors de l'anaphase I (Fig. 10c), les chromosomes homologues se séparent et migrent aux pôles opposés (Singh, 2002).

- Télaphase I

Les deux groupes de chromosomes atteignent les pôles et les chromosomes se décondensent (Fig. 10d). Chez *Oxalis* (Eudicotylédones), il n'y a pas de formation de l'enveloppe nucléaire ni de séparation de cytoplasme en deux. A fin de la télaphase I qui se déroule normalement, une diade à 'n' chromosomes est formée.

2.1.2. Division équationnelle

Durant la méiose II, les chromatides sœurs se séparent. Au terme de ce stade, on observe quatre noyaux possédant la moitié du nombre de chromosomes par rapport à la cellule originelle. Ces noyaux se développent et donnent des microspores. Les différents stades de la division équationnelle observés chez *O. corniculata* L. sont consignés dans la figure 10.

Généralités

- Prophase II

Au cours de la prophase II (Fig. 10e), les filaments de chromatine formant les chromatides sœurs d'un chromosome se condensent.

- Métaphase II

Au cours de la métaphase II (Fig. 10f), les chromosomes s'alignent sur la plaque équatoriale. Les kinétochores des chromatides sœurs sont fixés aux microtubules qui se prolongent à partir des pôles opposés.

- Anaphase II

Au cours de ce stade (Fig. 10g), les centromères se divisent et migrent vers les pôles opposés du fuseau entraînant chacun une chromatide.

- Télaphase II

En télaphase II (Fig. 10h), les chromatides se décondensent pour former quatre noyaux haploïdes qui vont s'entourer d'enveloppes nucléaires.

- Tétrade

A ce stade, le cytoplasme de la cellule mère du grain de pollen se divise en quatre pour former une tétrade (Fig. 10i). Chaque cellule forme une microspore qui va se développer et donner un grain de pollen.

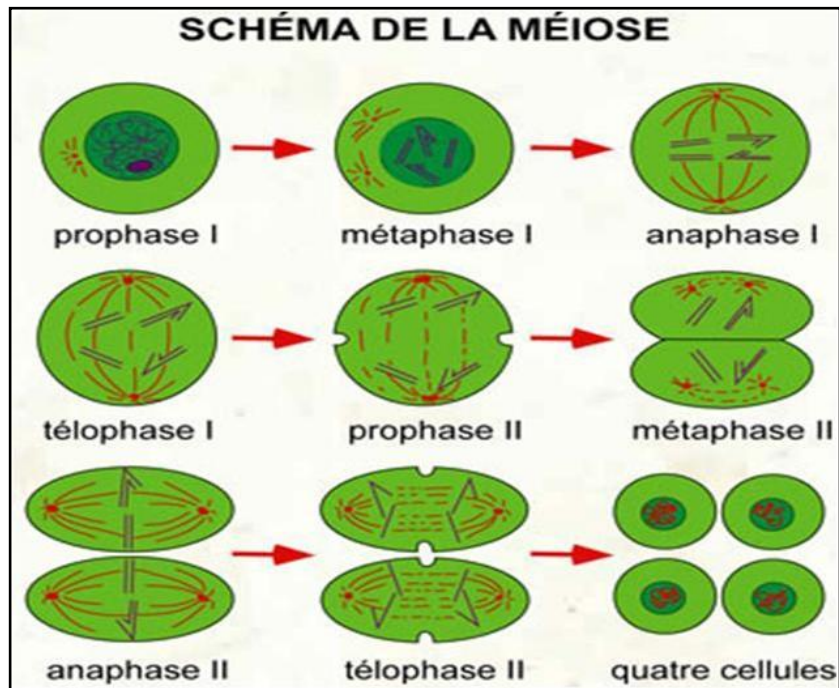


Fig. 4 : Aspects des différents stades de la méiose. (<https://infovisual.info/fr/biologie-vegetale/meiose>)

2.2. 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 des chromosomes.

Les anomalies de nombre peuvent se traduire par l'absence d'un ou de plusieurs chromosomes. Cette anomalie est le résultat de la non disjonction des chromosomes due à la mauvaise ségrégation au cours de l'anaphase I. 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 hypoloïdie dans le cas d'une perte de chromosome et hyperploïdie dans le cas de gain de chromosomes. On parle selon le cas de nullisomie, monosomie, trisomie etc.

Généralités

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

2.3. Notion de palynologie

La palynologie est l'étude de la forme et des caractéristiques morphologiques des grains de pollen. Cette discipline permet la détermination systématique des espèces d'Angiospermes (Maghini *et al.*, 2013). L'intérêt de l'étude du pollen réside selon Donadieu (1982) et Diot (2000) dans le sens où les caractères morphologiques des grains de pollen sont spécifiques de chaque taxon. Selon la morphologie générale du grain de pollen, Huynh (1969) distinguent 13 types chez 424 espèces d'*Oxalis*.

Le pollen (Fig. 7) est un organisme composé de deux cellules entourées d'une paroi constituée de l'exine et de l'intine (Erdtman, 1952 ; Richard, 1988 ; Edlund *et al.*, 2004). L'exine comporte des ouvertures qui correspondent à une région plus fine que le reste de la paroi (Erdtman, 1947). Les ouvertures servent de site de germination du tube pollinique et de porte d'entrée pour l'eau ou d'autres substances (Furness et Rudall, 1999 ; 2004 ; Wodehouse, 1935). L'ouverture se présente soit sous forme allongée (sillon) soit sous forme arrondie (pore). Les études sur la morphologie du pollen dans le genre *Oxalis* sont rares et sont effectuées uniquement en microscopie optique (Erdtman, 1952; Huynh, 1969 a, b ; Cerceau, 1995).

Généralités

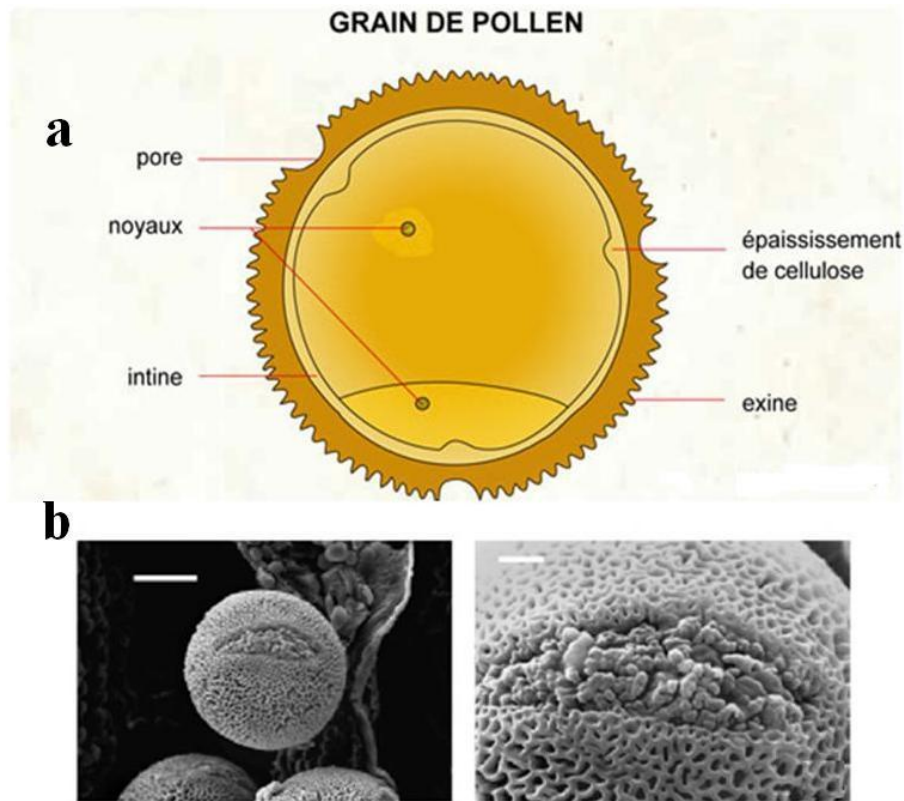


Fig.5 : Représentation schématique d'un grain de pollen (a), micrographie de grains de pollen chez *Oxalis corniculata* (b). (<https://infovisual.info/fr/biologie-vegetale/grain-de-pollen> ; Galati G.B. and Rosenfeldt S.2007.)

La plupart de ces rapports ont analysé la formation de pollen aberrante. Selon le nombre et la position des ouvertures, sept catégories d'aberrations de grains et deux séries successives ont été identifiées par Dreyer et Van Wyk (1998) dans les *Oxalis* d'Afrique australe. Ghosh et Verma (1985) ont reconnu trois types de pollen dans *O. Corymbosa* et *O. dehradunensis Raizada*, et deux types dans *O. corniculata* Linn. La morphologie du pollen des espèces de ce genre du Pakistan et de Taiwan (Yueyange Lake) a été étudiée par Perveen et Qaiser (2003) et Wang et chen (2002) respectivement.

Matériel et méthodes

Matériel et méthodes

MATERIEL ET METHODES

1. Zone d'étude

Le matériel végétal (boutons floraux, fleurs matures) utilisé dans cette étude provient de trois populations naturelles d'*Oxalis corniculata* de la commune de Béjaïa. La récolte est réalisée entre le mois d'Octobre 2016 et le mois de Mars 2017 (**Tab. I**)

Tab. II: Origine géographique et dates de récolte des échantillons.

Population	Coordonnées géographiques	Altitude (m)	Date de récolte
Jardin Pasteur	36°45' 12.87 "N, 5°04' 38.08 "E	2	03-02-2017
Iryahen	36°43' 41.67 "N, 5°45' 02.40 "E	2	17-11-2016 03-02-2017
Targa Ouzemmour	36°45' 02.40 "N, 5°02' 11.45 "E	30	23-10-2016 03-02-2017 11-03-2017

2. Méthodes d'étude

Les populations échantillonnées ont fait l'objet d'une analyse méiotique et d'une analyse de la fertilité pollinique.

2.1. Étude des méioses

Le comportement méiotique est analysé sur des cellules mères des grains de pollen afin de déterminer le type d'associations chromosomiques et de noter les anomalies méiotiques éventuelles. Cette étude nécessite plusieurs étapes :

- Fixation et conservation

Des échantillons de fleurs au stade bouton floral (fleurs avant anthèse) sont prélevés et fixés *in situ* dans du Carnoy (1V acide acétique glacial/ 3V chloroforme/ 6V éthanol). Ce fixateur assure un arrêt rapide des divisions cellulaires, sans léser ou détruire la structure chromosomique. Après 24h de fixation, les boutons floraux sont transférés dans l'éthanol 70% pour la conservation.

Matériel et méthodes

- Hydrolyse

Des boutons floraux de 2 mm de long (Fig. 6) sont soumis à une hydrolyse acide pendant 2 min dans une solution d'HCL 1N à 60°C. Cette étape a pour but de libérer les groupements aldéhydes et permettre ainsi la fixation du colorant.

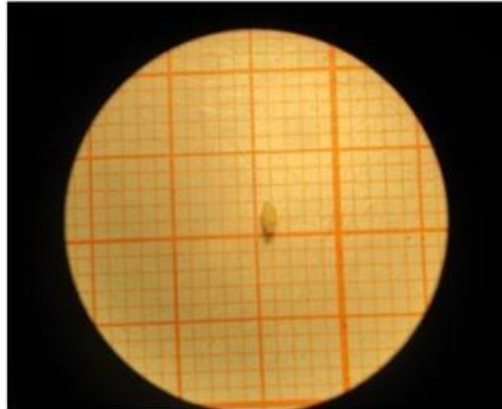


Fig. 6 : Taille des boutons floraux d'*Oxalis corniculata* L. utilisé dans cette étude

- Coloration

La coloration des boutons floraux se fait dans le réactif de Schiff pendant une heure à l'obscurité et à température ambiante.

- Montage et observation

Le montage entre lame et lamelle est effectué dans une goutte d'orcéine acétique à 1% après dissection des anthères sous loupe binoculaire (Fig.7).

Les observations sont effectuées au microscope optique aux objectifs 40 et 100. Les meilleurs plaques sont sélectionnées et photographiées.

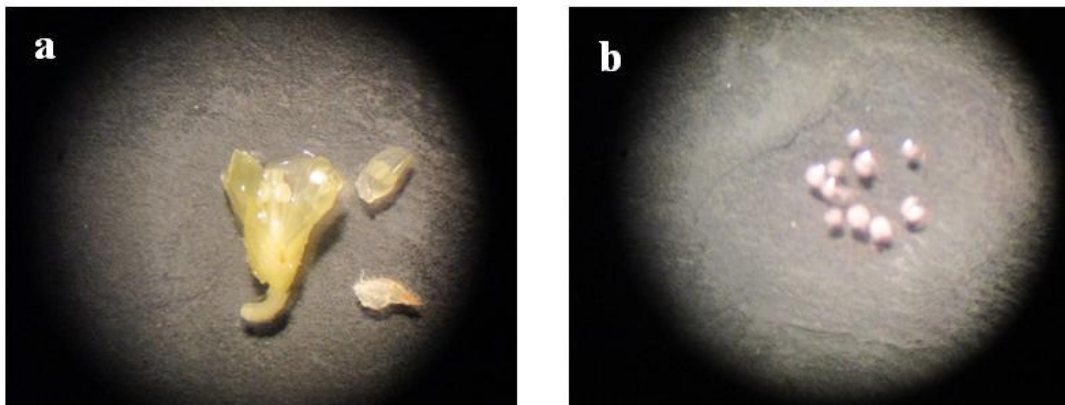


Fig. 7 : Fleur avant anthèse de *Oxalis corniculata* utilisé dans cette étude :
a- Dissection de la fleur sous une loupe binoculaire, b- 10 anthères.

2.2. Étude de la fertilité pollinique

L'étude de la fertilité pollinique est réalisée sur des fleurs matures avant anthèse. La technique utilisée est inspirée du protocole de Mertens and Hammersmith (1998) qui consiste à réaliser une coloration au bleu de coton.

Sur une lame porte objet, les anthères d'une fleur sont dégagées des autres pièces florales. Elles sont ensuite disséquées dans une goutte d'eau à l'aide de deux aiguilles pour libérer le pollen sous une loupe binoculaire. Une fois les débris des anthères éliminés, une goutte de bleu de coton est déposée sur les grains de pollen. La lame est ensuite recouverte d'une lamelle. Après 30 mn de coloration, l'observation du pollen est effectuée au microscope optique à l'objectif $\times 10$.

Entre 1000 et 4000 grains de pollen sont observés pour compter le nombre de grains normaux (fertiles) et le nombre de grains anormaux (stériles). Les grains de pollen colorés uniformément et ayant une forme bien définie sont considérés comme viables et fertiles, alors que ceux de forme et de taille anormales et non colorés uniformément sont considérés comme non viables et stériles.

Matériel et méthodes

Un taux de fertilité pollinique est calculé selon la formule suivante :

$$TF(\%) = \frac{N}{(N+AN)} \times 100$$

Sachant que : **TF**: taux de fertilité pollinique (en %) ; **N**: nombres de grains de pollen normaux (fertiles) ; **AN**: nombres de grain de pollen anormaux (stériles).

Résultats et discussion

Résultats et discussion

RESULTATS ET DISCUSSION

1. Analyse des méioses polliniques

1.1-Dénombrements chromosomiques

Les énumérations chromosomiques sont réalisées sur des cellules mères de pollen en métaphase I. Plusieurs essais sont effectués afin de déterminer avec certitude le nombre chromosomique pour chaque population. La population Iryahen s'est révélée tétraploïde à $2n=4x=28$ avec $x=7$ (Fig. 8). Les populations de Targa Ouzemmour et du jardin Pasteur montrent des chromosomes agglutinés en métaphase I (Fig. 9) ; ce qui a empêché la détermination de leurs nombres chromosomiques.

D'après la bibliographie, les *Oxalidaceae* sont caractérisées par plusieurs nombres chromosomiques de base ($x=5, 6, 7, 8, 9, 11$) mais le nombre de base $x=6$ est le plus répandu dans les sections d'*Oxalis* (Marques, 1956; de Azkue et Martinez, 1984; De Azkue, 2000). Plusieurs cytotypes diploïde, tétraploïde, hexaploïde et octaploïdes sont décrits ayant pour nombre chromosomique de base $x=6$ (Ruland, 1941 ; Marks, 1956 ; Eiten, 1963 ; Xu *et al.*, 1992 ; Nair et Kuriachan,2004). Le nombre chromosomique décrit dans ce présent travail pour la population d'Iryahen présente un nombre de base $x=7$. Ce dernier représente le premier nombre de base décrit pour le genre *Oxalis* (Marks, 1956).

Résultats et discussion



Fig. 8 : Cellule mère de grains de pollen d'*Oxalis corniculata* de la population Iryahen montrant $2n=4x=28$, en stade métaphase I. La barre d'échelle correspond à 10 μm .

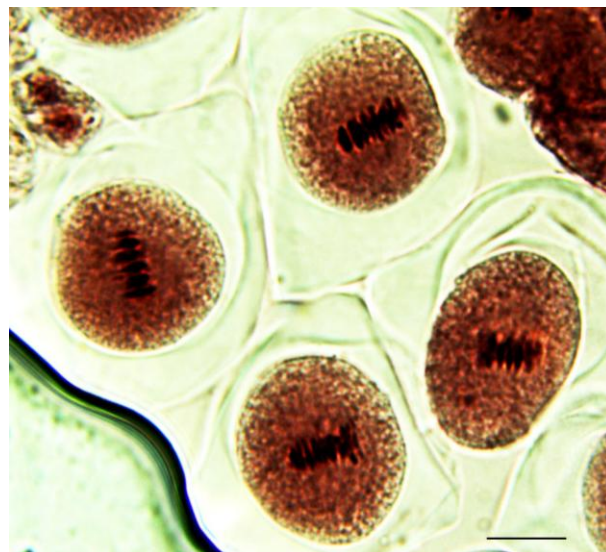


Fig. 9 : Cellules mères des grains de pollen de *Oxalis corniculata* des populations Targa Ouzemmour et jardin Pasteur montrant des chromosomes agglutinés en métaphase I. La barre d'échelle correspond à 10 μm

Résultats et discussion

2. Comportement méiotique

Les différentes phases de la méiose pollinique observée chez *O. corniculata* L. sont illustrées dans la figure 10.

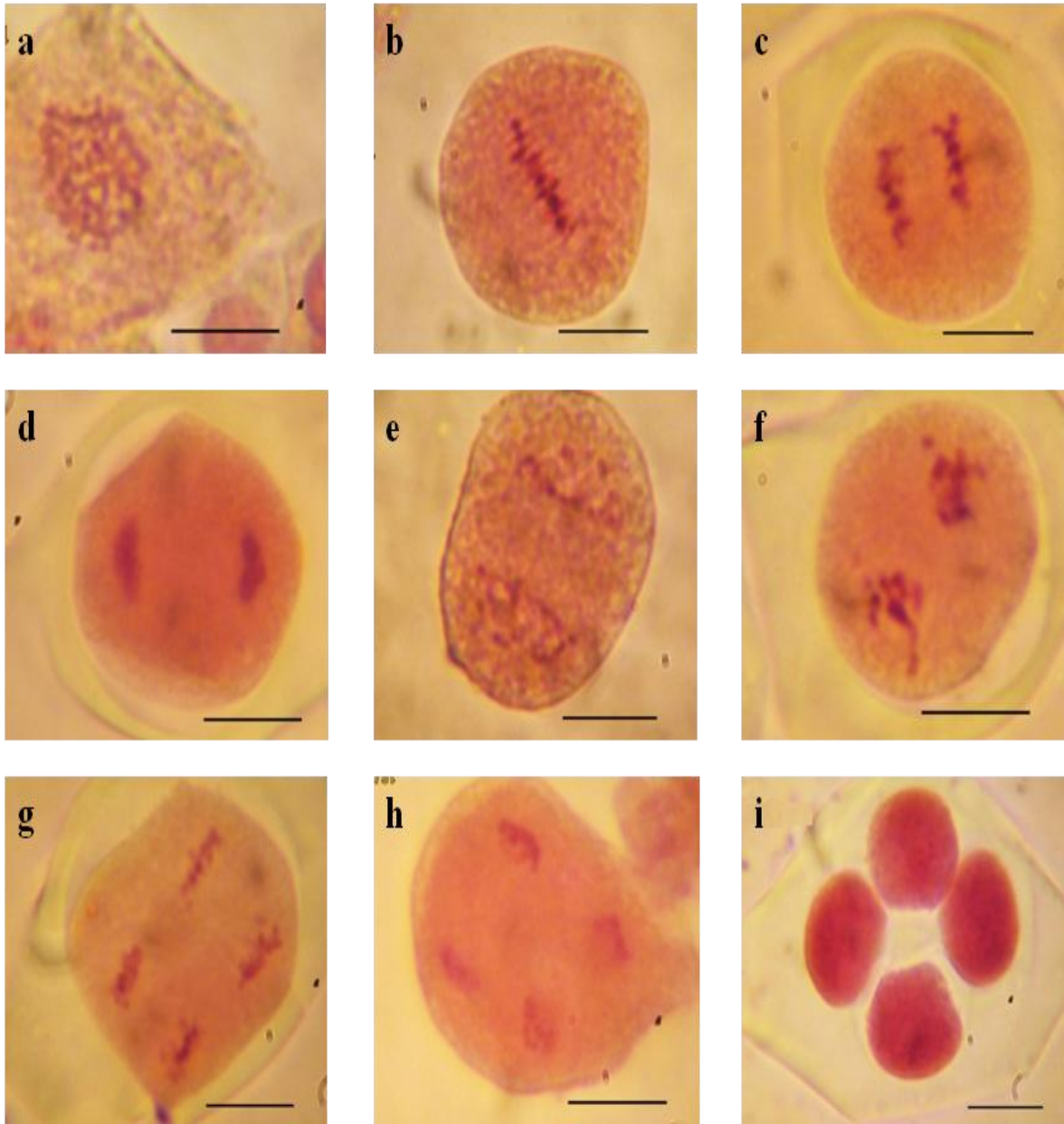


Fig. 10 : Différents stades de la méiose chez *Oxalis corniculata* dans les populations étudiées. a- prophase I, b- métaphase I, c- anaphase I, d- prophase I, e- métaphase II, f- métaphase II, g- anaphase II, h- prophase II, i- tétrade. La barre d'échelle correspond à 10 μ m.

Résultats et discussion

3. Anomalies méiotiques

Les observations effectuées sur les cellules mères des grains de pollen d'*Oxalis corniculata* montre une méiose régulière dans la majorité des cellules analysées. Cependant, des cas rares d'anomalies méiotiques sont observés. Parmi les aberrations rencontrées, nous citons la cytomixie, les micronoyaux et les chromosomes agglutinés (stickiness ou sticky chromosome).

3.1. Cytomixie

La cytomixie a été identifiée pour la première fois par Kornicke (1901) dans les cellules mères de pollen (PMC) de *Crocus sativus*. Depuis, elle est rapportée dans une grande variété de plantes au cours de la sporogénèse (Gottschalk, 1970 ; Cheng *et al.*, 1975; Omara, 1976 ; Koul, 1990). La cytomixie est la migration du matériel génétique principalement entre les cellules mères de pollen adjacentes à travers des canaux cytomictiques générés par les plasmodesmes préexistants (Bellucci *et al.*, 2003).

Au cours de cette étude nous avons relevé des cas de cytomixie dans les trois populations analysées. Cet échange de matériel génétique se fait entre deux cellules (Fig. 11a, c, e) ou plusieurs cellules voisines (Fig. 11b, d) à travers un ou plusieurs ponts cytomictiques (Fig. 11b, c, d, e). Des cas de cytomixie entre grains de pollen (Fig. 11 f) sont également observés. Le transfert de matériel génétique entre deux ou plusieurs cellules a été déjà rapporté par Kaur et Singhal (2014) dans les cellules mères de pollen de *N. govaniana* en méiose. Ces mêmes auteurs ont également noté un transfert partiel ou total de chromatine à travers un ou plusieurs ponts cytomictiques conduisant à la formation des cellules mères de pollens avec des nombres chromosomiques différents. Chez *Sesamum indicum* L., la cytomixie peut entraîner la formation de méiocytes complètement vides (sans matériel génétique) (Kumar et Yadav, 2012). Le transfert de matériel génétique entre grains de pollen a été signalé pour la première fois pour *O. corniculata* et il n'a jamais été rapporté dans la bibliographie.

Reis *et al.* (2015), pensent que la cytomixie joue un rôle dans l'induction d'autres anomalies méiotiques (micronoyau, chromosome surnuméraire...) et entraîne également la

Résultats et discussion

formation de grains de pollen de taille variable. Selon Mursalimov *et al.* (2013), la cytomixie joue un rôle important dans la variabilité génétique des plantes en entraînant la polyploïdisation et en conservant l'hétérozygotie des gamètes.

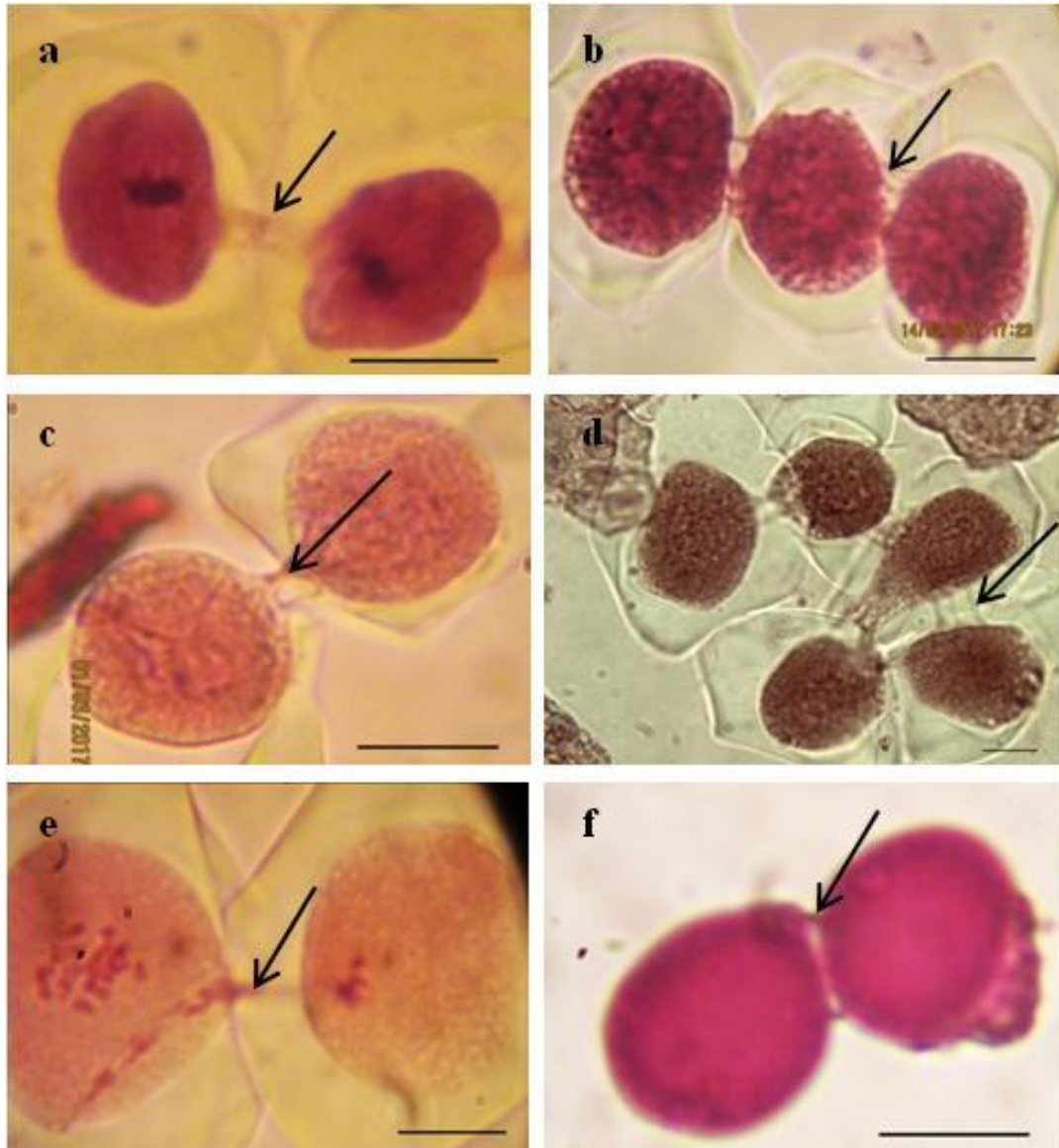


Fig. 11 : Cellules mères de pollen d'*Oxalis corniculata* L. montrant la cytomixie. **a** : cytomixie entre deux cellules mères de pollen avec un seul pont en stade MI, **b** : cytomixie entre trois cellules mères de pollen, **c** : deux ponts chromatiques entre deux cellules mères de pollen au stade prophase I, **d** : cytomixie entre cinq cellules mères. **e** : migration de matériel génétique, **f** : cytomixie entre des grains de pollen. La barre d'échelle correspond à 10 µm.

Résultats et discussion

3.2. Micronoyaux

La présence de micronoyaux est un phénomène irrégulier observé au stade télophase I et tétrade (Fig. 12 et 13). Selon Bhattacharjee (1953), les micronoyaux proviennent de la condensation du matériel génétique issu de la cytomixie, des fragments acentriques ou des chromosomes retardataires. Dans le cas de cette étude la cytomixie serait à l'origine des micronoyaux observés.

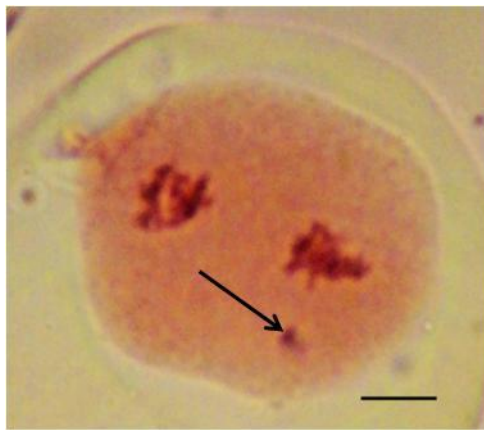


Fig. 12 : Cellule mère de pollen en télophase I, observée chez *O. corniculata* montrant un micronoyau. La barre d'échelle correspond à 10 μm .



Fig. 13 : Tétrade observée chez *O. corniculata* montrant un micronoyau. La barre d'échelle correspond à 10 μm .

Résultats et discussion

3.3. Chromosomes agglutinés (stickiness ou sticky chromosome).

La présence de chromosomes agglutinés est un phénomène irrégulier observé au stade métaphase I. Ce phénomène est observé dans les deux populations de Targa Ouzemmour et du jardin Pasteur (Fig. 14). D'après Evans (1962), cette anomalie serait due à la dépolymérisation de l'acide nucléique causée par des traitements mutagènes ou à la dissociation partielle des nucléoprotéines et l'altération de leur structure. Jayabalan et Rao (1987) ont suggéré que cette anomalie pourrait être due à des perturbations dans les réactions cytochimiquement équilibrées. Cependant, il semble très probable qu'une sorte de mutation génétique entraîne un codage incorrect de certaines protéines non-histones impliquées dans l'organisation des chromosomes. Lorsqu'elles sont affectées, ces protéines conduisent à l'agglutination des chromosomes. Il est également possible que le mutagène lui-même réagisse avec les protéines histones et entraîne une modification de la propriété de surface des chromosomes en raison d'un repli inadéquat de l'ADN (Gaulden, 1987). Les chromosomes agglutinés sont réputés pour réduire la viabilité du pollen dans certaines espèces (Golubovskaya 1989, Rao *et al.*, 1990, Consolaro et Pagliarini 1996, Souza et Pagliarini 1996).



Fig. 14 : Cellule mère de grains de pollen observée chez *Oxalis corniculata* L. montrant des chromosomes agglutinés. La barre d'échelle correspond à 10 μ m.

Résultats et discussion

4. Analyse de la fertilité pollinique

Un taux de fertilité pollinique est estimé pour les trois populations. Il représente le rapport du nombre de grains de pollen fertiles au nombre de grains de pollen total observés. Les grains de pollen bien colorés et de forme régulière sont fertiles (Fig. 15), alors que les grains de forme et de couleur irrégulière sont considérés comme non fertiles (Fig.16). Les grains de pollen de *Oxalis corniculata* ont une forme sphérique, ornementée et tri-aperturée. Les taux de fertilité sont estimés sur 15 fleurs choisies au hasard. Les résultats obtenus sont résumés dans le tableau III.

Tab. III : Taux de fertilité pollinique calculé pour les trois populations de *Oxalis corniculata*

L.

Zone d'échantillonnage	Nombre des fleurs analysées	Taux de fertilité moyenne %
Targa Ouzemmour (Béjaïa)	15	98,69%
Iryahen (Béjaïa)	15	98,66%
Jardin pasteur (Béjaïa)	15	99,74%

Le taux de fertilité pollinique calculé pour les trois populations varie de 98,66% dans la population d'Iryahen à 99,74% dans la population du jardin Pasteur. Ces taux relativement élevés sont en accord avec la rareté des cas d'anomalies observées. Selon Reddy et Rao (1982), les anomalies méiotiques telles que la cytomixie, les micronoyaux, les chromosomes agglutinés....seraient à l'origine de la baisse du taux de fertilité pollinique.

Résultats et discussion

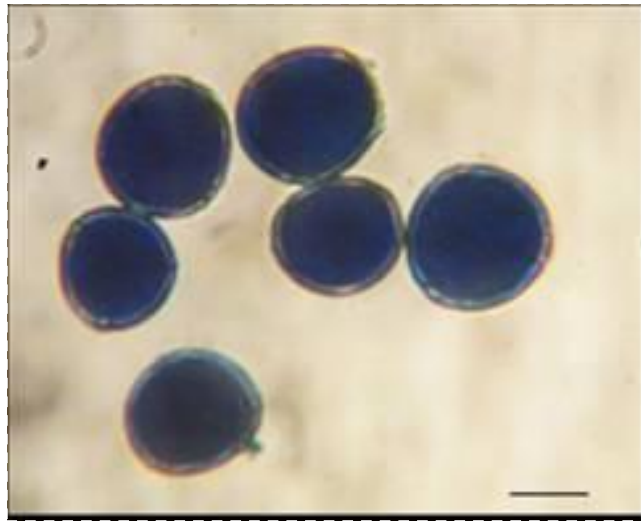


Fig. 15 : Aspect des grains de pollen viables de *Oxalis corniculata* L. observés dans les populations analysées. La barre d'échelle correspond à 10 μ m.

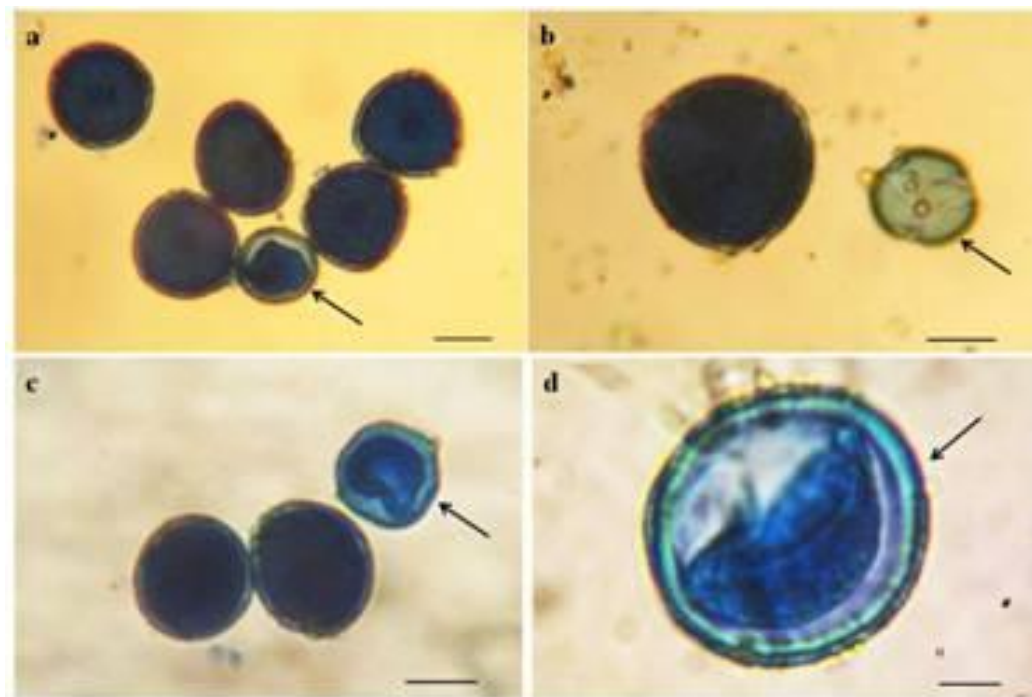


Fig. 16 : Aspect des grains de pollen stériles (flèche) observés chez *Oxalis corniculata*. La barre d'échelle correspond à 10 μ m.

Conclusion

Conclusion et perspectives

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Le présent travail porte sur une analyse cytogénétique de l'espèce *Oxalis corniculata* L., échantillonnée dans la région de Béjaïa. Nous avons appliqué des méthodes de cytogénétique classique (analyse du comportement méiotique et de la fertilité pollinique) sur des cellules mères de pollen en division méiotique.

Le dénombrement chromosomique effectué sur les méioses polliniques en métaphase I a permis d'établir le nombre chromosomique d'*O. corniculata* L. de la population Iryahen. La population s'est révélée tétraploïde avec un nombre chromosomique de base $x=7$ ($2n=4x=28$). Les deux populations de Targa Ouzammour et du jardin Pasteur montrent des chromosomes agglutinés en métaphase I ; ce qui n'a pas permis d'établir leur nombre chromosomique. Le nombre chromosomique de base $x=7$ représente le premier nombre de base décrit pour le genre *Oxalis* (Marks, 1956).

L'étude des méioses polliniques d'*Oxalis corniculata* montre une méiose régulière dans la majorité des cellules analysées. Cependant, des cas rares d'anomalies méiotiques sont observés. Parmi les aberrations rencontrées, nous citons la cytomixie, les micronoyaux et les chromosomes agglutinés (stickiness ou sticky chromosome).

Les grains de pollen d'*Oxalis corniculata* de forme sphérique, sont ornementés et tri-aperturés.

Le taux de fertilité pollinique calculé pour les trois populations varie de 98,66% dans la population d'Iryahen à 99,74% dans la population du jardin Pasteur. Ces taux relativement élevés sont en accord avec la rareté des cas d'anomalies observées.

En perspective, des techniques de cytogénétique plus précises (moléculaires) permettraient de mettre en évidence des changements cryptés dans la structure des chromosomes et d'établir la cartographie des chromosomes par des marqueurs moléculaires.

*Références
bibliographiques*

Références bibliographiques

- Barrett S.C.H., Cole W.W., Arroyo J., Cruzan M.B. and Lloyd D.G. 1997.** Sexual polymorphisms in *Narcissus triandrus* (Amaryllidaceae): in this species tristylous heredity, 78: 135-145.
- Bellucci M., Roscini C. and Mariani A. 2003.** Cytomixis in pollen Mother Cells of *Medicago sativa* L. *Journal of Heredity*, 94(6): 512-516.
- Bolander H. 1870.** A Catalog of plants growing in the vicinity of San Francisco. San Francisco. California, USA: Aoman and Co, 43p.
- Cerceau-Larrival M.TH. and Hidioux M. 1983.** Pollens de quelques plantes médicinales du Rwanda, Agence de coopération culturelle et technique. Imprimerie Boudin. Paris, 58p.
- Culg W., Cammings M. et Spencer C. 2006.** Génétique. 8^{eme} édition. P.E.F, Paris, 704 p.
- Donadieu Y. 1982.** Le pollen thérapeutique naturel. Ed. Maloine, paris.
- Diot M.F. 2000.** Le végétale en archéologie : pollen et pathologie. Ed. CNRS. Périgueux.
- Deyer L.L. and Marais E.M. 2005.** Taxonomic assesment of *O. furcillata* (Oxalidaceae). University of Stellenbosch South Africa, 69p.
- Domont M., 2011.** Mécanismes impliqués dans la formation des anomalies chromosomiques lors de la méiose en absence de braca2 lors de la méiose chez la plante *Arabidopsis thaliana*. Thèse de doctorat. Univ. Scien. Vég. Orsay, Paris, 123 p.
- Doust L.L., Mackinnon A. and Doust J.L. 1985.** Biology of Canadian weeds. 71. *Oxalis stricta* L., *O. corniculata* L., *O. dillenii* Jacq. ssp. *dilleni* and *O. dillenii* Jacp. ssp. *filipes* (small) Eilen. *Canadian Journal of plants science*, 65(3): 691-709.
- Dreyer L. L. 1996.** A Palynological review of oxalis (Oxalodaceae) in South Africa. Ph. D, university of Protoria, 190 p.
- Erdtman G. 1947.** Suggestions for the classification of fossil and recent pollen grains and spores. *Svensk bot. Tidskr*, 41:104-144.

- Erdtman G. 1952.** Pollen morphology and Taxonomy. Angiosperms. Almqvist and Wiksell. Stockholm.
- Eiten G. 1963.** Taxonomy and regional variation of *Oxalis* section *Corniculatae*. introduction, keys and synopsis of the species. *American Midland Naturalist*, 69(2):257-309.
- Edlund A.F., Swanson R., Preuss D. 2004.** Pollen and stigma structure and function: the role of diversity in pollinisation. *Plant cell*. 16:84-97.
- Furness C.A., Rudall P.J. 1999.** Inaperturate pollen in mono. Cotyledons. *Int J plant Sci*. 160:395-414.
- Golubovskaya I.N. 1979.** Genetic control of meiosis. *Int. Ver. Cytol*, 58:247-290.
- Gaulden M.E. 1987.** Hypothesis: some mutagens directly alter specific chromosomal proteins (DNA topoisomerase II and peripheral proteins) to produce chromosome stickiness which cause chromosome aberration mutagenesis, 2(5): 357-65.
- Galati G.B. and Rosenfeldt S. 2007.** pollen morphology of oxalis species from Buenos Aires province (Argentina). *Biocell*, 31(1). Mendoza enc. / abr. 2007.
- Heitz E. 1927.** - Uber multiple and aberrante chromosomzahlen, *Abh. Geb. Naturw.* 21: 47-58.
- Holm L.G., Pancho J.V., Herberger J.P. and Plucknett D.L. 1979.** A geographical atlas of world weeds. New York, USA: John Wiley and Sons, 391 p.
- Horlow C. et Dautriaux M. P. 2003.** Les mécanismes moléculaires de la méiose chez les plantes. *Medecine science*, 19: 717-723.
- Jahier J., Chever A.M., Eber F., Delourne R. and Tanguy A.M. 1992.** Technique de la cytogénétique végétale. Ed. INRA, Paris. 183p.
- Knuth R. 1930.** *Oxalidaceae*. In : Engler, Das Pflanzenreich IV : 130. Wilhelm Engelman, Leipzig.

- Kaul K.R. 1990.** Cytomixie in pollen mother cells of *Alopecurus arundinaceus* poir. *Cytologia*, 55: 169-173.
- Kumar G. and Yadav R.S. 2012.** Induction of cytomixis affects microsporogenesis in *Sesamum indicum* L. (*Pedaliaceae*). *Developmental biology of plants*, 43(4): 209-214.
- Kaur M. and Singhal V.K. 2014.** First Report of cytomixis and Meiotic Abnormalities in *Nepeta govaniensis* from Solang Valley, Kullu District, Himachal Pradesh. *Cytologia*, 79(2): 227-233.
- Lourteing A. 1979.** *Oxalidaceae* extra-austroamericanae II. *Oxalis* L. Section *Corniculatae* DC. *Phytologia*, 42(2): 57-198.
- Lourteing A. (2000).** *Oxalis* L. Subgénéros *Monoxalis* (small) Lourt. *Oxalis* y *trifidus* Lourt. *Bradea*, 7(2): 201-629.
- Marks G.E. 1956.** Chromosome numbers in the genus *Oxalis*. *New phytol*, 55: 120-29.
- Martens T.R. and Hamnersmith R.L. 1998.** Genetic laboratory investigations. Eleventh edition. Prentice hallinc, Upper saddle River, new Jersey, 275 p.
- Maghini B., Khedim R., Ait-Hammou M. 2013.** Etude pathologie de la flore spontanée de la forêt domaniale de Tiaret. *Ecologie-Environnement*, 9:1112-5888.
- Nair B.R. and Kuriachan P. 2004.** Cytogenetic Evidence of the Evolution of *Oxalis corniculata* var. *atropurpurea* planch. *Cytologia*, 69(2): 149-153.
- Ornduff R. 1974.** Heterostyly in South African flowering plants: a conspectus. *Journal of South African Botany*, 40: 169-187.
- Quézel P. et Santa S.** Nouvelle Flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales (Tome 1). Editions de C.N.R.S. France, 558p.
- Rutland J.P. 1941.** The merton catalogue. *New phytol*, 40(3): 210-214.
- Russel P.M. 1980.** Cours de génétique de la biologie moléculaire aux lois de Mandel. Ed. MEDSI., Paris, 292p.

- Rani S., Jeelani S.M., Kumari S., Gupta R.C. and Chahota R.K. 2015.** Cytomorphology, geographical Distribution and Ethnobotany of Genus *Oxalis* Linn. From western Himalay (India). *Cytologia*, 80 (3): 295-302.
- Souza A.M. and Pagliarini M.S. 1996.** Spontaneous chromosome stickiness in *Canola*. *Nucleus*, 39: 85-59.
- Sharma A.R. and Kumari A. 2014.** Phytochemistry, Pharmacology and Therapeutic application of *oxalis corniculata* Linn. A review. *International journal of pharmacy and pharmaceutical sciences*, 6(3):6-12.
- Vaio M., Gardner A., Emshwiller E., Guerr M. 2013.** Molecular phylogeny and chromosome evolution among the creeping herbaceous oxalis species of section *Corniculatae* and *Ripariae* (Oxalidaceae). *Molecular phylogenetic and evolution*, 68:199-211.
- Heibl CH.V.V. 2005.** Studies on the systematic, evolution, and biogeography of *oxalis* sections *Caesiae*, *Carnosae*, and *Giganteae*, endemic to the Atacama. Desert of northern Chile. *Universitat Munchen*, 79 p.
- Wodehouse R.P.1935.** pollen grains. Their structure, identification and significance in science and medicine. McGraw-Hill Book Company. New York London, 574p.
- Webb C.J., Sykes W.R., Garnock-Jones P.J. 1988.** Flora of New Zealand. Vol. Naturalised pteridophytes, Gymnosperms, dicotyledons. Christchurch, New Zealand: Botany division, D.S.I.R, 1365 p.
- Wang B.Y., Bai L., Chen M., Shah Zheng Yin H. 2002.** Karyotype analysis of *Astragalus complanatus* chromosome. *Zhong Yao Cai*, 25: 541-543.

Websites

- <https://plantsam.com/oxalis-corniculata/>
- <https://extension.umass.edu/landscape/weeds/oxalis-corniculata>
- <https://infovisual.info/fr/biologie-vegetale/meiose>.
- <https://infovisual.info/fr/biologie-vegetale/grain-de-pollen>.

Résumé

Une étude cytogénétique de trois populations d'*Oxalis corniculata* L. échantillonnées dans la région de Bejaïa est réalisée à l'aide d'une technique de cytogénétique classique (l'analyse des cellules mères de pollen en division méiotiques et l'évaluation de la fertilité pollinique). Les résultats obtenus montrent un cytotype tétraploïdie à $2n=4x=28$ pour la population Iryahen avec nombre chromosomique de base $x=7$. L'analyse des cellules mères de grain de pollen montre un déroulement normal de la méiose pour les trois populations. Cependant, des cas rare anomalies méiotiques tel que la cytomixie, les chromosomes agglutinés et les micronoyaux sont notés. Le taux de fertilité pollinique calculé pour les trois populations varie de 98,66% dans la population d'Iryahen à 99,74% dans la population du jardin Pasteur. Ces taux relativement élevés sont en accord avec la rareté des cas d'anomalies observées.

Mots clés : *Oxalis corniculata* L, méiose pollinique, anomalie méiotique, fertilité pollinique, Béjaïa.

Abstract

A cytogenetic study of three populations of *Oxalis corniculata* L. sampled in the Bejaïa region was carried out using a classical cytogenetic technique (analysis of pollen mother cells in meiotic division and evaluation of pollen fertility). The results obtained show a tetraploid cytotype at $2n = 4x = 28$ for the Iryahen population with basic chromosomal number $x = 7$. mother cells pollen grain Analysis shows a normal course of meiosis for the three populations. However, rare meiotic abnormalities such as cytomixy, agglutinated chromosomes and micronuclei are noted. The calculated pollen fertility rate for the three populations varies from 98.66% in the Iryahen population to 99.74% in the Pasteur garden population. These rates are in agreement with the scarcity abnormalities cases observed.

Key words: *Oxalis corniculata* L, pollen meiosis, meiotic anomaly, pollen fertility, Bejaïa.

ملخص

يتم دراسة الوراثة الخلوية لثلاثة تجمعات نبتة *Oxalis corniculata* . عينات في منطقة بجاية باستخدام تقنية الوراثة الخلوية التقليدية (تحليل خلايا غبار الطلع الأم في الميتوزي وتقييم الخصوبة حبوب اللقاح). أظهرت النتائج وجود رباعي الصيغة الصبغية cytotype مع $2n = 4x = 28$ للسكان Iryahen مع عدد الصبغيات الأساسي $x = 7$. تحليل الخلايا الأم من حبوب اللقاح يظهر الانقسام الاختزالي الطبيعي للسكان الثلاثة. ومع ذلك، وجود حالات نادرة تشوهات الانتصافي مثل cytomixie، كروموسوم الالتصاق و الكروموسومات النويات. وتراوح معدل الخصوبة حبوب اللقاح للتجمعات الثلاثة من 98.66% للمجمع Iryahen إلى 99.74% للمجمع النباتي حديقة pasteur. هذه المعدلات المرتفعة نسبيا تتفق مع ندرة الطفرات.

كلمات مفتاحية: وكسالييس كورنيكولاتا L، الانقسام الاختزالي حبوب اللقاح ، الشذوذ الانتصافي ، خصوبة حبوب اللقاح، بجاية.