

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

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département : Sciences Biologiques de l'Environnement
Spécialité : Biodiversité et Sécurité Alimentaire



Réf :

Mémoire de Fin de Cycle
En vue de l'obtention du diplôme de
MASTER en Biodiversité et Sécurité Alimentaire

Thème

Etude cytogénétique d'une population du
clade des Fabids dans la région El Houch
(Amizour, Béjaïa)

Présenté par :

M. Hamma Rochdine

Soutenu le : **03 Juillet 2025**

Devant le jury composé de :

Nom et Prénom	Grade	Fonction	Lieu d'exercice
M ^{me} BENHAMICHE HANIFI Samira	M.C.A	Présidente	Université de Bejaia
M ^{me} DJAFRI-BOUALLAG Linda	M.C.B	Promotrice	Université de Bejaia
M. HAMLAT Mourad	M.C.B	Examineur	Université de Bejaia

Année universitaire : 2024 / 2025

REMERCIEMENTS

Je remercie DIEU tout puissant, maître des cieux et de terre, qui m'a permis de mener à bien ce travail.

Au terme de mon travail, je tiens à exprimer ma gratitude et mon respect et reconnaissance à M^{me} DJAFRI-BOUALLAG Linda pour avoir accepté de m'encadrer et pour sa disponibilité.

J'adresse mes vifs remerciements à M^{me} OURARI Malika, M^{me} BENHAMICHE Samira et M. HAMLAT Mourad qui m'ont aidé et orienté. Je ne saurais jamais oublier votre disponibilité, assistance et vos conseils judicieux pour moi.

Un grand merci pour toute l'équipe, pour m'avoir suivi et guidée d'une manière permanente et attentive.

DÉDICACE

Je dédie ce modeste travail :

A mes très chers parents qui sont ma seule référence, mon unique exemple dans la vie. Vous m'avez soutenu et encouragé tout au long de ma vie. Je vous offre aujourd'hui cette douce pensée pour confirmer tout mon amour, mon respect et ma reconnaissance pour tout ce que vous m'avez offert.

A Chemsou mon compagnon frère et ami.

A mon cher frère : Chemseddine.

A mes chères soeurs : Leticia, Lilia.

A mes grands-parents : Mbarek, Zineb, Bouzid, Zahia

A Mes oncles paternel et maternel : HICHAM, Redouane, Zahir, Nabil, Mohand, Sadek, foudil, Lounes, Saad.

A toute ma famille sans exception.

A mes chers amis pour leur soutien moral : Rahim, Mamine, Aziz, Hemza, kenza, lynda et a toute l'équipe.

SOMMAIRE

Liste des Figures.....	
Liste des Tableaux.....	
Introduction.....	1

Revue bibliographique

1. Présentation du clade des Fabids.....	3
1.1. Taxonomie et Classification	3
1.2. Distribution géographique des Fabids.....	7
1.3. Importance économique et écologique des Fabids	8
1.4. Dynamique de reproduction et diversité génétique chez les Fabids	9
2. La méiose chez les plantes	10
2.1. Étapes principales de la méiose et mécanismes moléculaires de la recombinaison et de la ségrégation chromosomique	11
2.1.1. La méiose I.....	11
2.1.2. La méiose II.....	14
2.2. Anomalies méiotiques courantes et leurs mécanismes moléculaires.....	17
2.2.1. La non-disjonction chromosomique.....	17
2.2.2. Les ponts chromatiques.....	18
2.2.3. La formation de micronoyaux.....	19
2.3. Impact biologique des anomalies méiotiques chez les plantes.....	19
2.3.1. Non-disjonction et ses conséquences	20
2.3.2. Ponts chromatiques et instabilité génétique	20
2.3.3. Micronoyaux et perte d'information génétique	20
2.3.4. Implications agronomiques et évolutives	21
3. Etude du pollen.....	21

Matériels et Méthodes

1. Matériel biologique	23
1.1. Espèce étudiée	23
1.2. Zone d'échantillonnage	23
2. Lieu d'analyse	23
3. Matériel et équipements	23
3.1. Matériel de laboratoire	23
3.2. Solutions utilisées	24
4. Techniques de préparation cytogénétique	25
4.1. Analyse de la méiose pollinique	25
4.2. Étude des anomalies méiotiques	26
4.3. Étude palynologique.....	27

Résultats et discussion

1. Analyse de la méiose	29
1.1. Déroulement régulier de la méiose	29
1.2. Déroulement irrégulier de la méiose.....	31
1.3. Analyse des anomalies méiotiques au stade tétrade	34
1.4. Dénombrement chromosomique.....	35
2. Analyse du pollen.....	36
2.1. Caractérisation morphologique	36
2.2. Production pollinique	37
2.3. Étude de la viabilité pollinique.....	38
2.4. La surface des grains de pollen	40
Conclusion.....	42
Références bibliographiques	44

Liste des Figures

Figure	Titre	Page
Figure 1	Position phylogénétique des Fabids (APGIV, 2016).	04
Figure 2	Photographies du matériel et réactifs utilisés.	25
Figure 3	Photographies de cellules mères de pollen de la population Amizour du clade des Fabids en division méiotique.	31
Figure 4	Photographies de cellules mères de pollen de la population Amizour du clade des Fabids en division méiotique irrégulière.	32
Figure 5	Taux des produits méiotiques du stade tétrade.	34
Figure 6	Photographies d'une cellule mère de grain de pollen de la population Amizour du clade des Fabids au stade métaphase I de la division méiotique.	35
Figure 7	Photographies des grains de pollen viables de la population Amizour du clade des Fabids observés au microscope optique.	37
Figure 8	Diagramme représentant la production pollinique par fleur de la population Amizour du clade des Fabids étudiée.	38
Figure 9	Photographies de grains de pollen de la population Amizour du clade des Fabids colorés au bleu de coton et observés au microscope optique.	39
Figure 10	Diagramme représentant le taux de viabilité pollinique par fleur de la population Amizour du clade des Fabids étudiée.	39
Figure 11	Photographie de pollen de la population Amizour du clade des Fabids colorés au bleu de coton et observés au microscope optique.	40
Figure 12	Diagramme en boîte à moustaches représentant la variation interfleur de la surface des grains de pollen viables des fleurs de la population Amizour du clade des Fabids.	41

Liste des tableaux

N°	Titre	Page
Tableau I	Paramètres statistiques relatifs à la surface des grains de pollen mesurés pour la population Amizour (clade des Fabids).	40

INTRODUCTION

Introduction

Les Fabids (ou Eurosides I), constituent un clade d'Angiospermes, qui joue un rôle écologique et économique clé dans les écosystèmes méditerranéens et arides. Selon Legume Phylogeny Working Group (LPWG, 2017), le clade des Fabids englobe des familles qui ont des capacités à former des symbioses avec des bactéries fixatrices d'azote. Qui sont en fait des acteurs clés de la fertilité des sols et de la résilience des agroécosystèmes.

Malgré cela l'adaptation et la survie des Fabids dépendent directement du processus cellulaire fondamental, comme la méiose, qui est garante de la diversité génétique, ainsi que la production du pollen, qui est une base essentielle de la reproduction sexuée.

La cytogénétique est l'une de nombreuses disciplines sur lesquelles s'appuie l'amélioration des plantes. Elle participe à la connaissance du matériel végétal utilisé (nombre de chromosomes, polyploïdie) et l'exploitation de la variabilité intra spécifique (Jahier et al., 1992). Elle fait le lien entre la cytologie et la génétique. Les premiers travaux chez les végétaux ont débuté au cours de la seconde moitié du 19^e siècle mais c'est surtout à partir des années 1920, que la cytogénétique s'est développée et son importance n'a cessé de croître par la suite (Jahier et al., 1992).

La méiose est une étape essentielle chez les espèces à reproduction sexuée. Elle comporte des mécanismes génétiques hautement conservés qui assurent la viabilité des gamètes donc des espèces. Dans la méiose, toutes les étapes sont contrôlées par des gènes spécifiques pour que la méiose se produise de manière régulière (Pagliarini, 2000). La méiose est composée de deux phases successives : la division réductionnelle et la division équationnelle.

La science qui a pour objet l'étude du pollen est la palynologie (Alhamidi, 2017). Le pollen des Angiospermes est composé de deux cellules entourées d'une paroi épaisse (l'exine). Cette dernière est amincie dans certaines régions appelées apertures, permettant les échanges entre le pollen et le milieu extérieur, la germination et la formation du tube pollinique et limitant les risques de rupture de la paroi (Bousmid, 2019).

L'analyse du pollen, en termes de viabilité, de taille, de production et de morphologie, offre des informations précieuses sur l'impact fonctionnel des anomalies méiotiques.

Dans le cadre de notre étude, nous avons mené une analyse cytogénétique sur une population du clade des Fabids échantillonnée dans la région d'Amizour (Béjaïa, Algérie). L'objectif principal est d'examiner les étapes de la méiose, de recenser les anomalies chromosomiques et d'évaluer la viabilité, la taille, la production et la morphologie des grains de pollen.

Pour répondre à cette problématique, nous avons opté pour un plan en trois chapitres, une synthèse bibliographique en premier sur le clade des Fabids, sur la cytogénétique, sur la méiose et ces anomalies ainsi que sur leur impact biologique et sur le pollen (viabilité, taille, morphologie et production). Le deuxième chapitre est consacré au matériel utilisé pour analyser ainsi qu'à la méthodologie utilisée. Dans le troisième chapitre, nous avons présenté les résultats obtenus ainsi que leur interprétation. Nous terminons par une conclusion générale et des perspectives.

REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

Revue bibliographique

1. Présentation du clade des Fabids

1.1. Taxonomie et classification.

Les Fabids (ou Fabidae *sensu* Cantino *et al.*, 2007, également appelés Eurosides I) forment l'un des deux grands clades des Eurosides. Ce groupe a connu une radiation évolutive rapide après sa divergence de son groupe frère, les Malvids, il y a environ 119,1 millions d'années. Aujourd'hui, il rassemble près de 42 000 espèces, réparties en huit ordres, certains étant particulièrement vastes en termes de diversité taxonomique (de Vienne, 2016 ; Schoch *et al.* 2020).

La classification phylogénétique APG IV (2016) situe les Fabids au sein des clades successifs suivants : Angiospermes, Mésangiospermes, Eudicotylédones, Core Eudicots, Pentapétalées, Superrosids, Rosids et Eurosids. Ce groupe comprend huit ordres : les Zygophyllales, les Celastrales, les Malpighiales, les Oxalidales, les Fabales, les Rosales, les Fagales et les Cucurbitales (Fig. 1). Parmi eux, les Célastrales, Malpighiales et Oxalidales forment le clade COM (d'après leurs initiales), tandis que les Fabales, Rosales, Fagales et Cucurbitales se distinguent par leur capacité à fixer l'azote atmosphérique, grâce à des symbioses avec des bactéries du sol (comme *Rhizobium*).

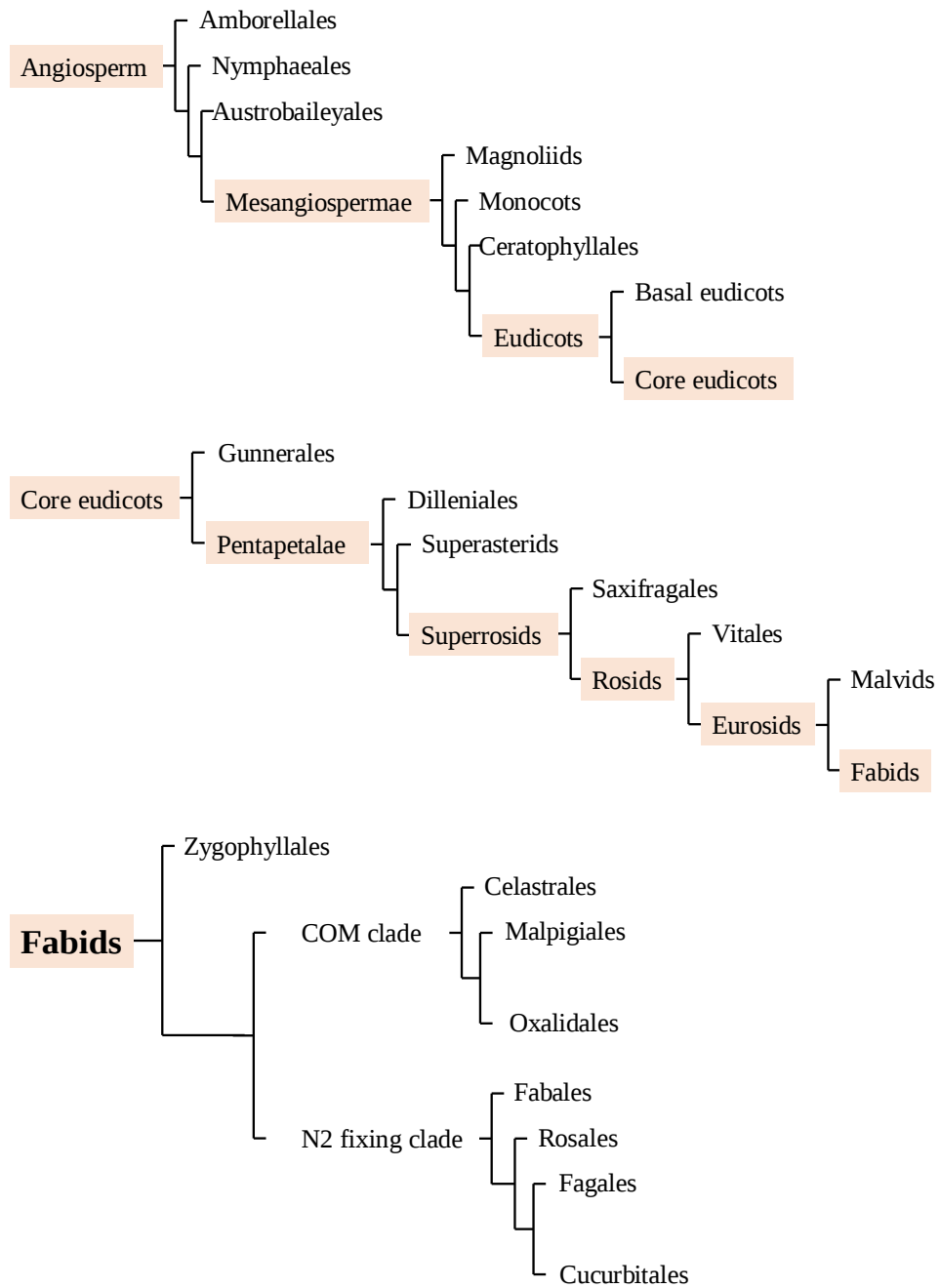


Fig. 1. Position phylogénétique des Fabids (APGIV, 2016)

Le site Angiosperm Phylogeny Website (Version 14, July 2017) décrit les différents ordres comme suit :

- **Zygophyllales**

Clade xérophytique (55–90 Ma), les Zygophyllales incluent des plantes adaptées aux milieux arides, comme les tribulus (Zygophyllaceae). Leurs 2 familles, 24 genres et 345 espèces montrent des feuilles paripennées, des graines à testa dur, et une résistance à la sécheresse. Leur faible diversification contraste avec leur spécialisation extrême pour les environnements désertiques.

- **Celastrales**

Les Celastrales (80–100 Ma) sont des plantes ligneuses ou arbustives, souvent ornementales (ex. : fusains, Celastracée). Leurs fleurs petites et régulières, leurs fruits en capsules ou baies, et leurs cellules à mucilage les distinguent. Bien que modeste (2 familles, 94 genres, 1 355 espèces), ce groupe inclut des espèces utilisées en pharmacopée traditionnelle et en horticulture.

- **Malpighiales**

Avec une explosion radiative vers 90–110 Ma, les Malpighiales forment l'un des clades les plus diversifiés des Angiospermes (36 familles, 716 genres, 16 000 espèces). Leur morphologie va des herbes (euphorbes) aux arbres géants (Salicaceae). Ils se caractérisent par des nectaires extrafloraux, des fruits variés, et souvent par du latex. Des familles comme les Euphorbiaceae, les Passifloraceae et les Salicaceae jouent un rôle écologique et économique majeur.

- **Oxalidales**

Diversifiés entre 60 et 90 Ma, les Oxalidales comprennent des plantes aux feuilles souvent composées (ex. : *Oxalis*) et aux graines à enveloppes complexes. Leurs 6 familles, 58 genres et 1 845 espèces incluent des plantes alimentaires (carambolier) et des arbres tropicaux (Cunoniaceae). Leur adaptation à des sols variés et leur capacité à accumuler de l'acide oxalique sont des traits marquants.

- Fabales

Les Fabales, dont l'origine remonte à 75–105 millions d'années (Ma), forment un clade majeur des Rosidés, caractérisé par une symbiose racinaire fixatrice d'azote (notamment chez les Fabaceae). Ce groupe inclut des plantes aux fleurs souvent zygomorphes et aux fruits typiquement en gousses. Les Fabales comptent 4 familles, 762 genres et plus de 20 000 espèces, dominées par les Fabaceae (légumineuses comme le pois et l'acacia) et les Polygalaceae. Bien que la plupart des membres produisent de l'acide ellagique, cette caractéristique est absente chez les Fabaceae. Leur succès évolutif est lié à leur capacité à coloniser des sols pauvres en azote grâce à leurs associations bactériennes.

- Rosales

Avec une origine estimée entre 85 et 110 Ma, les Rosales présentent une remarquable diversité morphologique et écologique. Ce clade se distingue par des inflorescences souvent cymeuses, des fruits variés (drupes, akènes, ou faux-fruits comme la pomme), et la présence fréquente d'un hypanthium. Les Rosales regroupent 9 familles, 263 genres et environ 8 000 espèces, incluant des familles économiquement cruciales comme les Rosaceae (rosiers, pommiers, fraisiers), les Moraceae (figuiers, mûriers), et les Urticaceae (orties). Leur adaptation à des modes de dispersion variés explique leur succès dans les écosystèmes tempérés et tropicaux.

- Fagales

Ce clade ancien (90–110 Ma) comprend des arbres et arbustes à bois dur, souvent associés à des champignons ectomycorhiziens. Les Fagales produisent des fleurs en chatons et des fruits en noix (glands, noisettes). Leurs 7 familles, 33 genres et 1 175 espèces incluent des essences forestières dominantes comme les chênes (Fagaceae), les bouleaux (Betulaceae), et les noyers (Juglandaceae). Leur adaptation aux climats tempérés et leur rôle écologique dans les forêts en font un groupe clé pour la biodiversité et l'économie.

- Cucurbitales

Les Cucurbitales (70–90 Ma) rassemblent des plantes souvent grimpantes ou herbacées, comme les courges (Cucurbitaceae) et les bégonias (Begoniaceae). Leurs fleurs sont généralement unisexuées, et leurs fruits charnus ou en capsules. Avec 7 familles, 107 genres et près de 3 000 espèces, ce clade montre une spécialisation pour la pollinisation par

les insectes et une croissance rapide. Les Cucurbitaceae, en particulier, sont d'importantes cultures alimentaires mondiales.

1.2. Distribution géographique des Fabids

Le clade des Fabids (Eurosids I), comprenant huit ordres botaniques distincts, présente une distribution planétaire exceptionnelle qui témoigne de leur extraordinaire capacité d'adaptation. Leur répartition couvre l'ensemble des continents (à l'exception de l'Antarctique) et s'étend sur la quasi-totalité des biomes terrestres, depuis les forêts équatoriales jusqu'aux déserts les plus arides. On retrouve les membres de ce clade sur les continents Américains du Nord, du Sud et du centre ainsi sur les continents européen et africain.

En Afrique, les Fabales (principalement les Fabaceae) constituent l'élément structural majeur des écosystèmes de savanes et de forêts sèches. Les genres *Acacia* et *Vachellia* y forment des peuplements denses dans les régions semi-arides du Sahel et de l'Afrique orientale, tandis que les Surianaceae occupent des niches écologiques spécifiques le long des littoraux. Plus au sud, les forêts sèches Miombo sont dominées par des Fabaceae arborescentes du genre *Brachystegia*. Les Rosales sont représentées par des Moraceae (notamment diverses espèces de *Ficus*) dans les zones forestières et des Urticaceae en sous-bois. Dans les zones hyperarides du Sahara, la végétation clairsemée est ponctuée de Zygophyllaceae (*Zygophyllum album*), famille caractéristique des Zygophyllales adaptée aux déserts. Les Malpighiales montrent une remarquable diversité écologique, depuis les Euphorbiaceae succulentes (*Euphorbia balsamifera*) des régions sahéliennes jusqu'aux Rhizophoraceae des mangroves côtières, démontrant l'extraordinaire plasticité écologique de ce clade (Kubitzki *et al.* 2004, 2011, 2014).

En Algérie, la distribution des Fabids illustre parfaitement la transition bioclimatique entre les domaines méditerranéen et saharien, avec une diversité remarquable adaptée à chaque écosystème.

- Dans les zones humides du Tell et de l'Atlas, les Fagales dominent avec *Quercus ilex* (chêne vert), *Q. suber* (chêne-liège) et *Q. faginea* (chêne zéen) formant des forêts denses. Les Rosales sont représentées par *Prunus dulcis* (amandier) et *Rosa canina* (églantier), tandis que les Fabales comprennent *Retama retam* (genêt blanc) et diverses

légumineuses fourragères (*Medicago*, *Trifolium*). Les Malpighiales arborescentes comme *Populus alba* (peuplier) bordent les cours d'eau.

- Les Hauts Plateaux et l'Atlas saharien voient la prédominance des Fabales xérophiles avec *Acacia tortilis* et *Astragalus spp.*, accompagnées des Zygophyllales résistantes comme *Zygophyllum album* ("had") et *Tribulus terrestris*. Les Malpighiales succulentes (*Euphorbia spp.*) y deviennent progressivement plus abondantes.
- Dans le Sahara, la végétation clairsemée est dominée par des spécialistes de l'aridité : *Acacia raddiana* dans les oasis, *Zygophyllum album* sur les regs, et *Citrullus colocynthis* (Cucurbitales) dans les zones sableuses. Les Euphorbiaceae succulentes (*Euphorbia bivonae*, *E. guyoniana*) marquent fortement les paysages désertiques.

Cette distribution suit étroitement les gradients écologiques :

- ✓ Un gradient nord-sud de décroissance pluviométrique
- ✓ Un gradient altitudinal dans les massifs montagneux
- ✓ Des microclimats spécifiques le long des oueds et dans les oasis

Les espèces introduites comme *Oxalis pes-caprae* (Oxalidales) dans le Nord et *Ricinus communis* (Malpighiales) le long des côtes complètent ce tableau, montrant la grande plasticité écologique des Fabids en Algérie. Cette diversité est cependant fragilisée par la désertification et les changements d'usage des terres, particulièrement dans les zones semi-arides (Kubitzki *et al.* 2004, Quézel et Santa 1962–1963).

1.3. Importance économique et écologique des Fabids

Les Fabids représentent un clade d'Angiospermes d'une importance majeure, tant pour les activités humaines que pour le fonctionnement des écosystèmes. Leur contribution économique repose sur une diversité d'espèces exploitées dans plusieurs secteurs clés. Parmi les Fabales, les légumineuses comme le soja (*Glycine max*) et les lentilles (*Lens culinaris*) constituent des sources essentielles de protéines végétales, tandis que les acacias (*Acacia spp.*) fournissent des bois durs utilisés en ébénisterie et en construction. Les Rosales, avec les Rosaceae (pommiers, poiriers, fraisiers) et les Moraceae (mûriers pour la production de soie, figuiers), jouent un rôle central dans l'agriculture fruitière et l'industrie textile. Par ailleurs, les Fagales, comprenant les chênes (*Quercus spp.*) et les noyers (*Juglans spp.*), alimentent les

filières du bois et des produits forestiers, tandis que les Malpighiales fournissent des ressources industrielles critiques comme le caoutchouc naturel (*Hevea brasiliensis*) et l'huile de ricin (*Ricinus communis*). Enfin, les Cucurbitales (courges, concombres) et les Zygophyllales (plantes fourragères comme *Tribulus terrestris*) complètent ce tableau en contribuant à l'alimentation humaine et animale.

Sur le plan écologique, les Fabids remplissent des fonctions écosystémiques indispensables. Les Fabales, grâce à leur symbiose avec les rhizobiums, fixent l'azote atmosphérique, enrichissant ainsi les sols et réduisant le besoin en engrais chimiques. Les Fagales, dominants dans de nombreuses forêts tempérées, agissent comme d'importants puits de carbone et offrent des habitats pour une biodiversité riche, incluant champignons mycorhiziens, insectes et oiseaux. Les Malpighiales, incluant des espèces pionnières comme les euphorbes et les palétuviers des mangroves, jouent un rôle clé dans la colonisation de milieux hostiles et la protection des zones côtières. Enfin, les Rosales, par leurs interactions avec les pollinisateurs, et les Zygophyllales, via leur capacité à stabiliser les sols arides, illustrent leur statut d'ingénieurs écologiques.

Cependant, ces bénéfices sont menacés par les pressions anthropiques, notamment la déforestation, la surexploitation agricole et les changements climatiques, qui perturbent les équilibres biologiques. Une gestion durable de ces espèces, intégrant la conservation des habitats et des pratiques agroécologiques, s'avère donc indispensable pour préserver leurs fonctions économiques et écologiques à long terme.

1.4. Dynamique de reproduction et diversité génétique chez les Fabids

Les Fabids présentent des stratégies reproductives complexes et diversifiées, résultant de millions d'années d'évolution et contribuant à leur remarquable diversité génétique. Ces mécanismes, incluant des interactions biotiques et abiotiques, optimisent la fécondation tout en limitant la consanguinité, assurant ainsi la pérennité des espèces.

– Mécanismes de pollinisation et adaptations florales

La reproduction des Fabids repose principalement sur la pollinisation croisée, favorisée par des vecteurs variés. Les Fabales, par exemple, développent des fleurs zygomorphes (à symétrie bilatérale), souvent spécialisées pour attirer des pollinisateurs spécifiques, comme les abeilles et les bourdons (Small, 2011). À l'inverse, les Fagales (chênes, hêtres) dépendent majoritairement de l'anémogamie (pollinisation par le vent),

produisant d'abondantes quantités de pollen léger pour compenser l'aléatoire de ce mode de dispersion (Cardoni *et al.*, 2022). Un cas extrême de spécialisation est observé chez certaines Moraceae (figuiers), où la pollinisation est assurée par des guêpes spécifiques (Agaonidae), illustrant une coévolution étroite entre plantes et insectes (Schatz *et al.*, 2013).

– **Contrôle génétique de la reproduction et maintien de la diversité**

Pour éviter l'autofécondation et ses effets délétères, plusieurs Fabids ont développé des systèmes d'incompatibilité. Chez les Rosaceae (pommiers, pruniers), un mécanisme d'auto-incompatibilité génétique empêche la germination du pollen sur le stigmate de la même plante, favorisant ainsi l'allogamie et le maintien d'une forte hétérozygotie (Burghgraeve, 2018).

– **Diversité génétique et structuration des populations**

Le pollen, en tant que vecteur de flux génétiques, joue un rôle central dans la diversité et la différenciation des populations. La reproduction des Fabids allie complexité, innovation et perfectionnement évolutif et flexibilité génétique, expliquant leur succès écologique dans des environnements variés. Ces mécanismes, aujourd'hui menacés par les changements globaux (fragmentation des habitats, déclin des pollinisateurs), soulignent la nécessité de préserver leurs interactions biologiques pour maintenir leur diversité et leur adaptabilité futures.

2. La méiose chez les plantes

La méiose est un processus fondamental de division cellulaire qui joue un rôle central dans la reproduction sexuée des plantes, permettant la formation de spores haploïdes à partir de cellules mères diploïdes. Contrairement aux animaux, où la méiose aboutit directement à la production de gamètes (spermatozoïdes et ovules), chez les plantes, la méiose ne donne pas naissance à des gamètes, mais à des spores haploïdes. Ces spores subissent ensuite une série de mitoses pour former un organisme multicellulaire haploïde appelé gamétophyte, qui produira finalement les gamètes par division mitotique.

Le cycle de développement chez les plantes terrestres un cycle haplo-diplobiontique, marqué par une alternance entre une génération sporophyte diploïde et une génération gamétophyte haploïde. Chez les Angiospermes (plantes à fleurs), cette alternance est particulièrement nette : le sporophyte, phase dominante correspondant à la plante verte,

produit des spores par méiose, tandis que le gamétophyte, réduit et souvent microscopique – sac embryonnaire et grain de pollen-, génère les gamètes par mitose.

La méiose joue un rôle fondamental dans le maintien d'un nombre chromosomique stable au sein des espèces, en réduisant de moitié la quantité de matériel génétique (passage de $2n$ à n) et en permettant ainsi le rétablissement de la diploïdie lors de la fécondation. Cependant, elle ne se limite pas à cette fonction de régulation ; elle constitue surtout un moteur essentiel de diversité génétique. Ce processus repose sur trois mécanismes clés qui enrichissent le pool génétique. D'abord, le brassage interchromosomique, lors de la métaphase I, assure une répartition aléatoire des chromosomes homologues, créant dès cette étape des combinaisons uniques. Ensuite, le crossing-over (ou enjambement) en prophase I permet des échanges réciproques de segments d'ADN entre chromatides homologues, générant de nouvelles associations alléliques au sein même des chromosomes. Enfin, la fécondation aléatoire entre gamètes haploïdes vient amplifier exponentiellement cette variabilité en mélangeant les patrimoines génétiques parentaux. Ces mécanismes combinés font de la méiose un pilier de l'évolution des espèces, favorisant l'émergence de génotypes innovants et, parfois, de caractères avantageux pour la survie.

2.1. Étapes principales de la méiose et mécanismes moléculaires de la recombinaison et de la ségrégation chromosomique

Les documents traitant de la méiose et de ses mécanismes moléculaires peuvent être résumés en ces références : Lao *et al.* (2013), Zickler et Kleckner (2015), Gray et Cohen (2016), Hernández-Hernández *et al.* (2016), Gao et Colaiácovo (2018) et Alberts *et al.* (2022)

La méiose est une division cellulaire se déroule en deux étapes : méiose I et méiose II.

2.1.2. La méiose I

La méiose I, appelée également division réductionnelle, est caractérisée par la séparation des paires de chromosomes homologues, réduisant ainsi la quantité d'ADN de diploïde ($2n$) à haploïde (n). Elle comprend plusieurs étapes :

- La prophase I

La prophase I de la méiose est une étape complexe sur le plan moléculaire et déterminante pour la diversité génétique. Durant cette phase, les chromosomes homologues, initialement sous forme de chromatine diffuse, commencent par se condenser (léptotène) avant de s'apparier précisément lors du zygotène grâce au complexe synaptonémal, une

structure protéique composée notamment de SYCP1, SYCP2 et SYCP3. Le processus de recombinaison homologue est initié par la protéine Spo11 qui crée des cassures double-brin dans l'ADN, tandis que les enzymes RAD51 et DMC1 facilitent les échanges entre chromatides non-sœurs durant le pachytène, formant des chiasmas visibles au diplotène. Ces événements de crossing-over, couplés à un strict contrôle par les kinases ATM/ATR, assurent non seulement la cohésion des bivalents jusqu'en métaphase I, mais génèrent aussi un remaniement allélique essentiel à la variabilité génétique. La prophase I se conclut par la diacinèse, où la dissolution partielle du complexe synaptonémal permet aux chromosomes, toujours connectés par leurs chiasmata, de poursuivre vers les étapes suivantes de la méiose, tout en ayant garanti un brassage génétique optimal pour la formation des gamètes.

- La métaphase I

La métaphase I de la méiose représente une étape cruciale où les bivalents (paires de chromosomes homologues) s'alignent sur la plaque équatoriale de la cellule, un processus finement régulé au niveau moléculaire. Contrairement à la mitose, où les chromatides sœurs s'orientent individuellement, ici ce sont les chromosomes homologues, maintenus ensemble par les chiasmas formés lors de la prophase I, qui se positionnent de manière bipolaire. Cet alignement dépend de l'attachement des microtubules kinétochoriens aux kinétochores de chaque homologue, avec une particularité méiotique : les kinétochores des chromatides sœurs d'un même chromosome fusionnent pour ne former qu'une seule unité d'attachement, forçant ainsi les homologues à s'orienter vers des pôles opposés. Ce mécanisme est contrôlé par le complexe protéique cohésine, spécifiquement la sous-unité Rec8 qui remplace Rad21 dans la méiose, empêchant la séparation prématurée des chromatides sœurs. Parallèlement, la voie de signalisation du checkpoint du fuseau méiotique, impliquant des protéines comme Mad2 et Mad3p, surveille la tension mécanique générée par l'attachement correct des microtubules et bloque la transition vers l'anaphase I tant que tous les bivalents ne sont pas bi-orientés de manière stable (Mukherjee et al. 2024). Cette organisation unique, combinée à l'orientation aléatoire des paires homologues (loi de ségrégation indépendante de Mendel), maximise la diversité génétique des gamètes en produisant des combinaisons chromosomiques originales.

- L'anaphase I

L'anaphase I de la méiose marque la séparation des chromosomes homologues, un événement clé régulé par une cascade moléculaire complexe et distincte de l'anaphase mitotique. Le déclenchement de cette phase est initié par l'activation de la séparase, une

protéase qui clive spécifiquement la sous-unité Rec8 des complexes cohésines localisés entre les bras chromosomiques des homologues, tout en préservant les cohésines centromériques qui maintiennent les chromatides sœurs unies. Cette activation est sous le contrôle strict de l'APC/C (Anaphase Promoting Complex/Cyclosome) associé à sa co-activatrice Cdc20, qui ubiquitine la sécurine, inhibiteur naturel de la séparase, conduisant à sa dégradation par le protéasome. Contrairement à la mitose où les chromatides sœurs se séparent, ici ce sont les chromosomes homologues entiers (chacun composé de deux chromatides sœurs) qui migrent vers les pôles opposés, tirés par les microtubules kinétochoriens sous l'action des dynéines et kinésines motrices moléculaires. La protéine Shugoshine joue un rôle protecteur crucial en empêchant le clivage des cohésines centromériques, préservant ainsi l'intégrité des chromatides sœurs jusqu'à la méiose II. Ce mécanisme asymétrique de dissolution différentielle des cohésines (bras chromosomiques vs centromères) est essentiel pour établir la ploïdie réduite des gamètes tout en maintenant la stabilité génomique. La régulation spatio-temporelle précise de ces événements assure non seulement la fidélité de la ségrégation chromosomique, mais aussi le maintien du brassage génétique initié lors de la prophase I.

- La télophase I

La télophase I de la méiose représente la phase terminale de la première division méiotique, marquée par des réorganisations structurales et moléculaires complexes qui préparent la cellule à la méiose II. À ce stade, les chromosomes homologues, désormais séparés et localisés aux pôles opposés de la cellule, commencent à se décondenser partiellement tandis qu'une enveloppe nucléaire transitoire se reforme autour de chaque lot chromosomique haploïde. Ce processus est régulé par la déphosphorylation des lamines nucléaires, assurée par les phosphatases de la famille PP1, qui permet le réassemblage des pores nucléaires et la reformation partielle de l'enveloppe. Au niveau moléculaire, la cohésine centromérique, protégée par la shugoshine durant l'anaphase I, reste intacte et continue de lier les chromatides sœurs, maintenant ainsi leur association jusqu'à la deuxième division méiotique. Parallèlement, le fuseau méiotique se désassemble sous l'action des katanines, des protéines séparant les microtubules, tandis que le cytosquelette se réorganise en prévision de la méiose II (Luptovčiak et al. 2017). La cellule peut alors entrer dans une brève interphase (interkinese), bien que dans de nombreuses espèces il n'y ait pas de réplication de l'ADN, préservant ainsi l'état haploïde établi. Ces mécanismes moléculaires, combinés à l'absence de phase S, garantissent que la méiose II pourra s'engager correctement pour séparer enfin les chromatides sœurs et produire des gamètes génétiquement diversifiés.

2.1.3. La méiose II

La méiose II, appelée également division équationnelle, est caractérisée par la séparation des chromatides sœurs d'un chromosome. Elle comprend plusieurs étapes également:

- La prophase II

La prophase II de la méiose marque le début de la deuxième division méiotique, caractérisée par une recondensation de la chromatine et des préparatifs moléculaires spécifiques. Les chromosomes, toujours constitués de deux chromatides sœurs, se réorganisent sous l'action des condensines (complexes SMC2/SMC4) et des topoisomérases II, qui compactent l'ADN et résolvent les enchevêtrements en vue de la ségrégation. Au niveau centromérique, les kinétochores matures se reforment grâce au recrutement de protéines spécialisées comme CENP-A et du complexe KNL1/Mis12/Ndc80, essentiel pour l'attachement des microtubules.

Chez les végétaux dépourvus de centrosomes, un mécanisme remarquable prend le relais : des centres organisateurs microtubulaires diffus (MTOCs) enrichis en γ -tubuline et protéines associées (comme GCP3) s'organisent autour de l'enveloppe nucléaire. Ces complexes forment d'abord une bande préprophasique qui orchestre l'auto-assemblage des microtubules en un fuseau acentrosomique bipolaire. Des moteurs moléculaires spécialisés, notamment les kinésines-14 (comme ATK1 chez *Arabidopsis*) et les kinésines-7 (telles que KCA1), assurent l'alignement et la stabilisation des microtubules entre les pôles émergents. Parallèlement, les protéines MAP65 jouent un rôle crucial en liant les microtubules antiparallèles en faisceaux stables.

La dissolution de l'enveloppe nucléaire est déclenchée par la phosphorylation des lamines sous l'action des cyclines kinases dépendantes (CDK1), activées par le complexe APC/C ayant accumulé la cycline B durant l'interkinese. Ces processus moléculaires hautement régulés garantissent une transition efficace vers la métaphase II, permettant la séparation précise des chromatides sœurs et aboutissant à la production de gamètes génétiquement uniques.

- La métaphase II

La métaphase II de la méiose représente une étape cruciale où les chromosomes, constitués de deux chromatides sœurs, s'alignent précisément sur la plaque équatoriale, préparant leur séparation finale. Contrairement à la métaphase I qui impliquait des chromosomes homologues, cette phase ressemble structuralement à une métaphase mitotique mais conserve des spécificités moléculaires méiotiques. Les kinétochores des chromatides sœurs s'attachent à des microtubules provenant de pôles opposés, créant une tension bipolaire essentielle pour l'activation du checkpoint du fuseau. Ce mécanisme de contrôle, dépendant des protéines Mad2 et BubR1, bloque la transition vers l'anaphase tant que tous les chromosomes ne sont pas correctement bi-orientés. Au niveau moléculaire, la cohésion centromérique, maintenue par le complexe cohesine-Rec8 protégé par la shugoshine durant la méiose I, résiste encore à la séparation. Cependant, l'accumulation de la séparase, activée par l'APC/C (Anaphase Promoting Complex/Cyclosome) via Cdc20, prépare le clivage de ces cohésines résiduelles. Chez les végétaux, le fuseau bipolaire maintient sa stabilité grâce aux protéines MAP65 qui lient les microtubules antiparallèles et aux moteurs moléculaires comme les kinésines-14 qui régulent leur dynamique. Cette organisation unique assure un alignement chromosomique précis malgré l'absence de centrosomes, démontrant l'adaptabilité des mécanismes de division cellulaire. La métaphase II constitue ainsi une phase charnière où la cellule vérifie scrupuleusement l'attachement correct des chromosomes avant de s'engager dans la séparation finale des chromatides sœurs, garantissant la production de gamètes génétiquement stables.

- L'anaphase II

L'anaphase II de la méiose marque la séparation définitive des chromatides sœurs, un processus moléculaire finement régulé qui assure la production de gamètes haploïdes. Cette étape clé est déclenchée par l'activation massive de la séparase, une protéase qui clive spécifiquement les complexes cohesine-Rec8 résiduels au niveau centromérique, libérant ainsi les chromatides sœurs jusqu'alors maintenues ensemble. L'activation de la séparase est sous le contrôle strict du complexe APC/C (Anaphase Promoting Complex/Cyclosome) associé à sa co-activatrice Cdc20, qui ubiquitine la securine, inhibiteur naturel de la séparase, conduisant à sa dégradation par le protéasome 26S.

Simultanément, les microtubules kinétochoriens, sous l'action des moteurs moléculaires comme les kinésines-5 (motrices vers le pôle +) et les dyneines (motrices vers le

pôle -), tirent les chromatides vers les pôles opposés du fuseau méiotique. Chez les végétaux, ce mouvement est facilité par les kinésines-14 qui régulent la dynamique des microtubules du fuseau acentrosomique. La protéine Shugoshine, qui protégeait les cohésines centromériques durant la méiose I, est maintenant délocalisée, permettant le clivage complet des dernières cohésines.

Des systèmes de surveillance, comme le checkpoint de l'anaphase, vérifient que toutes les chromatides sont correctement attachées et séparées avant de permettre la progression vers la télophase II. Ce contrôle qualité moléculaire est crucial pour éviter les non-disjonctions et préserver l'intégrité du génome des gamètes. L'anaphase II représente ainsi le point culminant de la réduction chromatique initiée en méiose I, aboutissant à la formation de noyaux véritablement haploïdes prêts à se différencier en gamètes fonctionnels.

- La télophase II

La télophase II de la méiose constitue la phase terminale du processus méiotique, marquée par une reconfiguration cellulaire complète orchestrée par des mécanismes moléculaires précis. À ce stade, les chromatides séparés lors de l'anaphase II atteignent les pôles cellulaires et entament un processus de décondensation progressive sous l'action conjointe des déacétylases d'histones (HDACs) et des phosphatases qui inversent les marques de phosphorylation établies durant les phases précédentes. Tandis que la reconstruction nucléaire est orchestrée par le complexe LINC végétal, impliquant des protéines SUN-KASH modifiées. La cytodierèse présente une particularité majeure : au lieu d'un sillon de clivage, se forme un phragmoplaste, structure microtubulaire unique guidant la fusion des vésicules golgiennes porteuses de matériel pariétal. Ce processus dépend étroitement de protéines végétales spécifiques comme KNOLLE (syntaxine impliquée dans la fusion membranaire) et KEULE (protéine régulatrice de la dynamique vésiculaire), qui orchestrent l'édification de la nouvelle paroi cellulaire. Les microtubules du phragmoplaste, stabilisés par les MAP65 végétales, servent de rail pour le transport des vésicules contenant cellulose et callose, tandis que les kinésines-12 végétales (comme PAKRP1/2 chez *Arabidopsis*) régulent leur dynamique. Les noyaux filles haploïdes ainsi isolés retrouvent une organisation chromatinienne caractéristique des gamètes, avec une reprise transcriptionnelle modulée par des facteurs végétaux spécifiques, scellant ainsi la production de quatre cellules génétiquement uniques prêtes pour la gamétogenèse.

- Le stade tétrade

Le stade tétrade chez les végétaux représente l'aboutissement structural de la méiose, où les quatre cellules haploïdes filles restent temporairement regroupées dans une enveloppe commune, révélant des mécanismes moléculaires uniques à ce règne. Immédiatement après la télophase II, les microspores issues de la méiose pollinique s'organisent en tétrade grâce à la persistance transitoire d'une matrice spécialisée riche en callose (β -1,3-glucane), synthétisée par la callose synthase (CalS5) et déposée entre les membranes plasmiques des cellules sœurs. Cette enveloppe de callose, dont l'épaisseur est régulée par l'équilibre entre synthèse et dégradation (via les endo- β -1,3-glucanases), joue un triple rôle : elle isole génétiquement chaque microspore, prévient les fusions cellulaires prématurées et permet un développement synchrone. Au niveau moléculaire, la transition vers l'individualisation des microspores est contrôlée par l'expression séquentielle de gènes comme TETRASPORE/AtNACK2 (codant une kinésine impliquée dans la cytokinèse) et GEX1 (protéine membranaire nécessaire à la séparation). La dégradation programmée de la callose par les glucanases spécifiques (GSL1/GSL2) libère finalement les microspores individuelles, un processus déclenché par des signaux hormonaux (notamment les brassinostéroïdes) et régulé épigénétiquement via la méthylation de l'ADN et les modifications d'histones. Ce stade éphémère mais crucial illustre comment les végétaux ont développé des stratégies moléculaires originales pour gérer leurs produits méiotiques, combinant des mécanismes pariétaux spécialisés avec une régulation fine de l'expression génique.

2.2. Anomalies méiotiques courantes et leurs mécanismes moléculaires

La méiose est un processus complexe et finement régulé, mais des erreurs peuvent survenir, entraînant des anomalies chromosomiques aux conséquences majeures sur la fertilité et le développement des individus. Ces anomalies résultent le plus souvent de défauts dans les mécanismes de recombinaison homologue, de ségrégation chromosomique ou de contrôle qualité cellulaire.

2.2.1. La non-disjonction chromosomique

La non-disjonction chromosomique résulte de l'échec de séparation des chromosomes homologues (méiose I) ou des chromatides sœurs (méiose II), conduisant à la formation de gamètes aneuploïdes. Ce phénomène trouve son origine dans des altérations moléculaires affectant plusieurs processus clés :

- **Au niveau de la cohésion chromosomique**, la dégradation prématurée des complexes cohésines, normalement protégés au centromère par la shugoshine-1, empêche le maintien de l'unité des chromatides sœurs jusqu'à l'anaphase II. Des mutations affectant la sous-unité Rec8 de la cohésine ou la voie de signalisation de la shugoshine (impliquant notamment la phosphatase PP2A) compromettent cette protection essentielle.

- **L'attachement des microtubules aux kinétochores** : Une bi-orientation défectueuse des chromosomes peut survenir lorsque les protéines du complexe KNL1/Mis12/Ndc80, responsables de la liaison aux microtubules, sont dysfonctionnelles. Ceci entraîne une répartition aléatoire des chromosomes lors de l'anaphase.

- **Le checkpoint du fuseau méiotique**, système de surveillance dépendant des protéines MAD2, BUBR1 et BUB1, peut également être en cause. Si ce mécanisme de contrôle échoue à détecter des kinétochores mal attachés, la cellule initie prématurément l'anaphase via l'activation inappropriée de l'APC/C (Anaphase Promoting Complex/Cyclosome), conduisant à une ségrégation chromosomique aléatoire.

Enfin, chez les plantes, l'absence de centrosomes ajoute une vulnérabilité supplémentaire. Des défauts dans l'organisation du fuseau acentrosomal, notamment par mutation des kinésines-14 ou des protéines MAP65, peuvent perturber la répartition des chromosomes. Ces anomalies moléculaires, en plus de leur impact sur la fertilité, ont des conséquences importantes en sélection végétale et en médecine reproductive humaine.

2.2.2. Les ponts chromatiques

Les ponts chromatiques, structures anormales observées durant l'anaphase, résultent de défauts moléculaires dans la gestion de l'intégrité du matériel génétique et constituent un marqueur de stress génotoxique. Ces ponts se forment lorsque des segments d'ADN restent physiquement liés entre chromosomes en migration vers les pôles opposés, et leur apparition révèle plusieurs dysfonctionnements moléculaires.

Ces structures aberrantes trouvent souvent leur origine dans des cassures double-brin de l'ADN mal réparées lors de la prophase I. Normalement, ces cassures sont résolues par recombinaison homologue réalisée par les protéines RAD51 et DMC1, sous le contrôle des complexes BRCA1/2. Cependant, lorsque ces systèmes de réparation échouent - soit par

déficit enzymatique (déficience en BRCA2), soit par stress oxydatif altérant l'ADN - des fusions anormales persistent.

Les télomères dysfonctionnels représentent une autre cause majeure. En conditions normales, le complexe shelterin (TRF1/TRF2/POT1) protège les extrémités chromosomiques. Mais sous l'effet d'une télomérase déficiente ou d'un stress réplicatif, les télomères courts et non protégés sont reconnus comme des cassures, déclenchant des fusions par la voie NHEJ (Non-Homologous End Joining) dépendante de DNA-PKcs et XRCC4.

Chez les végétaux, ces phénomènes sont amplifiés par les rétrotransposons activés sous stress, dont la mobilité induit des cassures et réarrangements chromosomiques. La protéine ATM, capteur majeur des dommages, y joue un rôle central dans la signalisation des ponts. Ces ponts chromosomiques compromettent gravement la ségrégation, conduisant à des cassures aléatoires qui génèrent délétions et amplifications.

2.2.3. La formation de micronoyaux

La formation de micronoyaux constitue un marqueur d'instabilité génomique résultant d'erreurs dans la ségrégation chromosomique ou de défauts de réparation de l'ADN, révélant des perturbations moléculaires complexes. Ces structures nucléaires aberrantes, de taille réduite, se forment lorsque des chromosomes entiers ou des fragments chromosomiques ne sont pas correctement incorporés dans le noyau principal lors de la division cellulaire. Leur apparition découle principalement de trois mécanismes moléculaires :

- La mauvaise capture des chromosomes par le fuseau achromatique due à des kinétochores défectueux (déficience en CENP-A ou en protéines du complexe KMN [KNL1/Mis12/Ndc80]),
- Des cassures chromosomiques non réparées résultant d'un dysfonctionnement des voies de réparation de l'ADN (déficience en BRCA1/2 ou en protéines de la voie NHEJ),
- La persistance de ponts chromosomiques qui finissent par se rompre.

Dans les cellules végétales, les micronoyaux résultent souvent de dysfonctionnements du phragmoplaste lors de la cytodierèse, où des fragments chromosomiques sont exclus du noyau principal. Leur présence perturbe l'équilibre épigénétique, avec une perte anormale de marques d'hétérochromatine (H3K9me2/3) et une instabilité transcriptionnelle;

2.3. Impact biologique des anomalies méiotiques chez les plantes

Les anomalies méiotiques, telles que la non-disjonction, les ponts chromosomiques et la formation de micronoyaux, ont des conséquences majeures sur la stabilité génétique, la viabilité et l'évolution des plantes. Ces perturbations peuvent survenir spontanément ou être induites par des facteurs environnementaux (agents mutagènes, stress thermique, herbicides), entraînant des modifications chromosomiques qui influencent le développement et l'adaptation des organismes végétaux (Comai, 2005 ; Otto, 2007).

2.3.1. Non-disjonction et ses conséquences

La non-disjonction, caractérisée par une séparation incorrecte des chromosomes lors de la méiose, conduit à la formation de gamètes aneuploïdes (trisomiques ou monosomiques). Chez les plantes, cette anomalie peut provoquer une réduction de la fertilité, avec des graines non viables ou des plantes présentant un retard de croissance (Birchler et Veitia, 2012). Cependant, dans certains cas, la non-disjonction de l'ensemble des chromosomes aboutit à une polyploïdie, phénomène fréquent chez les espèces cultivées. Par exemple, les bananes triploïdes ($3n$) et certaines variétés de blé tétraploïdes ($4n$) résultent de ce mécanisme. Ces plantes présentent souvent une vigueur hybride (augmentation de la taille des organes) mais peuvent aussi être stériles, nécessitant une multiplication végétative pour leur propagation (Sattler et al., 2016).

2.3.2. Ponts chromatiques et instabilité génétique

Les ponts chromatiques se forment lorsque des chromosomes restent attachés entre deux noyaux fils en raison de cassures ou de fusions anormales (par exemple, des chromosomes dicentriques). Ces structures entraînent des cassures de l'ADN, des délétions ou des duplications, compromettant la stabilité du génome (McClintock, 1941). Chez le maïs, des ponts chromosomiques ont été observés après exposition à des herbicides, conduisant à une mort cellulaire ou à une accumulation de mutations dans les générations suivantes (Sharma et Sharma, 2013). Ces anomalies augmentent également le risque de réarrangements génomiques, affectant des gènes essentiels au développement et à la résistance aux stress.

2.3.3. Micronoyaux et perte d'information génétique

La formation de micronoyaux est un marqueur d'instabilité chromosomique, souvent causée par des fragments d'ADN acentriques ou des chromosomes retardataires non intégrés dans le noyau principal. Ces structures entraînent une perte de matériel génétique, perturbant

l'équilibre des gènes et réduisant la fitness des plantes (Fenech et al., 2011). La plante modèle *Tradescantia* est fréquemment utilisée pour étudier les micronoyaux induits par les radiations, révélant leur lien avec la sensibilité accrue aux mutagènes. Contrairement aux animaux, où les micronoyaux sont associés au cancer, chez les plantes, ils affectent principalement la fertilité et la croissance (Heslop-Harrison et Schwarzacher, 2011).

2.3.4. Implications agronomiques et évolutives

D'un point de vue appliqué, certaines anomalies méiotiques sont exploitées en amélioration des plantes. La polyploïdie, par exemple, est utilisée pour créer des variétés sans graines (bananes, pastèques) ou plus résistantes aux maladies (Leitch et Leitch, 2008). Cependant, l'aneuploïdie et les cassures chromosomiques peuvent réduire les rendements agricoles, notamment dans les cultures exposées à des polluants. Par ailleurs, ces anomalies jouent un rôle dans l'évolution des plantes, favorisant parfois l'émergence de nouveaux traits adaptatifs (Otto et Whitton, 2000).

En conclusion, les anomalies méiotiques ont un double visage : elles peuvent être néfastes (stérilité, mutations létales) ou bénéfiques (diversification génétique, polyploïdie utile). Leur étude permet de mieux comprendre les mécanismes évolutifs des plantes et d'optimiser les stratégies de sélection variétale. Des recherches approfondies restent nécessaires pour évaluer leur impact dans un contexte de changements climatiques et de pression anthropique accrue.

3. Etude du pollen

Le pollen représente le gamétophyte mâle des plantes à fleurs (Angiospermes) et des Gymnospermes, jouant un rôle essentiel dans leur reproduction sexuée. Cette structure microscopique, produite par les anthères des étamines (chez les Angiospermes) ou les cônes mâles (chez les Gymnospermes), correspond au stade haploïde (n) du cycle de vie des plantes, issu de la méiose des cellules mères du pollen. Chaque grain contient les gamètes mâles qui participeront à la fécondation de l'ovule (Gomez et al., 2015).

Le pollen est protégé par une paroi externe résistante, l'exine, composée de sporopollénine, une substance organique extrêmement dure et durable. Cette enveloppe présente des motifs morphologiques spécifiques (forme, apertures, ornementation) qui en font un excellent marqueur taxonomique. Contrairement aux caractères végétatifs (feuilles, tiges),

l'exine pollinique est peu influencée par les conditions environnementales, ce qui garantit sa fiabilité pour la classification (Erdtman, 1969 ; Hesse et Blackmore, 2013).

L'étude du pollen révèle une grande diversité morphologique : certains grains sont sphériques, d'autres allongés (prolates), avec des apertures variables (par exemple, tricolporés chez les Fabacées, zonocolpés chez les Euphorbiacées). L'ornementation de l'exine (réticulée, épineuse, striée) permet également de distinguer des familles ou des genres (Banks et al., 2007).

En tant que gamétophyte, le pollen présente des adaptations évolutives remarquables :

- ✓ Sa taille et sa viabilité dépendent de facteurs génétiques (polyploïdie) et environnementaux.
- ✓ Son développement peut être affecté par des anomalies méiotiques.
- ✓ Sa structure reflète des stratégies de pollinisation (anémogamie vs entomogamie).

Cette double nature, à la fois unité reproductrice et marqueur taxonomique, fait du pollen un outil d'étude privilégié en botanique, paléontologie et écologie. Son analyse éclaire tant les mécanismes de reproduction végétale que l'évolution des plantes à travers les âges.

MATERIEL ET METHODES

Matériels et Méthodes

1. Matériel biologique

1.1. Espèce étudiée

L'étude porte sur l'analyse des méioses polliniques et la caractérisation du pollen (morphologie, production, viabilité et taille/surface) chez une espèce parentale 'A' du clade des Fabids.

1.2. Zone d'échantillonnage

Les échantillons sont prélevés dans la région El Houch, commune d'Amizour (Wilaya de Béjaïa, Algérie), située à 36°38'Nord et à 4°54'Est.

Les prélèvements sont effectués à deux stades phénologiques distincts :

- Stade de boutons floraux jeunes appelé stade pré-anthèse pour l'étude des méioses polliniques.
- Stade fleurs matures ou stade anthèse pour l'analyse du pollen (morphologie, viabilité et taille).

Les échantillons prélevés sont fixés *in situ* dans du Carnoy qui est préparé en mélangeant 1 volume d'acide acétique, 3 volumes de chloroforme et 6 volumes d'éthanol.

2. Lieu d'analyse

Les analyses sont réalisées au Laboratoire de Biologie et Physiologie Végétales, Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie, Université A. Mira de Béjaïa.

3. Matériel et équipements

3.1. Matériel de laboratoire

- Microscope optique Infitek équipé d'une caméra à diffusion directe pour l'observation des méioses et la morphologie pollinique,
- Loupe binoculaire pour la dissection des anthères et la sélection des boutons floraux.
- Bain-Marie (réglé à 60°C pour les étapes de coloration),
- Lames et lamelles,

- Pince fine et aiguilles de dissection pour la manipulation des échantillons,
- Papier absorbant pour élimination des réactifs excédentaires.

3.2. Solutions utilisées

➤ Colorants

- Orcéine lactopropionique (1%) pour la visualisation des chromosomes lors de la méiose préparée selon le protocole de Dyer (1963),
- Bleu de coton dans le lactophénol pour le test de viabilité pollinique préparé selon le protocole de Mertens et Hammersmith (1998).

➤ Fixateur

- Carnoy : pour la fixation du matériel biologique

➤ Solution d'hydrolyse

- HCl 1N pour l'hydrolyse des parois polliniques.

➤ Eau distillée pour dilutions et rinçage.

La figure 2 représente le matériel et les réactifs utilisés.



Fig. 2 : Matériel et réactifs utilisés. a : microscope optique, b : loupe binoculaire, c et d : réactifs utilisés, e : boîte de Pétri contenant les boutons floraux de différentes tailles, f : préparation pour microscopie contenant des anthères colorées à l'orcéine lactopropionique.

4. Techniques de préparation cytogénétique

Dans ce travail, deux analyses principales sont réalisées :

- Étude du déroulement de la méiose pollinique
- Analyse du pollen (morphologie, production, viabilité, surface du pollen)

4.1. Analyse de la méiose pollinique

Pour suivre le déroulement de la méiose, une méthode de coloration simple est employée. Cette méthode comprend deux étapes principales :

- Hydrolyse acide

Quelques boutons floraux sont placés dans un tube Eppendorf et soumis à une hydrolyse acide avec 2 mL de HCl (1N) dans un bain-Marie à 60 °C pendant 2 à 3 minutes. Les échantillons sont, ensuite, rincés à l'eau distillée.

- Coloration

Les étamines sont déposées sur une lame porte-objet, puis recouvertes d'une goutte d'orcéine lactopropionique. Après quelques minutes, une légère pression est appliquée sur la lamelle avec une gomme de crayon pour écraser les étamines et libérer les cellules mères du pollen. L'excès de colorant est éliminé à l'aide du papier absorbant,

- Observation au microscope optique

Les observations sont réalisées avec un microscope optique Infitek équipé d'une caméra à diffusion directe (grossissement 10×40) et les meilleures préparations sont photographiées.

4.2. Étude des anomalies méiotiques

Cette analyse consiste à examiner toutes les lames contenant des cellules mères de pollen en division méiotique afin d'identifier et de quantifier les cellules anormales.

Chaque lame préparée est scrutée au microscope optique au grossissement 10×40. Les cellules en méiose (de la prophase I à la télophase II) sont analysées pour détecter d'éventuelles anomalies (retards, *asysapsis/desynapsis*, ponts chromosomiques, micronoyaux, etc.). Pour chaque lame, le nombre total de cellules normales (méiose régulière) et anormales est enregistré. Les anomalies sont classées par type (ex. : non-disjonction, fragmentation) et par stade méiotique (ex. : anomalie en anaphase I). Le pourcentage de cellules présentant des aberrations est déterminé par la formule :

$$\mathbf{T_{anomalies}} \text{ (\%)} = \mathbf{N_{anormales} / N_{totales}}$$

Où :

$T_{anomalies}$ = Taux d'anomalies méiotiques

$N_{anormales}$ = nombres de cellules mères avec des anomalies

$N_{totales}$ = nombres de cellules mères totales

4.3. Étude palynologique

- Collecte et préparation des grains de pollen

L'étude palynologique est réalisée sur un échantillon de 15 fleurs matures, collectées de manière aléatoire au stade pré-anthèse. Immédiatement après la récolte, les fleurs sont fixées dans du Carnoy afin de préserver l'intégrité structurale des grains de pollen. Ce protocole de fixation permet également une conservation optimale des caractéristiques morphologiques polliniques.

La technique utilisée pour étudier le pollen est inspirée du protocole de Mertens et Hamnersmith (1998 *in* Djafri-Bouallag *et al.* 2019) qui est une technique de coloration au Bleu de coton. Sous une loupe binoculaire, les anthères sont déposées sur une lame porte objet, dans une goutte d'eau, puis disséquées à l'aide d'une aiguille fine, afin de libérer les grains de pollen. Ces derniers sont ensuite colorés avec une goutte de Bleu de coton puis recouverts d'une lamelle avant de passer à l'observation au microscope optique.

- Analyse morphologique

L'observation au microscope optique (grossissement 10×) a permis d'évaluer plusieurs paramètres clés. La morphologie des grains est caractérisée selon des critères précis : forme générale, présence, type et nombre d'apertures, ainsi que la symétrie. Les grains présentant une coloration uniforme bleu foncé et une morphologie régulière sont considérés comme viables, tandis que ceux montrant des anomalies structurales ou une coloration faible ou complètement absente sont classés comme non viables.

- Dénombrement et estimation de la viabilité pollinique

Pour chaque fleur, un comptage exhaustif des grains de pollen est réalisé, distinguant systématiquement les grains viables (V) des non viables (NV).

Le taux de viabilité pollinique (TV) a été calculé selon la formule standard :

$$\text{TV (\%)} = \frac{V}{V + NV} \times 100$$

Où :

TV = Taux de viabilité pollinique

V = nombres de grains de pollen viables

NV = nombres de grains de pollen non viables

Cette approche quantitative permet d'établir une estimation fiable de la viabilité pollinique au sein de la population étudiée.

- Analyse de la taille du pollen

La taille (surface) des grains de pollen est déterminée par analyse d'image. Après photographie au microscope, les grains viables sont isolés numériquement à l'aide du logiciel Adobe Photoshop 2025. La surface de chaque grain est ensuite mesurée précisément avec le logiciel ImageJ. Au total, 300 mesures (20 grains par fleur sur 15 fleurs) sont réalisées, fournissant une base statistique robuste pour l'analyse dimensionnelle.

RESULTATS ET DISCUSSION

Résultats et discussion

Dans cette étude, nous avons analysé le déroulement de la méiose et les caractéristiques du pollen chez une population de Fabids échantillonnée dans la région d'Amizour (Béjaïa). L'observation des méioses polliniques a permis de suivre les différentes étapes de la méiose I et II. Par ailleurs, nous avons étudié plusieurs paramètres liés au pollen : sa morphologie (forme et structure), sa production (quantité émise), sa viabilité et les caractéristiques de sa surface.

1. Analyse de la méiose

L'analyse des cellules mères du pollen, prélevées sur des anthères de jeunes boutons floraux, a révélé un déroulement globalement régulier de la méiose, comme en attestent les différents stades observés. Toutefois, certaines irrégularités ont été notées, suggérant une instabilité occasionnelle du processus méiotique.

1.1. Déroulement régulier de la méiose

Les stades méiotiques identifiés sont représentés dans la figure 3.

Au cours de la division réductionnelle (méiose I) nous avons identifié les phases suivantes :

- **Métaphase I (Fig. 3A) :** Au niveau cette figure, on remarque que les chromosomes se dirigent vers le centre de la cellule et s'alignent sur la plaque équatoriale. L'alignement des chromosomes sur la plaque équatoriale indique un bon fonctionnement du fuseau achromatique. La disposition ordonnée des paires homologues reflète une recombinaison génétique normale, étape cruciale pour la diversité génétique (Hernández-Hernández *et al.*, 2016 ; Mukherjee *et al.* 2024).

- **Anaphase I (Fig. 3B-C) :** Dans cette étape les paires homologues se séparent et se dirigent vers les pôles opposés de la cellule. La séparation régulière des homologues vers les pôles opposés démontre une bonne coordination des complexes de cohésine. La migration symétrique observée dans la plupart des cellules indique un contrôle efficace du point de contrôle de l'anaphase (Horlow et Doutriaux 2003).

- **Télophase I (Fig. 3D) :** À ce stade, on observe la formation de deux noyaux haploïdes (à n chromosomes bichromatidiens), mais sans séparation immédiate du cytoplasme (pas de cytokinèse). Contrairement à de nombreuses Monocotylédones où la cytokinèse est généralement simultanée, les autres Angiospermes présentent typiquement une cytokinèse tardive, ne complétant la division cytoplasmique qu'après la télophase II (Furness et al., 2002).

Durant la division équationnelle (méiose II), les différentes phases mises en évidence sont :

- **Métaphase II (Fig. 3E) :** Sur cette photographie, on observe un bon alignement des chromosomes sur la plaque équatoriale dans chaque cellule fille. Cet alignement chromosomique précis est assuré grâce à des mécanismes méiotiques spécifiques (cohésine-Rec8, checkpoint Mad2/BubR1) et une organisation adaptative du fuseau achromatique, garantissant la séparation correcte des chromatides sœurs (Mukherjee et al., 2024).

- **Anaphase II (Fig. 3F) :** A ce stade, on constate la séparation des chromatides sœurs puis leur migration vers les pôles opposés. L'anaphase II déclenche la séparation irréversible des chromatides sœurs par le clivage des cohésines centromériques (Rec8) via la séparase activée par l'APC/CCdc20, tandis que les moteurs moléculaires (kinésines-5, dyneines) orchestrent leur migration bipolaire. Ce processus, strictement contrôlé par des checkpoints, garantit la production de noyaux haploïdes réguliers, clôturant la réduction chromatique méiotique (Alberts, et al., 2022).

- **Télophase II (Fig. 3G) :** Cette phase se caractérise par la reformation des noyaux et la cytokinèse finale, produisant ainsi quatre cellules haploïdes génétiquement distinctes à n chromosomes monochromatidiens. La télophase II clôt la méiose par la reformation de noyaux haploïdes. Dans la cellule végétale, un phragmoplaste guide l'édification de parois cellulaires via l'action coordonnée de protéines spécialisées (KNOLLE, KEULE, MAP65) au cours de la cytokinèse. Elle produit ainsi quatre microspores génétiquement distinctes prêtes pour la différenciation pollinique (Zickler et Kleckner 2015).

- **Tétrades (Fig. 3H) :** Cette figure montre des groupes de quatre microspores (tétrades) disposées en tétraèdre, chacune entourée d'une paroi cellulaire distincte, résultant de la cytodierèse finale de la méiose. Les microspores, de taille uniforme, présentent un cytoplasme dense et des parois légèrement réfringentes, caractéristiques du jeune pollen en

formation. Ce regroupement éphémère en tétrade, permis par une matrice de callose temporaire, optimise la production pollinique en isolant génétiquement les microspores tout en coordonnant leur maturation *via* des signaux hormonaux et épigénétiques (Gomez et *al.*, 2015).

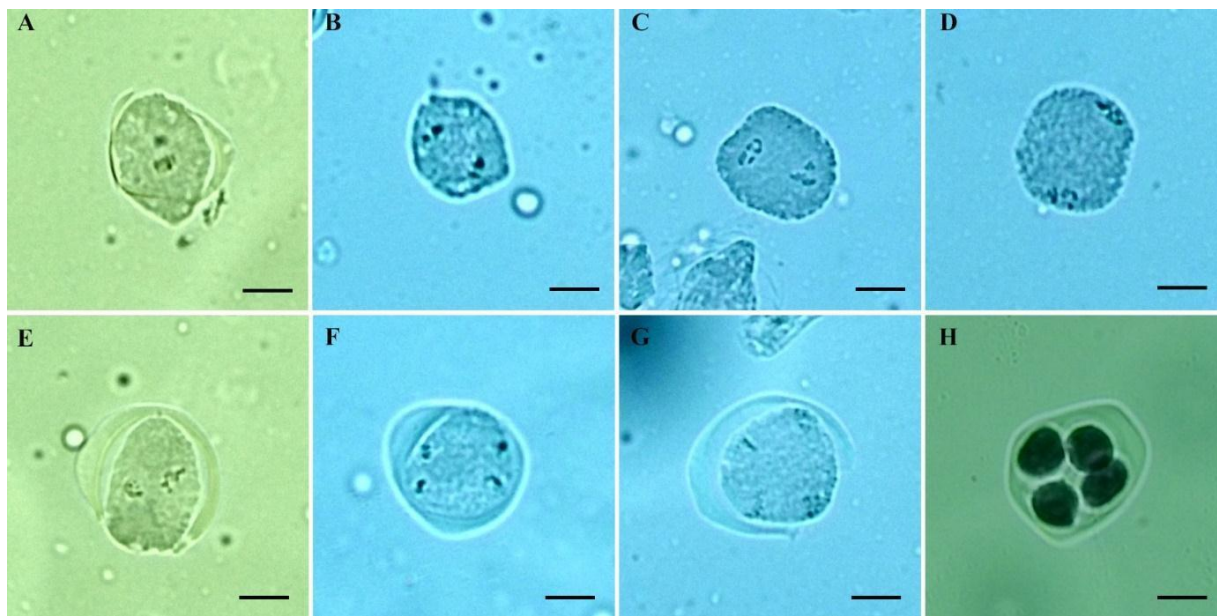


Fig. 03. Photographies de cellules mères de pollen de la population Amizour du clade des Fabids en division méiotique, colorées à l'orcéine lactopropionique et observées au microscope optique (G : 10x40). A-Métaphase I, B- Anaphase I, C -Anaphase I, D - Télaphase I, E-Métaphase II, F- Anaphase II, G- Télaphase II, H- Tétrade. Barres d'échelle = 10 μ m.

1.2. Déroutement irrégulier de la méiose

Cette étude a permis d'identifier plusieurs types d'anomalies méiotiques, telles que des monades, diades, triades (certaines présentant des micronoyaux), des tétrades avec micronoyaux, des cellules présentant une organisation tripolaire précoce (antérieure à la formation des triades), des chromosomes retardataires et des ponts chromatiques. L'ensemble de ces anomalies est synthétisé dans la figure 4.

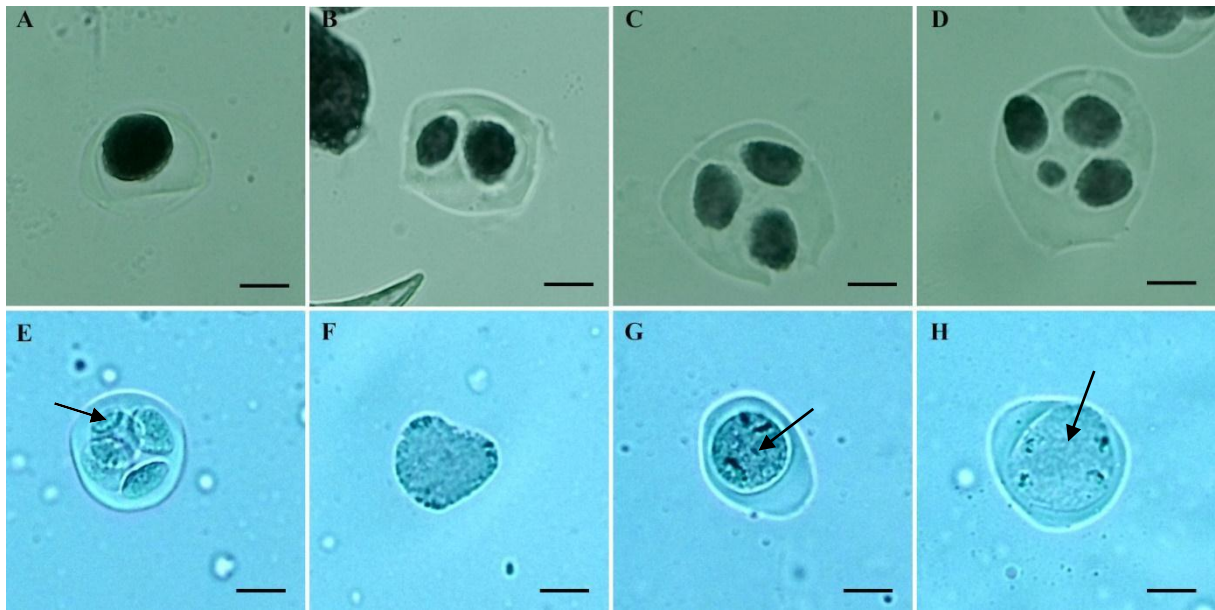


Fig. 4. Photographies de cellules mères de pollen de la population Amizour du clade des Fabids en division méiotique irrégulière, colorées à l'orceïne lactopropionique et observées au microscope optique (G : 10x40). A-Monade, B- Diade, C- Triade, D- Triade avec micronoyau, E- Tétrade avec micronoyau, F- Fuseau achromatique tripolaire, G- Chromosomes retardataires, H- Pont chromatique. Barres d'échelle = 10 µm.

- **Les cellules multipolaires ou les polyades** : Observées à la fin de la méiose II, ces cellules se manifestent par la production de microspores anormales : des monades (Fig. 4-A), des diades (Fig. 4-B) et des triades (Fig. 4-C, F) au lieu de tétrades.

Ces polyades résulteraient principalement de deux mécanismes :

- Des mutations génétiques (notamment ms28 et ms17) perturbant la formation du fuseau achromatique bipolaire (Albertsen et Phillips, 1981 ; Golubovskaya et Distanova, 1986) ;
- L'activité d'éléments transposables, comme l'ont démontré Caetano-Pereira et Pagliarini (2001).

- **Les micronoyaux (Fig. 4D-E)** : Ce sont de petites masses de chromatine, observées en périphérie des noyaux principaux en fin de méiose II. Selon Djafri-Bouallag et al. (2019), ces micronoyaux résulteraient de :

- Cytomixie (transfert de matériel génétique entre cellules)
- Chromosomes retardataires/surnuméraires (non intégrés aux noyaux filles)
- Cassures chromosomiques non réparées (fragments acentriques)

Ces micronoyaux sont souvent éliminés en fin de division méiotique, entraînant une perte de matériel génétique (Godoy et al., 2012).

- **Chromosomes retardataires (Fig. 4G)** : Ce sont des chromosomes qui persistent sur la plaque équatoriale sans atteindre les pôles cellulaires durant l'anaphase I. D'après Löve and Löve (1975), ces chromosomes retardataires peuvent résulter de plusieurs mécanismes :

1. Origines méiotiques précoces :

- Asynapsis lors de la prophase I,
- Séparation prématurée des bivalents,
- Terminalisation tardive des chiasmata.

2. Défauts d'attachement :

- Ancrage défectueux des kinétochores aux microtubules du fuseau,
- Dysfonctionnement des moteurs moléculaires (ex : dynéines).

Ces chromosomes peuvent conduire à :

- La formation de micronoyaux,
- Des gamètes aneuploïdies,
- La réduction de la fertilité.

- **Les ponts chromatiques (Fig. 4H)** : Observés en anaphase, ces ponts hétérochromatiques maintiennent liés les chromosomes homologues après leur séparation. Leur formation résulte de :

- Modifications structurelles chromosomiques (duplications, inversions ou insertions) (Ruvalcaba-Ruiz et Rodríguez-Garay, 2002, Elrod et Stansfield, 2003).
- Défauts de réparation des cassures double-brin par la protéine Spo11 (Horlow et Doutriaux, 2003).

L'épaisseur des ponts varie proportionnellement au nombre de chromosomes impliqués (Ruvalcaba-Ruiz et Rodriguez-Garay, 2002).

1.3. Analyse des anomalies méiotiques au stade tétrade (Fréquence relative des aberrations méiotiques au stade tétrade)

Dans le cadre de ce projet, notre objectif principal était d'analyser le déroulement de la méiose et d'évaluer les anomalies méiotiques chez une population du clade des Fabids échantillonnée dans la région Amizour. L'analyse cytologique a révélé que la majorité des boutons floraux observés (95 %) se trouvaient au stade tétrade, stade final de la méiose marqué par la formation de quatre microspores. Cette prédominance nous a conduits à focaliser notre étude sur ce stade clé pour caractériser ses anomalies méiotiques.

Nos observations sur 12308 cellules à ce stade ont révélé plusieurs types d'aberrations (Fig. 5):

- Monades : 16,73%
- Diades : 17,53%
- Triades avec ou sans micronoyau : 40,24%
- Tétrades : 25,48%

Ces anomalies seraient dues à des perturbations à différents niveaux du processus méiotique :

- Erreurs de ségrégation chromosomique (tripolarité : Fig. 4F, chromosomes retardataires : Fig. 4G)
- Cassures chromosomiques non réparées (à l'origine des micronoyaux : Fig. 4H)

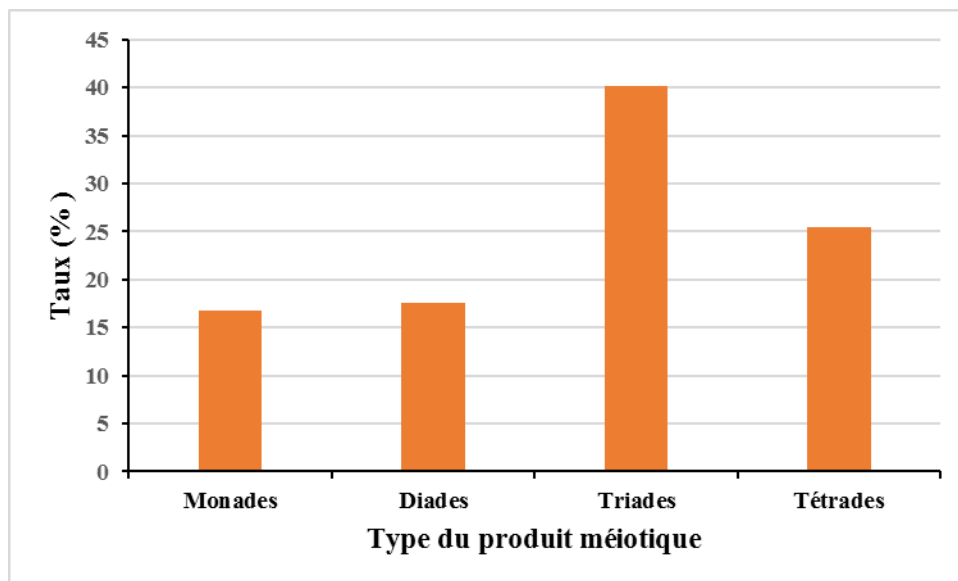


Fig. 5 : Taux des produits méiotiques du stade tétrade.

1.4. Dénombrement chromosomique

Le dénombrement chromosomique a été réalisé au stade de métaphase I, phase où les chromosomes homologues sont appariés sous forme de bivalents. Au cours de cette étude, nous avons identifié un unique méiocyte en métaphase I présentant 10 bivalents chromosomiques distincts (Fig. 6), suggérant un nombre chromosomique de $2n=2x=20$ pour la population étudiée.

Cependant, ce résultat préliminaire nécessite confirmation par des observations supplémentaires, d'autant plus qu'aucune donnée bibliographique n'est actuellement disponible concernant le caryotype de cette population. L'absence de références publiées souligne l'importance de poursuivre les investigations cytogénétiques pour valider cette observation.

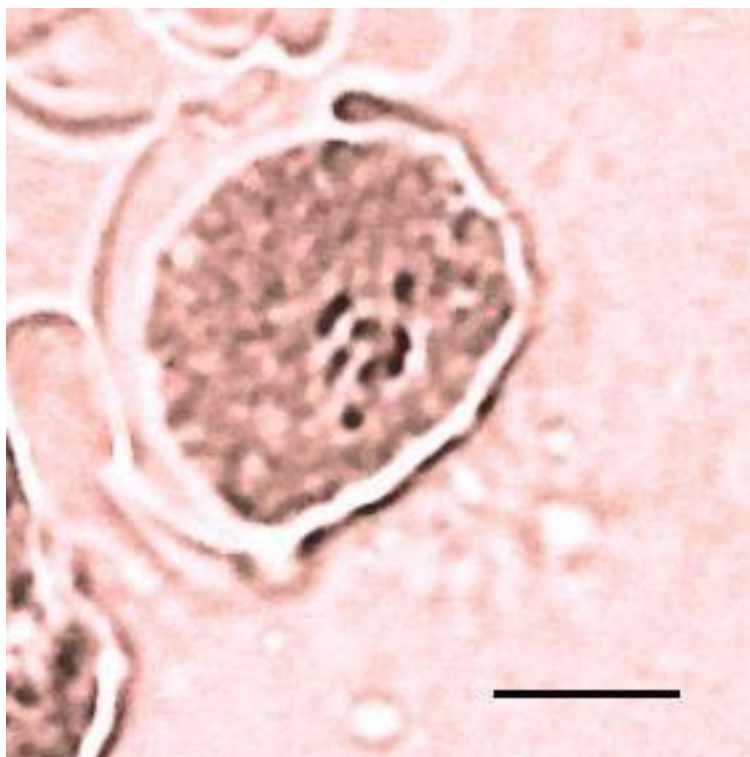


Fig. 6. Photographies d'une cellule mère de grain de pollen de la population Amizour du clade des Fabids au stade métaphase I de la division méiotique montrant 10 bivalents ($2n=2x=20$) , colorées à l'orcéine lactopropionique et observées au microscope optique (G : 10x40). Barre d'échelle = 10 μ m.

2. Analyse du pollen

Cette section présente les résultats obtenus lors de l'étude du pollen de 15 fleurs de la population Amizour du clade des Fabids. Quatre paramètres principaux ont été analysés :

- Morphologie pollinique : Observation au microscope optique de la forme et du nombre d'ouvertures des grains de pollen,
- Production pollinique : Quantification du nombre de grains produits par fleur,
- Viabilité pollinique : Évaluation du taux de grains viables après coloration au bleu de coton
- Taille du pollen : Mesure de la surface des grains sur des micrographies de pollen à l'aide du logiciel ImageJ.

2.1. Caractérisation morphologique

L'examen au microscope optique (G : 10×40) des grains de pollen viables, colorés au bleu de coton, a mis en évidence une morphologie prolattée (diamètre polaire/ diamètre équatorial >1) associée à une aperturation tricolporée (Fig. 7).

La forme du pollen chez les fabids est très variable. Selon Ben Amar (2012) l'identification des grains de pollen repose sur la taille, la forme, le nombre et la forme des ouvertures (pores ou sillons).

La disposition des ouvertures entraîne souvent la forme du pollen : ellipsoïdale, sphérique, cubique, octaédrique (Dajoz et al., 1993).

Les grains peuvent être sphériques ou allongés selon l'angle de vue. Lorsqu'ils sont allongés selon son axe polaire, ils sont dits longiaxes. Lorsqu'ils sont aplatis selon cet axe polaire, ils sont dits bréviaxes (Dobson, 2000).

Notre analyse révèle :

- En vue équatoriale (Fig. 7A-D), une forme prolattée marquée par trois colpus (sillons) bien définis
- En projection polaire (Fig. 7E-H), la présence de trois pores confirmant le type tripore

Cette combinaison caractérise une aperturation tricolporée typique, conforme aux descriptions de Faegri et Iversen (1950 *in* Gastaldi et al Abeilles 2021) pour les formes prolatées.

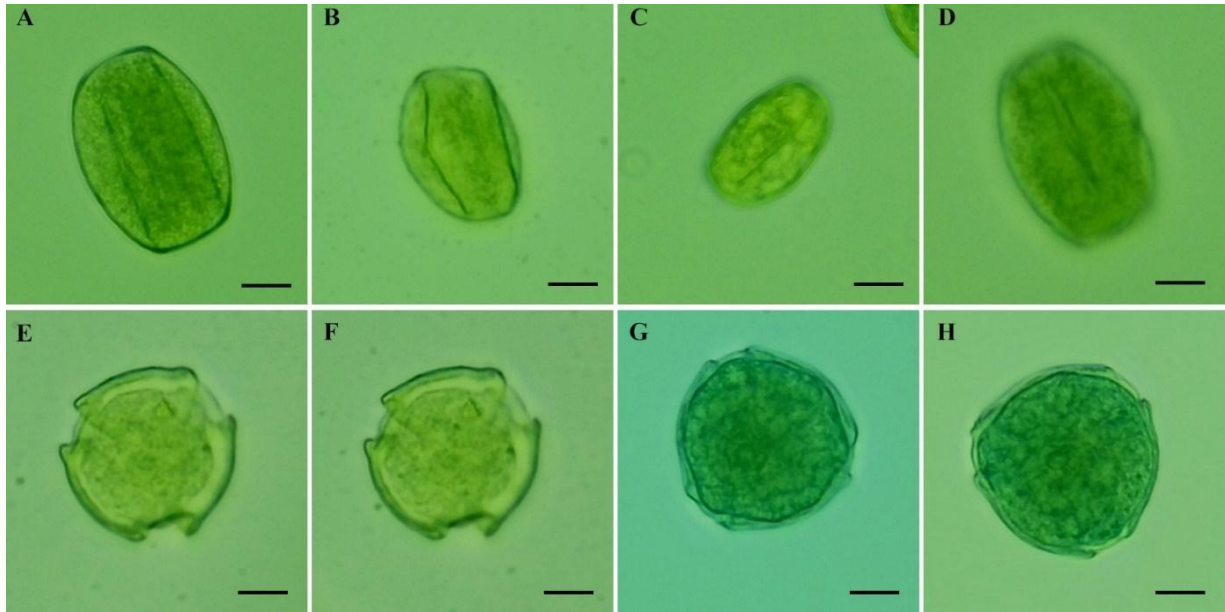


Fig. 7. Photographies des grains de pollen viables de la population Amizour du clade des Fabids observés au microscope optique (G : 10x40). A-D vue équatoriale, E-F vue polaire. Barres d'échelle = 10 µm.

2.2. Production pollinique

L'évaluation quantitative par microscopie optique, après coloration au bleu de coton, a révélé une production pollinique moyenne de 13527,67 grains de pollen par fleur chez l'espèce étudiée (clade des Fabids). Les données montrent une variation significative entre individus, avec des extrêmes allant de 9493 à 17452 grains de pollen /fleur (Fig. 8). Bien que le nombre d'étamines soit constant au sein des fleurs, la production pollinique présente une variabilité intraspécifique remarquable.

Le nombre de grains de pollen est un élément essentiel des stratégies de reproduction des plantes et varie considérablement entre et au sein des espèces. En agriculture, la viabilité du pollen est importante pour la sélection des cultures (Kakui *et al.*, 2020).

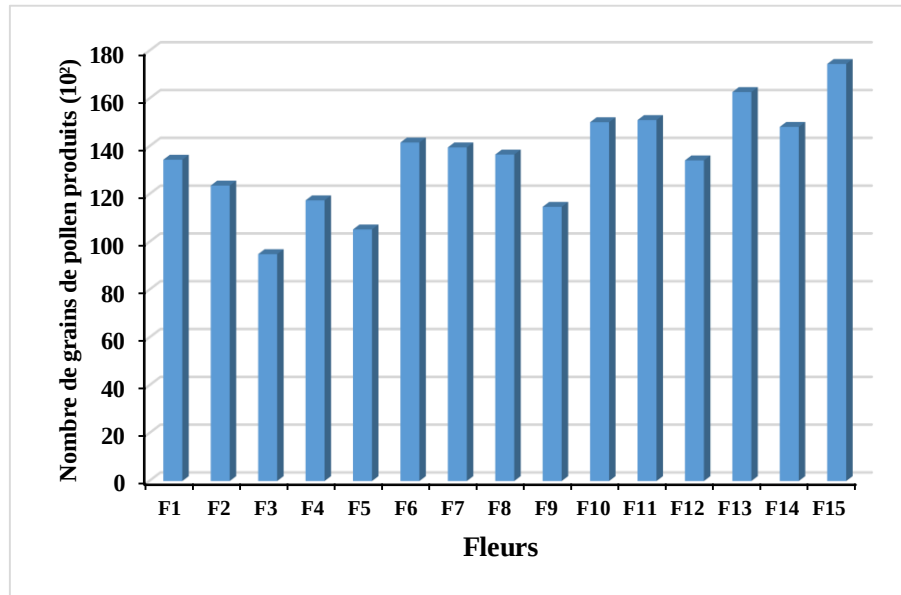


Fig. 8 : Diagramme représentant la production pollinique par fleur de la population Amizour du clade des Fabids étudiée.

2.3. Étude de la viabilité pollinique

Généralement les grains de pollen restent vivants pendant un certain temps après leur libération. On peut déterminer la qualité du pollen par des méthodes classiques, comme les techniques de coloration ou la germination du pollen *in vitro* (Heidmann, 2016).

L'observation au microscope optique nous a permis de distinguer les grains de pollen viables qui présentent un cytoplasme gonflé, des parois régulières et une coloration bleu vif. (Fig.9A).

Les grains non viables (anormaux) sont de couleur bleu clair ou incolore, avec des parois irrégulières et de petites tailles (Fig.9B).

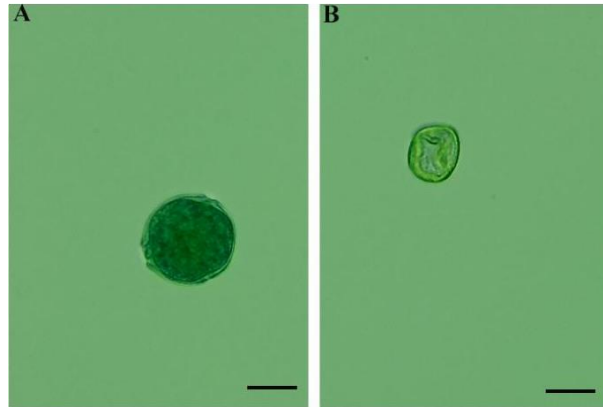


Fig. 9. Photographies de grains de pollen de la population Amizour du clade des Fabids colorés au bleu de coton et observés au microscope optique (G : 10x40). A- grain de pollen viable, B- grain de pollen non viable. Barres d'échelle = 10 µm.

La viabilité pollinique, évaluée par coloration au bleu de coton, présente des taux élevés dans la population étudiée (Fig. 10). Les grains viables, caractérisés par une morphologie régulière et une coloration intense (Fig. 9), contrastent avec les grains non viables, partiellement colorés ou incolores.

L'histogramme de la figure 10 révèle une légère variabilité entre individus, avec des valeurs oscillantes entre 93,34 % et 96,26 %, pour une viabilité moyenne de 94,92 %.

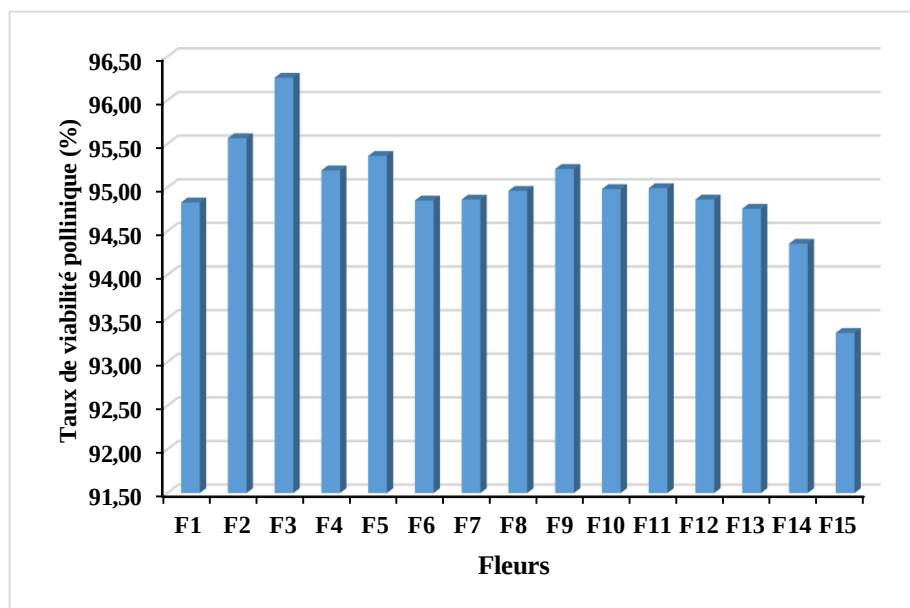


Fig. 10. Diagramme représentant le taux de viabilité pollinique par fleur de la population Amizour du clade des Fabids étudiée.

2.4. La surface des grains de pollen

L'analyse pollinique constitue un outil taxonomique précieux, chaque type de pollen présentant des caractéristiques spécifiques à un groupe végétal, voire à une espèce (Dutau, 2008). L'examen de la figure 11 révèle une variation morphologique remarquable, particulièrement au niveau de la taille qui varie de 576,63 μm^2 jusqu'à 1566,05 μm^2 .

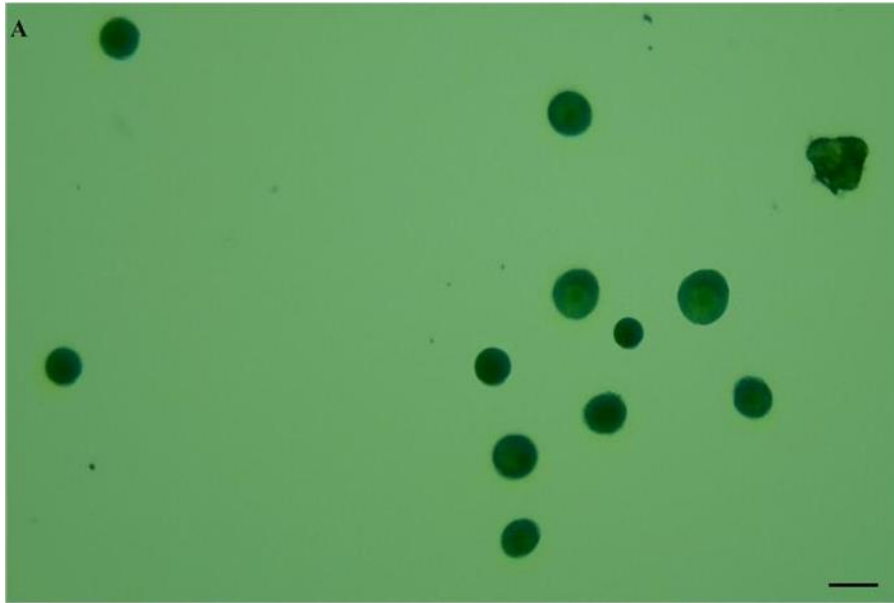


Fig. 11. Photographie de pollen de la population Amizour du clade des Fabids colorés au bleu de coton et observés au microscope optique (G : 10x40) montrant des grains viables de taille hétérogène. Barre d'échelle = 10 μm .

L'étude morphométrique a été conduite sur un échantillon de 300 grains de pollen viables, à raison de 20 grains par fleur. Les images numériques ont subi un prétraitement par Photoshop 2025 avant analyse quantitative avec le logiciel ImageJ, permettant une mesure précise des surfaces polliniques (Tableau I, Fig. 12).

Tableau I : Paramètres statistiques relatifs à la surface des grains de pollen mesurés pour la population Amizour (clade des Fabids). Min : minimum, Max : maximum, Moy : moyenne, CV : coefficient de variation

	F1	F2	F3	F4	F5	F6	F7	F8	F9	F10	F11	F12	F13	F14	F15
Min (μm^2)	912,76	833,36	778,00	751,78	576,63	587,91	582,77	603,37	872,56	672,26	885,95	664,53	713,83	631,92	613,02
Max (μm^2)	1278,99	1197,74	1151,96	1202,66	1067,49	1170,30	1047,60	842,94	1566,05	1225,15	1221,56	1342,57	1376,15	1109,58	1270,12
Moy (μm^2)	1076,17	985,96	981,29	929,99	807,14	764,31	896,83	677,32	1041,49	974,53	1070,90	1030,14	1007,73	939,08	886,66
CV (%)	9,26	7,91	10,10	14,44	20,10	21,10	12,35	7,86	14,67	12,51	7,91	15,44	15,93	10,72	18,48

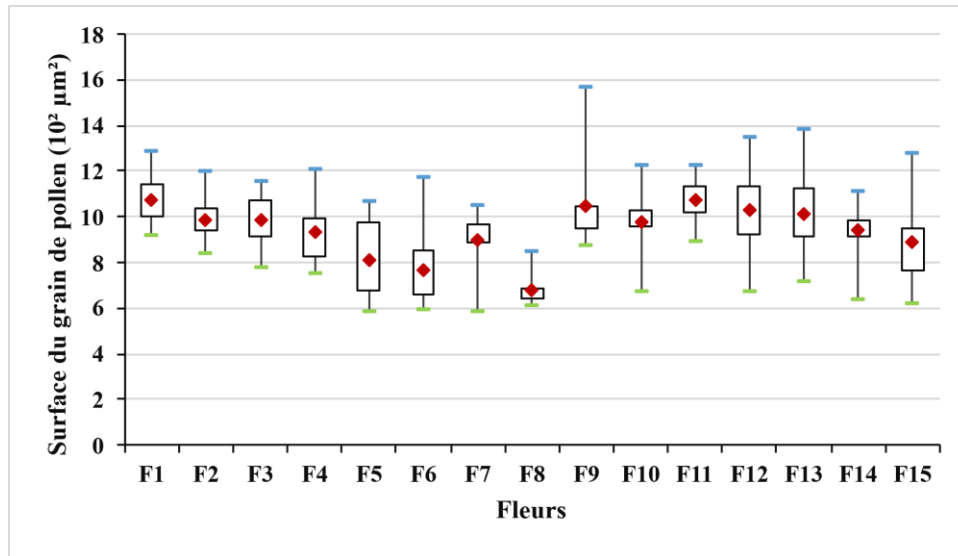


Fig. 12. Diagramme en boîte à moustaches représentant la variation interfleur de la surface des grains de pollen viables des fleurs de la population Amizour du clade des Fabids.

Les résultats mettent en évidence deux niveaux de variation (Figure 12) :

- Variation inter-fleurs : La surface pollinique montre un gradient important, allant de $603,36 \mu\text{m}^2$ à $842,94 \mu\text{m}^2$ avec une moyenne de $677,32 \mu\text{m}^2$ pour la fleur 8, et de $912,76 \mu\text{m}^2$ à $1278,99 \mu\text{m}^2$ avec une moyenne de $1076,17 \mu\text{m}^2$ au niveau de la fleur 1, avec une moyenne de $880 \mu\text{m}^2$ pour l'ensemble de la population. Cette dispersion suggère une plasticité phénotypique marquée.
- Variation intra-fleurs : Nous observons deux profils distincts :
 - ✓ Fleurs à pollen homogène ($\text{CV} < 15\%$) : fleurs 1-4, 7-11, 14
 - ✓ Fleurs à pollen hétérogène ($\text{CV} > 15\%$) : fleurs 5, 6, 12, 13, 15

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Conclusion et perspectives

Le présent travail est consacré à l'analyse cytogénétique d'une population du clade des Fabids échantillonnée dans la région d'Amizour (wilaya de Béjaïa). Afin d'apporter des réponses à cette thématique nous avons opté pour une coloration à l'orcéine lactopropionique pour l'étude de la méiose et le protocole de Mertens et Hamnersmith (1998) pour l'étude du pollen.

L'étude cytologique des cellules mères du pollen a permis de caractériser le déroulement de la méiose chez la population étudiée, révélant à la fois des mécanismes réguliers et des anomalies significatives. La majorité des cellules ont atteint le stade tétrade, marquant l'achèvement normal de la méiose avec la production de quatre microspores haploïdes. Les stades méiotiques (méiose I et II) ont été identifiés avec précision, mettant en évidence des processus cellulaires et moléculaires bien contrôlés, tels que l'alignement des chromosomes, la séparation des homologues et des chromatides sœurs, et la cytokinèse finale.

Cependant, des irrégularités ont été observées, incluant des polyades (monades, diades, triades), des chromosomes retardataires, des ponts chromatiques et des micronoyaux. Ces anomalies suggèrent des perturbations méiotiques, potentiellement liées à des défauts de ségrégation chromosomique, des mutations génétiques (ex. fuseau mitotique) ou des cassures non réparées de l'ADN.

Par ailleurs, un dénombrement chromosomique préliminaire en métaphase I a révélé un nombre diploïde de $2n=20$, bien que cette observation nécessite une validation en l'absence de données bibliographiques comparatives.

L'étude morphologique, quantitative et qualitative du pollen chez la population Amizour du clade des Fabids a permis de caractériser plusieurs aspects essentiels de la biologie reproductive de cette espèce.

Sur le plan morphologique, les grains de pollen présentent une forme prolattée typique avec une aperturation tricolporée, conforme aux descriptions classiques des Fabids. Cette structure, observée en vue équatoriale et polaire, confirme une adaptation potentielle aux mécanismes de dispersion et de fécondation propres à ce groupe végétal.

La production pollinique s'est révélée élevée (moyenne de 13 527,67 grains par fleur), mais avec une variabilité interindividuelle significative (de 9 493 à 17 452 grains/fleur). Cette variation pourrait refléter des différences génétiques, physiologiques ou environnementales influençant la fertilité mâle.

La viabilité pollinique, évaluée par coloration au bleu de coton, s'est avérée élevée (94,92 % en moyenne), avec une faible variabilité entre individus (93,34 % à 96,26 %). Ces résultats suggèrent une forte efficacité reproductive, bien que des analyses complémentaires (germination *in vitro*) pourraient affiner cette évaluation.

L'analyse morphométrique a révélé une hétérogénéité marquée dans la taille des grains de pollen, avec des surfaces variant de 576,63 μm^2 à 1 566,05 μm^2 . Cette variabilité, observée à la fois entre fleurs (gradient de 677,32 μm^2 à 1 076,17 μm^2) et au sein de certaines fleurs (CV >15 %), pourrait résulter de facteurs génétiques, épigénétiques ou environnementaux.

Cette étude révèle que la méiose, bien que vitale pour la reproduction, présente des anomalies dans cette population. Ces résultats ouvrent la voie à de futures recherches pour en comprendre les causes et les impacts. Elle fournit également des données de référence sur la biologie pollinique de cette population, mettant en évidence une bonne viabilité et une production abondante, mais aussi une plasticité morphologique remarquable. Ces résultats ouvrent des perspectives pour des recherches ultérieures sur les causes de cette variabilité et ses implications écologiques et évolutives. Une comparaison avec d'autres populations ou espèces proches permettrait de mieux comprendre les stratégies reproductives au sein des Fabids.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Références Bibliographiques

A

Alberts B., et al., 2022 : Molecular Biology of the Cell. Chapitre 17 : "Meiosis and Sexual Reproduction" (7e édition). New York: Garland Science. pp. 1021–1080.DOI: 10.1201/9781003359241

Albertsen, M. C., & Phillips, R. L. (1981) : Developmental cytology of 13 genetic male-sterile loci in maize. Canadian Journal of Genetics and Cytology, 23, 195–208.

Alhamidi N.A, 2017 : Etude du pollen de quelques espèces allergisantes de la région de Tlemcen, thèse de doctorat, faculté de médecine, université de Abou Baker Belkaid Tlemcen, 97 P.

B

Banks H., Stafford P., Crane P.R., 2007 : Aperture variation in the pollen of Nelumbo (Nelumbonaceae). Grana 46: 157–163.

Bousmid A, 2019 : Biologie florale et diversité pollinique chez certaines Angiospermes d'intérêt économique, thèse de doctorat, Faculté des sciences de la nature et de la vie Département de Biologie et Ecologie végétales, université des frères mentouri Constantine, 199 p.

Burghgraeve N., 2018 : Mécanisme et conséquences évolutives de la dominance au locus d'auto-incompatibilité chez *Arabidopsis*. Thèse de Doctorat, université de Lille, France, 179p.

C

Caetano-Pereira, C. M., & Pagliarini, M. S. (2001) : A new meiotic abnormality in Zea mays: multiple spindles associated with abnormal cytokinesis in both division. Genome, 44(5), 865–871

Cantino, P. D., Doyle, J. A., Graham, S. W., Judd, W. S., Olmstead, R. G., Soltis, D. E., Soltis, P. S., & Donoghue, M. J. (2007) : Towards a phylogenetic nomenclature of Tracheophyta. *Taxon*, 56(3), 822–846. doi:10.2307/25065864

Cardoni S., R. Piredda T., Denk G.W., Grimm A. C., Papageorgiou E. D., Schulze A. , Scoppola P. S. , Shanjani Y., Suyama N., Tomaru J. R.P., Worth and Simeone M. C., 2022 : 5S-IGS rDNA in wind-pollinated trees (*Fagus* L.) encapsulates 55 million years of reticulate evolution and hybrid origins of modern species. *The Plant Journal*: 109, 909–926

D

Dajoz I., Tillbottraud I., and Gouyon P.H., (1993) : Pollen aperture polymorphism and gametophyte performance in *Viola diversifolia*. *Evolution* 47: 1080–1093

de Vienne D.M., 2016: Lifemap: Exploring the Entire Tree of Life. *PLOS Biology* 14(12) : e2001624. doi: 10.1371/journal.pbio.2001624.

Djafri-Bouallag L., Ourari M., Sahnoune M., 2019 : A cytogenetic and pollen study of annual *Medicago* species from Soummam Valley (Northeastern of Algeria). *Acta Bot. Croat.* 78 (1), 82–90.

Dutau G., 2008 : France and pollens, *La Lettre du Pneumologue* • Vol. XI - n° 3, 111p.

E

Elrod S. et Stansfield W., 2003 : Génétique. 4ième Edition. Ediscience international. Paris.

Erdtman G., 1969: Handbook of Palynology – An Introduction to the Study of Pollen Grains and Spores. Munksgaard, Copenhagen.

F

Furness C.A., Rudall P.J., Sampson F.B., 2002 : Evolution of microsporogenesis in Angiosperms. *International Journal of Plant Sciences* 163: 235–260

G

- Gao J. et Colaiácovo M.P., 2018 :** Zipping and Unzipping: Protein Modifications Regulating Synaptonemal Complex Dynamics. Trends in Genetics 34(3): 232-245. DOI: 10.1016/j.tig.2017.12.001
- Gastaldi, et al Abeilles., et al., 2021 :** Structure et morphologie d'un grain de pollen. Bui Thi Mai (CEPAM-CNRS, France), Girard M. (CEPAM-CNRS, France). 2p.
- Godoy S.M., Pereira A.R.A., Romagnolo M.B., Risso-Pascotto C., 2012:** Meiotic behavior during microsporogenesis of *Alchornea triplinervia* (Sprengel) Müller Argoviensis. Ciência Rural, Vol. 42, n°6, P. 1027-1032.
- Golubovskaya, I. N., & Distanova, E. E. (1986) :** Locating of the mei-gene ms43 by TB-A stocks. Maize Genetics Cooperation Newsletter, 60, 106–107.
- Gomez J.F., Talle B., Wilson Z.A., 2015 :** Anther and pollen development: A conserved developmental pathway. J Integr Plant Biol 57: 876–891
- Gray S. et Cohen. P. E., 2016:** Control of Meiotic Crossovers: From Double-Strand Break Formation to Designation. Annual review of genetics, 50, 175–210.
<https://doi.org/10.1146/annurev-genet-120215-035111>

H

- Hernández-Hernández A., et al., 2016:** The central element of the synaptonemal complex in mice is organized as a bilayered junction structure. Journal of Cell Science 129(12): 2239-2249. DOI: 10.1242/jcs.182741
- Hesse M. and Blackmore. S., 2013:** Editorial: Preface to the Special Focus manuscripts. Plant Syst Evol 299: 1011–1012
- Horlow C. et Doutriaux. M.P., 2003 :** Les mécanismes moléculaires de la méiose chez les plantes. Médecine/Sciences 19: 717-23

J

Jahier J, Chever A. M, Eber F, Delourne R, Et Tanguy A. M. (1992) : Techniques de la cytogénétique végétale. Ed. INRA, Paris. p. 183

K

Kakui H., Yamazaki M., Hamaya NB., Shimizu K.K. (2020) : Pollen Grain Counting Using a Cell Counter. In: Geitmann, A. (eds) Pollen and Pollen Tube Biology. Methods in Molecular Biology, vol 2160. Humana, New York, NY. ISBN978-1-0716-0671-1.https://doi.org/10.1007/978-1-0716-0672-8_1. juin 2022.

Kubitzki K. et al., 2004: The Families and Genera of Vascular Plants: Vol. VI. Celastrales, Oxalidales, Rosales, Cornales, Ericales. Ed. Kubitzki K, Berlin: Springer-Verlag.

Kubitzki K. et al., 2011: The Families and Genera of Vascular Plants: Vol. X. Sapindales, Cucurbitales, Myrtaceae. Ed. Kubitzki K, Berlin: Springer-Verlag.

Kubitzki K. et al., 2014: The Families and Genera of Vascular Plants: Vol. XI. Malpighiales. Ed. Kubitzki K, Berlin: Springer-Verlag.

L

Lao J.P., Cloud. V., Huang. C-C., Grubb. J., Thacker. D., et al., 2013: Meiotic Crossover Control by Concerted Action of Rad51-Dmc1 in Homolog Template Bias and Robust Homeostatic Regulation. PLoS Genet 9(12): e1003978. doi:10.1371/journal.pgen.1003978

Legume Phylogeny Working Group (LPWG). (2017) : A new subfamily classification of the Leguminosae based on a taxonomically comprehensive phylogeny. Taxon, 66(1), 44–77.

Löve A. and Löve D., 1975. Plant chromosomes. Ed. Cramer. Vaduz. 184p

Luptovčiak I., Komis G., Takáč T., Ovečka M., Šamaj J., 2017: Katanin: Sword Cutting Microtubules for Cellular, Developmental, and Physiological Purposes. Front.Plant Sci. 8:1982.doi: 10.3389/fpls.2017.01982

M

Mukherjee A., C. Spanos and Marston A. L., 2024: Distinct roles of spindle checkpoint proteins in meiosis. *Current Biology* 34, 3820–3829

P

Pagliarini M. S. (2000) : Meiotic behavior of economically important plant species: the Relationship between fertility and male sterility. *Genetics and Molecular Biology, Brasil.* 23, 4, p. 997-1002

Q

Quézel P. et Santa S., 1962-1963. Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales. 2 vols. Paris : Éditions du Centre National de la Recherche Scientifique (CNRS).

R

Ruvalcaba-Ruiz D. et Rodriguez-Garay B., 2002. Aberrant meiotic behavior in *Agave tequilana* Weber var. azul. *BMC Plant Biology*, 1471-2229/2/10.

S

Schatz B., M. Proffit F., Kjellberg M. et Hossaert-M.K., 2013 : Interactions insectes-plantes chapitre 32 Un réseau trophique complexe : le cas des figuiers. Ed. Quae, Paris, 784p.

Schoch C.L., et al., 2020: NCBI Taxonomy: a comprehensive update on curation, resources and tools. Database (Oxford).

Small E., 2011: Alfalfa and relatives: Evolution and classification of *Medicago*. NRC Research Press, Ottawa, Ontario, Canada.

Stevens P. F., 2017: (2001 onwards). Angiosperm Phylogeny Website. Version 14, July 2017 [and more or less continuously updated since].
<http://www.mobot.org/MOBOT/research/APweb/>

T

The Angiosperm Phylogeny Group., 2016: An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification of the orders and families of flowering plants: APG IV. Botanical Journal of the Linnean Society 181: 1-20. **(APG 2016)**

Z

Zickler D. et Kleckner. N., 2015: Meiosis: Molecular Mechanisms and Cytogenetic Diversity. Berlin : Springer.

Résumé :

Cette étude analyse la cytogénétique d'une population végétale du clade des Fabids, échantillonnée à Amizour (Béjaïa). Deux méthodes sont employées : une coloration à l'orcéine lactopropionique pour observer la méiose et une coloration au bleu de coton pour étudier le pollen.

L'examen des cellules mères du pollen révèle un déroulement globalement normal de la méiose, bien que des anomalies (polyades, chromosomes retardataires, micronoyaux) aient été détectées, probablement dues à des erreurs de ségrégation chromosomique ou à des cassures d'ADN. Un comptage préliminaire en métaphase I suggère un nombre diploïde de $2n = 2x = 20$, mais cette observation doit être confirmée.

L'analyse pollinique montre une morphologie typique des Fabids : grains prolatés et aperturation tricolporée, favorisant la dispersion et la fécondation. La production pollinique est élevée (moyenne de 13 527 grains/fleur), mais avec une forte variabilité interindividuelle, probablement liée à des facteurs génétiques ou environnementaux. La viabilité pollinique est élevée (94,92 %), indiquant une forte capacité reproductive. En revanche, la taille des grains présente une hétérogénéité marquée, variant entre fleurs et au sein d'une même fleur, pouvant refléter des influences génétiques, épigénétiques ou environnementales.

Ces résultats ouvrent des perspectives pour des études futures, notamment des comparaisons avec d'autres populations pour comprendre les mécanismes reproductifs et évolutifs des Fabids. Des recherches supplémentaires pourraient explorer l'impact des anomalies méiotiques sur la fertilité et les causes de la variabilité pollinique observée.

Mots clés : Cytogénétique, clade des Fabids, méiose, anomalies méiotiques, pollen.

Abstract:

This study analyzes the cytogenetics of a plant population from the Fabids clade, sampled in Amizour (Béjaïa). Two methods were used: lactopropionic orcein staining to observe meiosis and cotton blue staining to study pollen.

Examination of pollen mother cells revealed an overall normal meiosis process, although abnormalities (polyads, lagging chromosomes, micronuclei) were detected, likely due to chromosomal segregation errors or DNA breaks. A preliminary count at metaphase I suggests a diploid number of $2n = 2x = 20$, though this observation requires confirmation.

Pollen analysis showed typical Fabids morphology: prolate grains with tricolporate apertures, promoting dispersal and fertilization. Pollen production was high (averaging 13,527 grains/flower) but exhibited strong interindividual variability, possibly linked to genetic or environmental factors. Pollen viability was high (94.92%), indicating strong reproductive capacity. However, grain size displayed marked heterogeneity, varying between flowers and within the same flower, potentially reflecting genetic, epigenetic, or environmental influences.

These findings open avenues for future studies, including comparisons with other populations to better understand Fabids' reproductive and evolutionary mechanisms. Further research could explore the impact of meiotic abnormalities on fertility and the causes of observed pollen variability.

Keywords: Cytogenetics, Fabids clade, meiosis, meiotic abnormalities, pollen.

ملخص:

تُحل هذه الدراسة علم الوراثة الخلوية لمجموعة نباتية من فرع Fabids، أُخذت عينات منها في أميزور (بجاية). استُخدمت طريقتان: تلوين بالأورسين اللاكتوبروبيوني coloration à l'orcéine lactopropionique لرصد الانقسام الاختزالي، و تلوين بالقطن الأزرق coloration au bleu de coton لدراسة حبوب اللقاح.

أظهر فحص الخلايا الأم لحبوب اللقاح مسارًا طبيعيًا للانقسام الاختزالي، على الرغم من رصد تشوهات (تعددات كروموسومات، كروموسومات متأخرة، نوى دقيقة)، ربما بسبب أخطاء في فصل الكروموسومات أو كسور في الحمض النووي. يشير إحصاء أولي للطور الاستوائي الأول إلى أن عدد الصبغيات الثنائية هو $2n = 2x = 20$ ، إلا أن هذه الملاحظة تتطلب تأكيدًا.

يُظهر تحليل حبوب اللقاح مورفولوجيا نموذجية لنبات Fabids: حبوب ممتدة وفتحات ثلاثية الألوان، مما يُساعد على الانتشار والإخصاب. يتميز إنتاج حبوب اللقاح بارتفاعه (بمعدل 725,21 حبة/زهرة)، ولكن مع تباين كبير بين الأفراد، يُحتمل أن يكون مرتبطًا بعوامل وراثية أو بيئية. تتميز حبوب اللقاح بقبليتها للحياة (49.42%)، مما يدل على قدرة تكاثرية قوية. ومع ذلك، يُظهر حجم الحبوب تباينًا ملحوظًا، إذ يتفاوت بين الأزهار وداخلها، مما قد يعكس تأثيرات وراثية أو وراثية أو بيئية.

تفتح هذه النتائج أفقًا للدراسات المستقبلية، لا سيما المقارنات مع مجموعات سكانية أخرى لفهم الآليات التكاثرية والتطورية لنباتات الفابيد. ويمكن لمزيد من الأبحاث استكشاف تأثير التشوهات الانقسامية على الخصوبة وأسباب تباين حبوب اللقاح الملحوظ.

الكلمات المفتاحية: علم الوراثة الخلوية، فرع Fabids، الانقسام المنصف، التشوهات الانقسامية، حبوب اللقاح.

Résumé :

Cette étude analyse la cytogénétique d'une population végétale du clade des Fabids, échantillonnée à Amizour (Béjaïa). Deux méthodes sont employées : une coloration à l'orcéine lactopropionique pour observer la méiose et une coloration au bleu de coton pour étudier le pollen.

L'examen des cellules mères du pollen révèle un déroulement globalement normal de la méiose, bien que des anomalies (polyades, chromosomes retardataires, micronoyaux) aient été détectées, probablement dues à des erreurs de ségrégation chromosomique ou à des cassures d'ADN. Un comptage préliminaire en métaphase I suggère un nombre diploïde de $2n = 2x = 20$, mais cette observation doit être confirmée.

L'analyse pollinique montre une morphologie typique des Fabids : grains prolatés et aperturation tricolporée, favorisant la dispersion et la fécondation. La production pollinique est élevée (moyenne de 13 527 grains/fleur), mais avec une forte variabilité interindividuelle, probablement liée à des facteurs génétiques ou environnementaux. La viabilité pollinique est élevée (94,92 %), indiquant une forte capacité reproductive. En revanche, la taille des grains présente une hétérogénéité marquée, variant entre fleurs et au sein d'une même fleur, pouvant refléter des influences génétiques, épigénétiques ou environnementales.

Ces résultats ouvrent des perspectives pour des études futures, notamment des comparaisons avec d'autres populations pour comprendre les mécanismes reproductifs et évolutifs des Fabids. Des recherches supplémentaires pourraient explorer l'impact des anomalies méiotiques sur la fertilité et les causes de la variabilité pollinique observée.

Mots clés : Cytogénétique, clade des Fabids, méiose, anomalies méiotiques, pollen.

Abstract:

This study analyzes the cytogenetics of a plant population from the Fabids clade, sampled in Amizour (Béjaïa). Two methods were used: lactopropionic orcein staining to observe meiosis and cotton blue staining to study pollen.

Examination of pollen mother cells revealed an overall normal meiosis process, although abnormalities (polyads, lagging chromosomes, micronuclei) were detected, likely due to chromosomal segregation errors or DNA breaks. A preliminary count at metaphase I suggests a diploid number of $2n = 2x = 20$, though this observation requires confirmation.

Pollen analysis showed typical Fabids morphology: prolate grains with tricolporate apertures, promoting dispersal and fertilization. Pollen production was high (averaging 13,527 grains/flower) but exhibited strong interindividual variability, possibly linked to genetic or environmental factors. Pollen viability was high (94.92%), indicating strong reproductive capacity. However, grain size displayed marked heterogeneity, varying between flowers and within the same flower, potentially reflecting genetic, epigenetic, or environmental influences.

These findings open avenues for future studies, including comparisons with other populations to better understand Fabids' reproductive and evolutionary mechanisms. Further research could explore the impact of meiotic abnormalities on fertility and the causes of observed pollen variability.

Keywords: Cytogenetics, Fabids clade, meiosis, meiotic abnormalities, pollen.

ملخص:

تُحل هذه الدراسة علم الوراثة الخلوية لمجموعة نباتية من فرع Fabids، أُخذت عينات منها في أميزور (بجاية). استُخدمت طريقتان: تلوين بالأورسين اللاكتوبروبيوني coloration à l'orcéine lactopropionique لرصد الانقسام الاختزالي، و تلوين بالقطن الأزرق coloration au bleu de coton لدراسة حبوب اللقاح.

أظهر فحص الخلايا الأم لحبوب اللقاح مسارا طبيعيا للانقسام الاختزالي، على الرغم من رصد تشوهات (تعدادات كروموسومات، كروموسومات متأخرة، نوى دقيقة)، ربما بسبب أخطاء في فصل الكروموسومات أو كسور في الحمض النووي. يشير إحصاء أولي للطور الاستوائي الأول إلى أن عدد الصبغيات الثنائية هو $2n = 2x = 20$ ، إلا أن هذه الملاحظة تتطلب تأكيداً.

يُظهر تحليل حبوب اللقاح مورفولوجيا نموذجية لنبات Fabids: حبوب ممتدة وفتحات ثلاثية الألوان، مما يُساعد على الانتشار والإخصاب. يتميز إنتاج حبوب اللقاح بارتفاعه (بمعدل 13,527 حبة/زهرة)، ولكن مع تباين كبير بين الأفراد، يُحتمل أن يكون مرتبطاً بعوامل وراثية أو بيئية. تتميز حبوب اللقاح بقابليتها للحياة (49.42%)، مما يدل على قدرة تكاثرية قوية. ومع ذلك، يُظهر حجم الحبوب تبايناً ملحوظاً، إذ يتفاوت بين الأزهار وداخلها، مما قد يعكس تأثيرات وراثية أو بيئية.

تفتح هذه النتائج أفقا للدراسات المستقبلية، لا سيما المقارنات مع مجموعات سكانية أخرى لفهم الآليات التكاثرية والتطورية لنباتات الفابيد. ويمكن لمزيد من الأبحاث استكشاف تأثير التشوهات الانقسامية على الخصوبة وأسباب تباين حبوب اللقاح الملحوظ.

الكلمات المفتاحية: علم الوراثة الخلوية، فرع Fabids، الانقسام المنصف، التشوهات الانقسامية، حبوب اللقاح.