

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

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie  
Département de Biologie Physico-Chimique  
Spécialité Génétique Fondamentale et Appliquée



Réf : .....

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

**MASTER**

*Thème*

**Etude cytogénétique de quelques espèces du genre  
*Leontodon* (Asteraceae) dans le nord-est Algérien**

Présenté par :

**Yahouni cylvia**

Soutenu le : 03 juillet 2025

Devant le jury composé de :

Nom et Prénom	Grade	Qualité
Mme BENMESSAOUD-KARTOUT Yasmina	MCA	Présidente
M. SAHNOUNE Mohamed	Pr.	Promoteur
Mme ATMANI-KILANI Dina	Pr.	Examinatrice

**Année universitaire : 2024 / 2025**

## Remerciements

Avant tout, je tiens à remercier Dieu, le Tout-Puissant, pour la force, la patience qu'Il m'accordée tout au long de ce travail.

J'exprime ma profonde gratitude à Monsieur SAHNOUNE M., mon encadrant, pour son accompagnement précieux et ses conseils avisés, ainsi qu'à ma chère enseignante Mlle. BENMOUHOUH H., qui a été un guide pour moi tout au long de la réalisation de mon travail et pour sa disponibilité et son soutien constant.

Mes remerciements s'adressent également aux membres du jury Mme ATMANKILANI D. et Mme BENMASOUD-KARTOUT Y., pour l'honneur qu'ils me font en acceptant d'évaluer ce travail.

Je tiens à remercier l'ensemble des enseignants qui m'ont accompagnée et qui m'ont transmis leur savoir avec passion et exigence tout au long de mon parcours universitaire, ainsi que mes camarades de laboratoire, pour leur aide, leurs échanges et leur soutien.

Enfin, je remercie sincèrement toutes les personnes qui ont contribué, de près ou de loin, à l'accomplissement de ce projet, par un mot d'encouragement, une aide, un conseil ou tout simplement par leur présence. Que chacun trouve ici l'expression de ma sincère gratitude.

## **Dédicace**

### **Ma maman « Yamina »**

Je dédie ce travail, avant tout, à ma maman. À cette femme exceptionnelle, courageuse et aimante, qui a tout donné et tout surmonté pour moi.

### **L'âme de mon Papa**

À mon papa, parti trop tôt. J'espère, du fond du cœur, que là où il est, il est fier de moi. Son absence est grande, mais sa présence continue de m'inspirer chaque jour.

### **Mes Frères**

A mes grands frères « Nassim, Lyes et Azzedine », qui ont assumé, bien trop jeunes, un rôle immense. Et ont été pour moi un pilier inestimable. Merci pour tous vos sacrifices.

### **Ma sœur « Lilia »**

À ma sœur d'amour, pour son amour fidèle et son soutien à chaque étape. Et à ses petits enfants qui remplissent ma vie de lumière.

À ma meilleure amie, Mélissa qui a su me redonner le sourire quand j'en avais le plus besoin. Merci pour ton aide précieuse et ton amitié sincère.

À mes amis proches « Baya, Lynda, Manal, Lydia », pour leur complicité, leurs encouragements et leurs petits gestes qui ont compté bien plus qu'ils ne l'imaginent.

[YAHOUNI Cylia]

## Liste des tableaux

Tableaux	Titre	Page
Tab. I	Nombres chromosomiques des trois espèces étudiées dans la littérature.	9
Tab. II	Origines géographiques et les dates de récoltes des populations des différentes espèces du genre <i>Leontodon</i>	10
Tab. III	Taux de fertilité pollinique (%) chez les populations de <i>Leontodon tuberosus</i> et <i>L. saxatilis</i> et <i>L. cichoraceus</i> étudiées.	25

## Listes des figures

Figures	Titres	Page
Figure 1	Distribution du genre <i>Leontodon</i> dans le monde	5
Figure 2	<i>Leontodon tuberosus</i> <b>a</b> : Plante entière; <b>b</b> : Feuilles; <b>c</b> : capitule (Vladimirov, & Dimitrova, 2006).	6
Figure 3	Photo des akènes de <i>Leontodon tuberosus</i> <a href="https://www.maltawildplants.com/ASTR/Leontodon_tuberosus.php">https://www.maltawildplants.com/ASTR/Leontodon_tuberosus.php</a>	6
Figure 4	Photo de <i>Leontodon saxatilis</i> . <b>a</b> : Plante entière; <b>b</b> : Feuilles; <b>c</b> : Capitule. <a href="https://gobotany.nativeplanttrust.org/species/leontodon/saxatilis">https://gobotany.nativeplanttrust.org/species/leontodon/saxatilis</a>	7
Figure 5	Photo des Akènes externes et akènes internes de <i>Leontodon saxatilis</i> <a href="https://gobotany.nativeplanttrust.org/species/leontodon/saxatilis">https://gobotany.nativeplanttrust.org/species/leontodon/saxatilis</a>	7
Figure 6	Photo de <i>Leontodon cichoraceus</i> <a href="https://www.tela-botanica.org/bdtfx-nn-38279-synthese">https://www.tela-botanica.org/bdtfx-nn-38279-synthese</a>	8
Figure 7	Vues de plantes scannées <b>A et B</b> : <i>L. saxatilis</i> (population de Sidi Aich) <b>C</b> : <i>L. cichoraceus</i> (Population d'Akefadou 1300m)	11
Figure 8	Photographie de mise en germination des graines	13
Figure 9	Photographie des pointes des racines mise dans des tubes contenant la solution du fixateur Cranoy I	16
Figure 10	Dénombrements chromosomiques en méiose I et II avec n=4 chez <i>Leontodon cichoraceus</i> A -D: Population Chriaa E. F: Population d'Akefadou A., B., C., D: Métaphase I E: Anaphase I F: Métaphase II. La barre d'échelle correspond à 10µm.	19
Figure 11	Dénombrements chromosomiques en méiose I et II avec n=4 chez <i>L. tuberosus</i> population Targa Ouzemmour CNAS A: Métaphase II B : Métaphase C: Anaphase II La barre d'échelle correspond a10µm	20
Figure 12	Dénombrement chromosomique en mitose chez <i>Leontodon tuberosus</i> .A-D population Targa Ouzemmour. La barre d'échelle correspond à 10µm	20
Figure 13	Dénombrements chromosomiques en méiose I et II avec n=4 chez <i>L. saxatilis</i> population Sidi Aich A.B.D: Métaphase I C1: Métaphase II. La barre d'échelle correspond à 10µm.	21
Figure 14	Dénombrement chromosomique en mitose chez <i>Leontodon saxatilis</i> , Population Ighzer amokrane. La barre d'échelle correspond à 10µm.	21
Figure 15	Étapes de la méiose chez <i>Leontodon</i>	22
Figure 16	Les différents stades de la mitose observés chez <i>Leontodon tuberosus</i> et <i>L. saxatilis</i> chez la population du Campus Targa Ouzemmour et Ighzer Amokrane. A: Prophase ( <i>L. saxatilis</i> population Ighzer Amokrane); B: Métaphase ( <i>L. tuberosus</i> population Targa Ouzemmour); C: Anaphase ( <i>L. saxatilis</i> population Ighzer Amokrane) D: télophase. ( <i>L. saxatilis</i> population Ighzer Amokrane).	22

Figure 17	Les différentes cellules du tapetum observées chez trois espèce du genre <i>Leontodon</i> des trois populations différentes A: anaphase pour deux noyaux <i>L. saxatilis</i> population Ighzer Amokrane B: début de télophase avec deux noyaux <i>L. cichoraceuse</i> population Chréaa C. D.E: anaphase pour plusieurs noyaux <i>L. tuberosus</i> population Targa Ouzamour, F: cellule avec six noyaux <i>L. tuberosu</i> population Targa Ouzemmour.	23
Figure 18	Photographies des grains de pollen de l'espèce <i>Leontodon cichoraceus</i> colorés au bleu de coton ; A: grains de pollen stérile; B : grain de pollen fertile. La barre d'échelle correspond à 10µm.	24
Figure 19	Photographies des graines de pollen de l'espèce <i>Leontodon saxatilis</i> colorés au bleu de coton : A : grains de pollen stérile; B: grain de pollen fertile. La barre d'échelle correspond à 10µm.	24
Figure 20	Photographies des graines de pollen de l'espèce <i>Leontodon tuberosus</i> colorés au bleu de coton: A : grains de pollen fertile; B : grain de pollen stérile. La barre d'échelle correspond à 10µm.	24

## Le sommaire

<b>Remerciements</b>	
<b>Dédicaces</b>	
<b>Listes de tableaux</b>	
<b>Liste de Figures</b>	
<b>Introduction.....</b>	<b>01</b>

### Chapitre I : Revue Bibliographique

I.1. La famille des Asteraceae .....	03
1.1.1. Description de la famille des Asteraceae.....	03
I.2. Le genre <i>Leontodon</i> .....	04
I.2.1. Distribution écologique du genre <i>Leontodon</i> .....	04
I.2.2. La classification du genre <i>Leontodon</i> .....	05
I.2.3. La description des trois espèces du genre <i>Leontodon</i> .....	05
I.2.3.1. <i>Leontodon tuberosus</i> .....	05
I.2.3.2. <i>Leontodon saxatilis</i> .....	06
I.2.3.3. <i>Leontodon cichraceus</i> .....	08
I.2.4. Caryologie du genre <i>Leontodon</i> .....	09

### Chapitre II : Matériels et Méthodes

II.1. Origine du matériel utilisé.....	10
II.2. Réalisation de l'herbier .....	10
II.3. Etude cytogénétique.....	12
II.3.1. Préparation des solutions.....	12
a/ Prétraitement à la 8-hydroxyquinoléine .....	12
b/ Fixation.....	12
c/ Fixateurs Utilisés .....	12
d/ Hydrolyse à l'acide chlorhydrique 1N .....	12
e/ Préparation de la solution d'orcéine lactopropionique .....	13
f/ Coloration des chromosomes .....	13
g/ Coloration du pollen.....	13
II.3.2. Etude des méioses.....	14
II.3.2.1. Le matériel végétal utilisé .....	14
II.3.2.2. Les différentes étapes de l'analyse de la méiose .....	14
a/ Collecte des anthères .....	14
b/ Hydrolyse a l'acide chlorhydrique (HCL 1N) .....	14
c/Coloration .....	14
d/ Observation microscopique .....	15
e/ Photographie .....	15
II.3.3. Etude de la mitose.....	15
II.3.3.1. Obtentions des racines.....	15
a/ Plantes fraîches.....	15
b/ Mise en culture des graines.....	15
II.3.3.2. Techniques de préparation des lames pour l'étude de la mitose .....	16
a/ Le prétraitement .....	16
b/ Fixation.....	16
c/ Hydrolyse a HCL 1N.....	16
d/ Coloration .....	16
e/ Préparation des lames .....	16

f/ Observation microscopique .....	16
g/ Photographie .....	17
II.3.4. Etude de la fertilité pollinique .....	17
II.3.4.1. Matériels végétale .....	17
II.3.4.2. Technique de la préparation des lames pour l'étude de l'infertilité pollinique .....	17
II.3.4.3. Evaluation du taux de fertilité pollinique .....	17

### **Chapitre III : Résultats**

<b>III. Résultats .....</b>	<b>19</b>
III.1. Dénombrement chromosomique .....	19
III.1.1. Dénombrements chromosomiques chez <i>Leontodon cichoraceus</i> .....	19
III.1.1.1. En méiose chez <i>Leontodon cichoraceus</i> .....	19
III.1.2. Dénombrement chromosomique .....	19
III.1.2.1. En méiose chez <i>Leontodon tuberosus</i> .....	19
III.1.2.2. En mitose chez <i>Leontodon tuberosus</i> .....	20
III.1.3. Dénombrement chromosomique .....	20
III.1.3.1. En méiose chez <i>Leontodon saxatilis</i> .....	20
III.1.3.2. En mitose chez <i>Leontodon saxatilis</i> .....	21
III.4. Les étapes de la méiose observée chez le genre <i>Leontodon</i> .....	22
III.5. Les étapes de la mitose du genre <i>Leontodon</i> .....	22
III.6. Endomitose des cellules du tapetum .....	23
III.7. Analyse de la fertilité pollinique .....	23

### **IV. Discussion**

IV. Préparation des observations chromosomiques .....	26
IV.1 dénombrement chromosomique chez <i>Leontodon tuberosus</i> et <i>L. saxatilis</i> .....	26
IV.1.2. Dénombrement chromosomique chez <i>Leontodon cichoraceus</i> .....	26
IV.2. Fertilité pollinique .....	27
IV.3. Endomitose des cellules de tapetum .....	27

<b>Conclusion .....</b>	<b>28</b>
-------------------------	-----------

<b>Références Bibliographiques .....</b>	<b>31</b>
--	-----------

**Annexes**

**Résumé**

La flore algérienne se distingue par sa richesse floristique, mêlant des influences méditerranéennes, sahariennes et paléo-tropicales, avec plus de 3000 espèces réparties dans de nombreuses familles botaniques (Quézel et Santa, 1962-1963). Grâce à sa position géographique, l'Algérie bénéficie d'importantes ressources phytogénétiques, reflétées par la diversité de ses espèces spontanées et subspontanées. Cette richesse floristique est principalement concentrée dans les régions telliennes ainsi que dans les zones humides et subhumides (Quézel et Santa, 1962-1963 ; Véla et Benhouhou, 2007 ; Amirouche et Misset, 2009). Cependant, cette flore algérienne demeure encore mal connue, peu exploitée et insuffisamment étudiée, notamment du point de vue cytogénétique. Il est donc urgent d'évaluer ces ressources et de mettre en place un plan de sauvegarde et de préservation.

Dans le cadre de l'étude présentée dans ce mémoire, nous nous intéressons au genre *Leontodon* (famille des Astéracées), qui regroupe actuellement des plantes herbacées présentes dans tout le bassin méditerranéen. Ce travail s'articule autour de trois espèces principales : *L. tuberosus* L., *L. saxatilis* Lamk. et *L. cichoraceus* (Ten.) Sang.

Pourtant, malgré leur importance écologique et botanique, ces espèces n'ont fait l'objet d'aucune étude cytogénétique approfondie. La cytogénétique, en tant qu'étude des chromosomes, permet de mieux comprendre la structure génétique, les variations chromosomiques et les relations évolutives entre espèces, ce qui est essentiel pour la taxonomie, la conservation et la valorisation des ressources végétales. Ce mémoire vise donc à combler cette lacune en réalisant une étude cytogénétique détaillée des trois espèces de *Leontodon* en Algérie, en analysant leur mitose, méiose et la fertilité pollinique. Les résultats obtenus permettront non seulement d'enrichir les connaissances scientifiques sur ce genre, mais aussi de contribuer à la préservation et à la gestion durable de la biodiversité végétale algérienne.

Chez *L. tuberosus* et *L. saxatilis*, le nombre chromosomique diploïde est de  $2n = 8$  (Vladimirov, & Dimitrova, 2006) et le nombre chromosomique de base est de  $x = 4$  (Love & Kjellqvist, 1974). Par contre, chez *L. cichoraceus*, le nombre chromosomique diploïde est de  $2n = 10$  et le nombre chromosomique de base est de  $x = 5$  (Colombo, &

Trapani, 1989).

L'objectif de notre étude est de réaliser une analyse cytogénétique (mitose, méiose, fertilité pollinique) des populations de *L. tuberosus*, *L. axatilis* et *L. cichoraceus* dans le secteur de Béjaïa, car, ces aspects cytogénétiques, notamment la méiose et la fertilité pollinique, n'ont jamais été suffisamment abordés pour ces espèces.

Dans ce mémoire, nous présentons d'abord une synthèse bibliographique sur les espèces étudiées. Ensuite, nous décrivons le matériel végétal analysé ainsi que la méthodologie utilisée. Puis, nous exposons les résultats obtenus et leur discussion. Enfin, nous terminons par une conclusion générale et les perspectives de recherche.

## ***I. Revue bibliographique***

Dans la première partie de ce mémoire, nous présenterons une synthèse bibliographique portant sur la famille des Astéracées, le genre *Leontodon*, ainsi que sur les trois espèces étudiées: *L. saxatilis*, *L. tuberosus* et *L. cichoraceus*.

## **I.1. La famille des Asteraceae**

Le nom de la famille est basé sur le nom du genre *Aster*. Le mot « Aster » du grec signifie étoile, en relation avec la forme de la fleur. C'est la plus vaste famille des spermatophytes avec près de 17 tribus, 1000 genres et au moins 25 000 espèces répandues à travers le monde (Gaussen et al., 1982).

### **I.1.1. Description de la famille des Asteraceae**

En Algérie, cette famille est la plus importante, elle renferme 109 genres et 408 espèces (Quézel et Santa, 1962-1963). Les Asteraceae sont une famille cosmopolite, elles s'acclimatent bien dans les régions semi-arides, tropicales, subtropicales, à la toundra Alpine et Arctique et aux régions tempérées, à l'exception de l'Antarctique (Heywood, 1985 ; Guignard, 1994 ; Funk et al. 2009).

Les capitules des Astéracées sont constitués de plusieurs fleurs réunies sur un même réceptacle. Après le déclenchement de la floraison, la phase initiale de développement de la tête se caractérise par une expansion rapide du méristème d'inflorescence (le réceptacle), qui se réduit progressivement par la suite, étant entièrement consommé par les primordia floraux en formation (Zhao et al., 2016; Zhang et al., 2016). Dans les capitules hétérogames simples, appelés radiés, les fleurs situées à la périphérie sont ligulées et bien visibles, tandis que le centre est occupé par des fleurs tubulées, plus discrètes. Par exemple, chez le tournesol (*Helianthus*), les fleurs marginales rayonnantes sont stériles et portent de longues ligules, alors que les fleurs centrales sont fertiles et produisent du pollen. Chez le gerbera (*Gerbera*), les fleurs ligulées sont femelles et peuvent être accompagnées de fleurs intermédiaires, plus petites, ressemblant à des rayons. En revanche, les capitules homogames sont composés uniquement de fleurs d'un même type. Ainsi, les têtes de laitue (*Lactuca*) ne comportent que des fleurs ligulées, tandis que les capitules discoïdes des chardons, présents dans

plusieurs genres d'Astéracées, ne développent que des fleurs tubulées. Les capitules discoïdes sont considérés comme un état ancestral chez les Astéracées (Bremer, 1994 in Funk et al., 2009), avec une apparition indépendante et répétée des fleurs ligulées dans plusieurs lignées. L'ensemble de la tête florale est entouré par des bractées involucreales, qui jouent un rôle protecteur comparable à celui des sépales dans les fleurs simples, en particulier durant les premiers stades du développement. Les fruits produits sont des akènes, souvent munis d'un pappus, une aigrette de soies facilitant la dispersion des graines par le vent (Vitek et al., 2017).

## **I.2. Le genre *Leontodon***

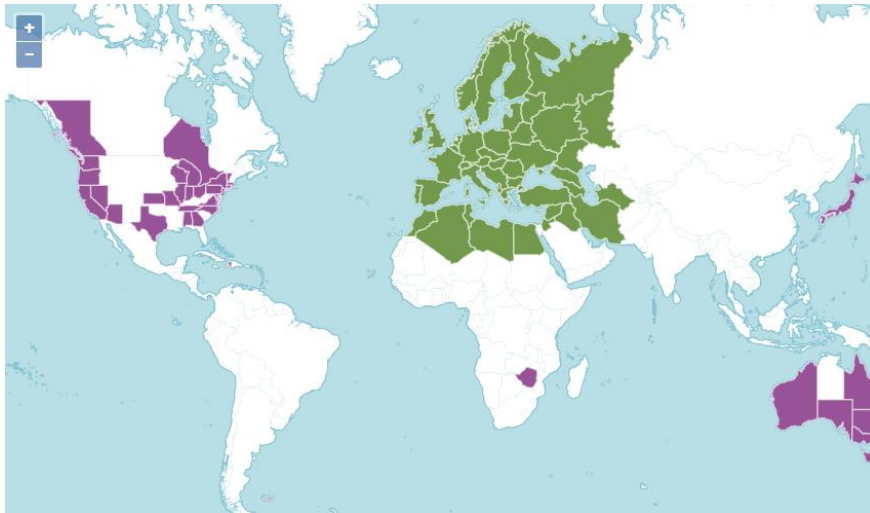
*Leontodon* (du grec leon = lion et odous = dent, soit «dent de lion») est un genre de plantes herbacées vivaces ou annuelles appartenant à la famille des Astéracées (Asteraceae), caractérisé par des tiges généralement nues portant un capitule solitaire de fleurs ligulées jaunes. Les feuilles sont souvent disposées en rosette basale, parfois lobées et couvertes de poils (Greuter, 2003).

Le genre présente une diversité morphologique notable, avec plusieurs espèces originaires de régions particulières, comme les îles des Açores, où des études récentes ont révélé la présence de plusieurs taxons distincts sur la base d'analyses morphologiques et moléculaires (Santos Guerra, et al. 2015).

Le genre *Leontodon* comprend environ 40 à 50 espèces, selon les classifications retenues et les révisions taxonomiques récentes (Kilian et al., 2009 ; The Plant List, 2013 ; POWO, 2024)

### **I.2.1. La distribution écologique du genre *Leontodon***

Le genre *Leontodon* a une distribution écologique diversifiée principalement en Amérique du Nord, en Europe, en Afrique du Nord et en Asie occidentale (Fig. 1) (Dias et al., 2014).



**Fig.1** : Distribution du genre *Leontodon* dans le monde ■ Espèces natives, ■ espèces introduite. (<https://powo.science.kew.org/results?q=Leontodon>)

## **I.2.2. La classification du genre *Leontodon***

Règne : Plantae (Plantes)

Sous-règne : Tracheobionta (Plantes vasculaires)

Division : Magnoliophyta (Plantes à fleurs / Angiospermes)

Classe : Magnoliopsida (Dicotylédones)

Sous-classe : Asteridae

Ordre : Asterales

Famille : Asteraceae (ou Compositae)

Sous-famille : Cichorioideae

Genre : *Leontodon* L.

<https://powo.science.kew.org/taxon/urn:lsid:ipni.org:names:327814-2>

## **I.2.3. Description des trois espèces du genre *Leontodon* étudiées**

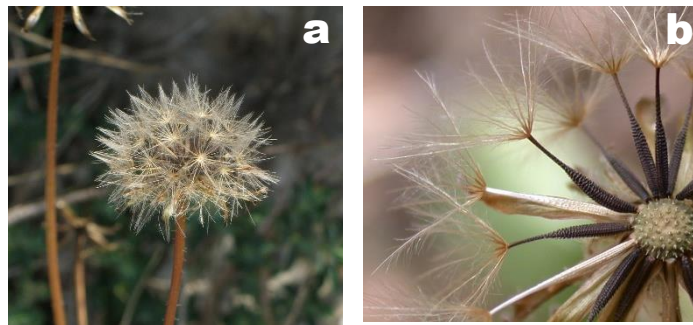
### **1.2.3.1. *Leontodon tuberosus***

Plante vivace à tubercules longs et fins ,nombre de tiges de 1 à 6, et d'une taille de 7 à 35 cm, simples, à poils rigides, glanduleux ou à longs pétioles, peu à nombreux ; bractées : 0 à 2. Feuilles (Fig.2, b) de 20 à 140 × 5 à 25, obovales à oblancéolées-oblongues, runcinées-pennatifides, rétrécies en un pétiole parfois denté, à nombreux

poils rigides, souvent confinées à une ligne médiane. Ligules jaunes (Fig. 2. A et c). Akènes de 3 à 7 mm, transversalement rugueux ou munis de petites aspérités (muricés), de deux types: les externes courbés, parfois à bec court et à aigrette de poils jusqu'à 0,5 mm ; les internes généralement droits, à bec, à aigrette de deux rangées de poils plumeux (Fig.3.a et b) (Vladimirov, & Dimitrova,2006)



**Fig.2.** *Leontodon tuberosus* : **a** : Plante entière; **b** : Feuilles; **c** : capitule (Vladimirov, & Dimitrova, 2006).



**Fig.3:** Photo des akènes de *Leontodon tuberosus*

[https://www.maltawildplants.com/ASTR/Leontodon\\_tuberosus.php](https://www.maltawildplants.com/ASTR/Leontodon_tuberosus.php)

### 1.2.3.2. *Leontodon saxatilis*

*Leontodon saxatilis* (Fig.4a), est une plante vivace ou annuelle (selon l'écologie) dotée d'un court rhizome praemorse. Ses tiges, peu nombreuses à abondantes, mesurent entre 15 et 25 cm. Elles sont non ramifiées, dressées à ascendantes, glabres ou couvertes de poils blancs fourchus non glandulaires. Les feuilles, nombreuses, mesurent environ 20 cm de long sur 3 cm de large. Elles sont oblancéolées, entières ou faiblement dentées de manière sinueuse, presque glabres ou couvertes de quelques à de nombreux poils blancs fourchus non glandulaires sur les deux faces ainsi que sur les marges. Les

capitules, solitaires et pendants en bouton au stade juvénile, mesurent entre 10 et 20 mm de diamètre une fois épanouis. Les bractées de l'involucre, disposées en plusieurs rangs imbriqués, mesurent de 5 à 11 mm sur 1 à 1,5 mm. Les feuilles (Fig.4b) sont vert olive, linéaires-lancéolées, glabres ou parfois couvertes de poils blancs fourchus non glandulaires. Les capitules (Fig.4c) sont tous ligulés, mesurent entre 10 et 14 mm. Leurs ligules sont jaune doré, avec pour les plus extérieures une bande violacée-grisâtre sur la face externe, et sont faiblement divisées en cinq lobes au sommet. Le réceptacle est plat, ponctué, sans écailles. Les akènes sont de deux types (Fig.5a et b), les externes étant brun pâle et courbés, sans bec, surmontés d'une couronne de petites écailles scarieuses. Les akènes internes, d'environ 5 mm, sont droits, de couleur brunâtre, dotés d'un court bec, présentant des côtes longitudinales fortement mûriquées, et terminé par une aigrette de poils plumeux blanc brunâtre. La floraison s'étend de juin à septembre (Sell & Murrell, 2006). Le nombre chromosomique de *Leontodon saxatilis* est de  $2n = 8$  (Dimitrova et al., 2005).

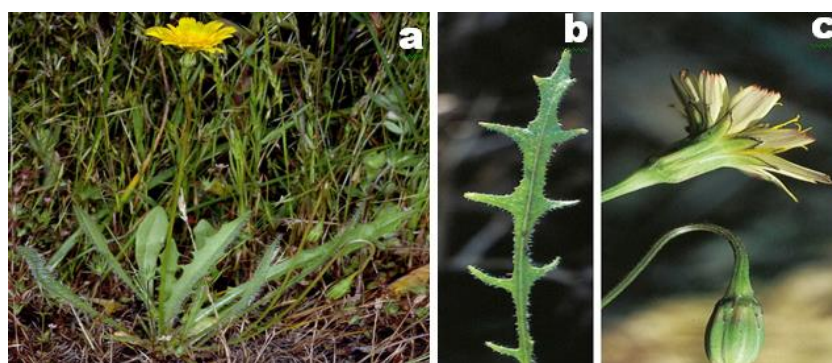


Fig.4 : Photo de *Leontodon saxatilis*. a : Plante entière; b : Feuilles; c : Capitule.

<https://gobotany.nativeplanttrust.org/species/leontodon/saxatilis>



Fig.5 : Photo des Akènes externes et akènes internes de *Leontodon saxatilis*

<https://gobotany.nativeplanttrust.org/species/leontodon/saxatilis>

### 1.2.3.3. *Leontodon cichoraceus*

Selon les classifications récentes (INPN = Inventaire National du Patrimoine Naturel), cette espèce est désormais placée dans le genre *Scorzoneroides* sous le nom *Scorzoneroides cichoriacea*. Cette plante herbacée (Fig. 6) est présente notamment dans la flore méditerranéenne (Euro+Med Plant Base), y compris en Algérie, où elle est aussi connue sous les synonymes *Apargia cichoracea* et *Millina leontodontoides*. Comme les autres espèces du genre *Leontodon*, elle possède des tiges nues et des feuilles en rosette basale, avec des fleurs jaunes ligulées caractéristiques des Astéracées. *Leontodon cichoraceus* est donc une espèce méditerranéenne dont la classification a évolué vers le genre *Scorzoneroides* (Journal de la Société botanique de Genève (2021), reflétant les avancées en phylogénie des Cichorieae. Leurs fleurs présentent des corolles jaunes lumineuses, formées d'un tube terminé par une ligula à cinq dents, sans stries plus foncées, mesurant entre 10 et 17 mm de longueur. Le calice est réduit à une couronne d'écaillés, appelée pappus, composée de deux séries de soies dont les extérieures sont plus petites, avec des soies plumeuses persistantes à maturité. L'androcée comprend cinq étamines aux filets libres, avec des anthères soudées en tube entourant le style, et une base aiguë. Le gynécée se compose d'un style filiforme jaune, poilu sur le côté inférieur, avec des stigmates divergents. Les fruits sont des akènes de 4 à 10 mm, munis d'un pappus plumeux qui facilite la dissémination par le vent. Les feuilles.

<https://powo.science.kew.org/taxon/urn:lsid:ipni.org:names:77075518-1>



Fig .6. Photo de *Leontodon cichoraceus*

<https://www.tela-botanica.org/bdtfx-nn-38279-synthese>

### 1.2.4. Caryologie du genre *Leontodon*

Le nombre chromosomique dans le genre *Leontodon* varie selon les espèces. Chez *L. tuberosus* et *L. saxatilis*, Le nombre chromosomique diploïde est de  $2n = 8$  et le nombre chromosomique de base est  $x = 4$ . Par contre chez *L. cichoraceus*, le nombre chromosomique diploïde est de  $2n = 10$  et le nombre chromosomique de base est  $x = 5$  (Rice et al., 2015). Le Tableau 1 donne les nombres chromosomiques comptés chez différentes populations des trois espèces dans différentes régions de leur aire de distribution.

**Tableau I :** Nombres chromosomiques des trois espèces étudiées dans la littérature.

Espèces	Ploïdie	Nombre chromosomique	Origine géographique	Références
<i>L. tuberosus</i>	2x	2n=8	Bulgarie	Vladimirov, & Dimitrova,(2006)
	2x	2n=8	Egypte	Nordenstam 1972 : 787
	2x	2n=8	Grèce	Damboldt & Phitos 1971 :787
	2x	2n=8	Italie	Bartolo et al. 1978 : 76
	2x	2n=8	Portugal	Femandes & @ueiros 1974 : 74
	2x	2n=8	Yougoslavie	Pittoni 1974 : 182
	x	n=4	Espagne	Love & Kjellqvist 1974 : 196
<i>L. saxatilis</i>	2x	2n=8	Bosnie Herzégovine	Maslo & Šarić, (2018)
	2x	2n=8	Bulgarie	Dimitrova, Vladimirov, & Apostolova, I. (2005)
	2x	2n=8	Espagne	Love & Kjellqvist 1974 : 174
<i>L. cichoraceus</i>	2x	2n=10	Madrid	Colombo, & Trapani,(1989).

## *II. Matériel et méthodes*

### II.1. Origine du matériel utilisé

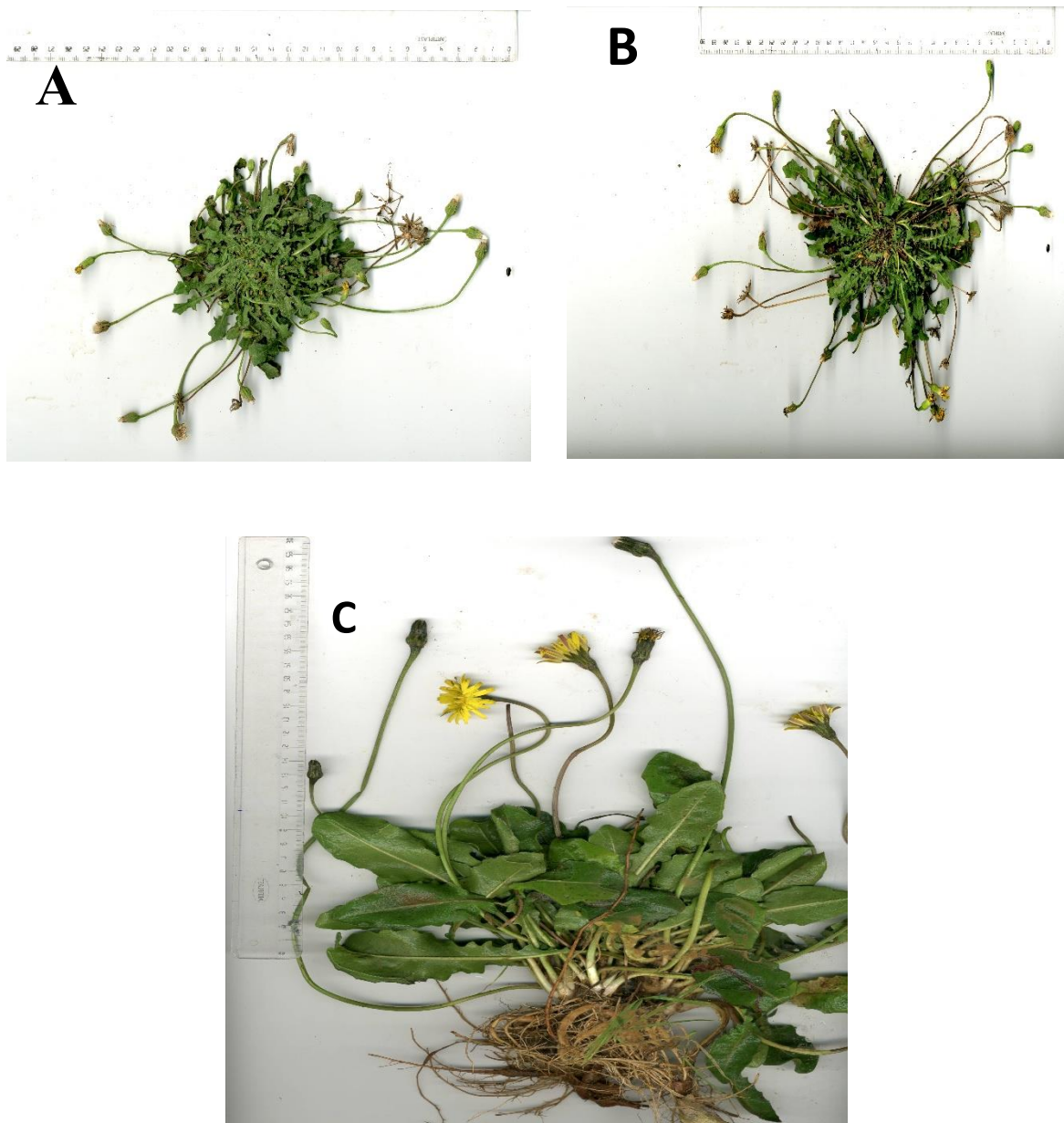
Les organes utilisés pour l'étude cytogénétique sont les racines et les graines pour la mitose, les étamines des boutons floraux (fleurs très jeunes) et les étamines des fleurs matures avant l'anthèse pour la fertilité pollinique. Le tableau II montre l'origine géographique et les dates de récoltes des espèces étudiées dans ce présent travail.

**Tableau II** : Origine géographique et les dates de récolte des populations des différentes espèces du genre *Leontodon*.

Espèces	Population	Date de récolte	GPS et Altitude
<i>L. tuberosus</i>	Targa Ouzemmour	04.11.2024	36°45'01"N ; 5°02'11"E 29,39 m
	Taghzouit	03.12.2022	36°45'14"N ; 5°01'21"E 59,78 m
<i>L. saxatilis</i>	Azekri (Ighzer Amakrane)	15.03.2025	36°31'49"N ; 4°35'13"E 366,89 m
	Sidi Aich	06.05.2025	36°36'42"N ; 4°41'29"E 90,11 m
<i>L. cichoraceus</i>	Akfadou	23.03.2025	36°39'57"N ; 4°37'29"E 1 215,96 m
	Chrèa (Ighzer Amokrane)	26.04.2025	36°34'36"N ; 4°32'30"E 1 317,33 m

### II.2. Réalisation de l'herbier

Un herbier se définit comme une collection de plantes séchées, disposées à plat afin d'en faciliter l'identification. Après prélèvement, les plantes sont d'abord scannées à l'état frais, puis placées entre des feuilles de papier journal pour leur séchage. Une fois sèches, elles sont soigneusement transférées sur du papier blanc et fixées à l'aide de ruban adhésif à plusieurs endroits. Chaque spécimen est accompagné d'une étiquette indiquant le nom botanique, la date et le lieu de récolte, ainsi que le nom du récolteur (voir Fig. 7). Les herbiers ainsi constitués sont conservés au laboratoire de recherche en Écologie et Environnement du Département SBE, FSNV, Université de Bejaia.



**Figure 7:** Vues de plantes scannées. **A et B :** *Leontodon saxatilis* (population de Sidi Aich) ; **C:** *L. cichoraceus* (Population d'Akefadou).

## II.3. Étude cytogénétique

### II.3.1. Préparation des solutions

#### a/ Prétraitement à la 8-hydroxyquinoléine:

Une solution de 8-hydroxyquinoléine à une concentration de 0,002 M a été utilisée pour le prétraitement. Pour la préparation, 0,58 g de poudre de 8-hydroxyquinoléine ont été dissous dans 200 mL d'eau distillée. Ce prétraitement a pour but de bloquer les divisions cellulaires au stade de métaphase en provoquant la contraction des chromosomes. Cette méthode facilite l'individualisation des chromosomes et accroît le nombre de plaques métaphasiques observables (Barghi et al., 1989). Dans le cadre de cette étude, les échantillons ont été traités avec une solution antimitotique de 8-hydroxyquinoléine à une concentration de 0,002 M, pendant 3 heures à une température de 20 °C.

#### b/ Fixation

Il joue un rôle aseptisant, assurant une bonne conservation du matériel végétal. Ce procédé de fixation permet de préserver les échantillons sur une longue période, à condition qu'ils soient stockés à l'obscurité à une température de 4 °C (Jahier et al., 1992).

#### c/ Fixateurs utilisés

Le fixateur employé pour l'étude de la mitose est le Carnoy I, constitué de 3 volumes d'éthanol absolu et 1 volume d'acide acétique pur cristallisable.

Pour l'analyse de la méiose, le fixateur utilisé est le Carnoy II, composé de 6 volumes d'éthanol absolu, 3 volumes de chloroforme et 1 volume d'acide acétique pur cristallisable.

#### d/ Hydrolyse à l'acide chlorhydrique 1 N

L'hydrolyse à l'acide chlorhydrique 1N permet de rompre les liaisons N-glucosidiques entre les bases puriques et les désoxyriboses de l'ADN, ce qui libère des groupements aldéhydes sur lesquels les colorants peuvent se fixer. Elle facilite également le ramollissement des tissus, ce qui rend la séparation des cellules et des

chromosomes plus aisée (Jahier, 1992).

Pour préparer 500 mL d'une solution d'HCl 1N à partir d'acide chlorhydrique concentré (35 %, densité = 1,17), il faut mesurer 44,5 mL d'HCl concentré. La préparation se fait en versant d'abord une partie de l'eau distillée dans une éprouvette graduée, puis en ajoutant lentement l'acide chlorhydrique. Le volume est ensuite complété jusqu'à 500 mL avec de l'eau distillée.

### **e/ Préparation de la solution d'orcéine lactopropionique**

Pour préparer la solution d'orcéine lactopropionique, dissoudre 2 g de poudre d'orcéine dans un mélange de 23 mL d'acide propionique et 23 mL d'acide lactique, dans un grand erlenmeyer. Compléter ensuite le volume à 100 mL avec de l'eau distillée, en agitant soigneusement jusqu'à dissolution complète. La solution obtenue est ensuite filtrée à l'aide de papier filtre. Elle peut être conservée à long terme dans un flacon en verre brun (fumé), à l'abri de la lumière.

### **f/ Coloration des chromosomes**

La coloration des chromosomes a été réalisée à l'aide de l'orcéine lactopropionique, un colorant rouge violacé préparé selon la méthode de Dyer (1963), modifiée par Löve et Löve (1975). Ce colorant permet de marquer les chromosomes en violet, facilitant ainsi l'observation des différentes phases de la division cellulaire. L'orcéine se fixe sur les structures chromosomiques, ce qui rend plus aisée la distinction des étapes du cycle cellulaire.

### **g/ Coloration du pollen**

La coloration des grains de pollen a été réalisée à l'aide du bleu de coton au lactophénol, selon la méthode décrite par Mertens et Hamnersmith (1998). Ce colorant, à forte viscosité, limite l'évaporation du milieu de montage, assurant ainsi une meilleure stabilité de la préparation microscopique. La présence de phénol permet d'éliminer les micro-organismes éventuellement présents et inhibe l'action lytique des enzymes cellulaires, ce qui prolonge la conservation des préparations (Datta, et Naug, 1967).

## II.3.2. Etude des méioses

### II.3.2.1. Le matériel végétal utilisé

Les boutons floraux des trois espèces du genre *Leontodon* s'étend principalement du printemps à l'automne, plus précisément de février, mai, novembre, selon les conditions climatiques locales. Il est nécessaire de placer immédiatement les boutons floraux prélevés dans des tubes à essais contenant la solution de Carnoy II préparé comme précédemment.

### II.3.2.2. Les différentes étapes de l'analyse de la méiose

**a/ Collecte des anthères:** Sous la loupe binoculaire, on prélève une fleur à partir d'un bouton floral à l'aide d'une pince fine et d'une aiguille. On la dépose sur une lame propre, puis on ajoute une goutte d'eau pour faciliter l'isolement des anthères. On sépare ensuite délicatement les anthères à l'aide de l'aiguille afin de les disposer correctement pour l'analyse.

**b/ Hydrolyse à l'acide chlorhydrique (HCl 1 N):** Après isolement, une goutte d'acide chlorhydrique 1N est ajoutée sur les anthères. La lame est ensuite placée dans un bain-marie à 60 °C pendant 7 minutes. Cette étape permet d'amollir les tissus et de faciliter la libération des cellules.

**c/ Coloration:** Une goutte d'orcéine lactopropionique est déposée sur les anthères traitées. La lame est de nouveau placée dans le bain-marie à 60 °C pendant 10 minutes. Ce colorant permet de marquer les structures chromosomiques en violet et donc se fixe sur l'ADN, facilitant l'observation des phases de division cellulaire.

**d/ Observation microscopique :** Une fois la coloration terminée, une lamelle couvre-objet est placée sur la préparation, et une légère pression est exercée avec le pouce pour bien étaler les anthères et libérer les cellules mères polliniques. Les lames sont observées au microscope photonique à différents grossissements ( $G = 10$  et  $G = 40$ ) afin d'identifier les cellules en méiose. Le comptage des chromosomes s'effectue au stade métaphasique, où les chromosomes sont condensés et bien individualisables. Les meilleures préparations sont conservées pendant quelques jours en les scellant avec du

vernis à ongles transparent. Pour l'observation fine des chromosomes, un grossissement de  $G = 100$  est utilisé avec une goutte d'huile à immersion.

**e/ Photographie:** Les meilleures préparations sont photographiées à l'aide d'un microscope triloculaire OPTIKA-B350, équipé d'un appareil photo numérique adapté. Les clichés sont pris à un grossissement de 100x, avec l'ajout d'une goutte d'huile à immersion pour une meilleure résolution.

### II.3.3. Etude de la mitose

#### II.3.3.1. Obtention des racines

**a/ Plantes fraîches :** Les racines sont obtenues en immergeant la partie souterraine de plantes entières fraîches dans de l'eau contenue dans des récipients en plastique.

**b/ Mise en culture des graines :** Les graines sont mises à germer sur du papier filtre humidifié dans des boîtes de pétri à l'ombre et à température ambiante (c. 20°C) (Fig.8). Lorsque les méristèmes racinaires ont atteint 1 à 1.5 cm de longueur, les prélèvements sont effectués.

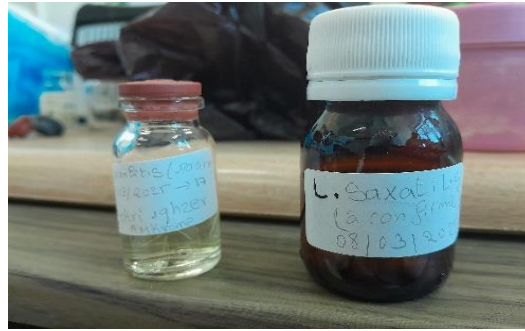


Figure 8: Photographie de mise en germination des graines.

#### II.3.3.2. Technique de préparation des lames pour l'étude de La mitose

**a/ Le prétraitement :** On prélève les pointes des racines avec des pinces propres et on les met immédiatement dans un tube à essai contenant une solution de 8-Hydroxyquinoléine à 0,002 M, pour une durée de 3 heures.

**b/ Fixation:** Après le prétraitement, les pointes des racines sont transférées dans un tube à essai contenant la solution du fixateur Carnoy I, composée d'éthanol et d'acide acétique dans un rapport de 3:1.



**Figure 9** : Photographie des pointes des racines dans des tubes contenant la solution du fixateur Cranoy I.

**c/ Hydrolyse à HCL 1N** : Les pointes des racines sont ensuite transférées dans une solution d'HCL 1N et mises au bain -marie pendant 10 min à une température de 60°C

**d/ Coloration** : Après l'hydrolyse, les pointes des racines sont ensuite transférées dans le colorant (orcéine lactopropionique), puis mises au bain-marie pour une durée de 5 min à une température de 60°C.

**e/ Préparation des lames** : Sous une loupe binoculaire, une racine est prélevée à l'aide d'une pince propre, puis déposée sur une lame de microscope. À l'aide d'une aiguille fine, l'extrémité de la racine, colorée en rouge violacé, est sectionnée. Une goutte d'orcéine lactopropionique est ensuite ajoutée sur la section, puis recouverte d'une lamelle. La préparation est écrasée délicatement en tapotant la lamelle à l'aide d'un objet fin (par exemple une allumette), en veillant à éviter tout déplacement latéral de la lamelle afin de ne pas altérer la disposition des cellules.

**f/ Observation microscopique** : Chaque lame préparée est observée au microscope optique afin d'identifier les cellules en division mitotique. L'observation débute à un faible grossissement ( $G = 10$ ) pour repérer les zones actives puis se poursuit à un grossissement intermédiaire ( $G = 40$ ) afin de visualiser plus précisément les cellules en mitose et les différentes phases du cycle cellulaire.

**g/ Photographie** : Les bonnes préparations sont photographiées à l'aide d'un microscope triloculaire OPTIKA-B350 équipé d'un appareil à photos numérique adapté (Grossissement =100, dans une petite goutte d'huile à immersion).

### II.3.4. Étude de la fertilité pollinique

#### II.3.4.1. Matériel végétal

Pour l'étude de la fertilité pollinique, on utilise des fleurs avant anthèse.

#### II.3.4.2. Technique de préparation des lames pour l'étude de la fertilité pollinique

- ✓ Déposer une goutte d'eau distillée sur une lame de microscope propre. À l'aide de deux aiguilles fines, isoler les anthères d'une fleur prélevée juste avant l'anthèse.
- ✓ Disséquer soigneusement les anthères dans la goutte d'eau afin de libérer un maximum de grains de pollen.
- ✓ Retirer soigneusement les débris des anthères vides afin de ne conserver que les grains de pollen dans la préparation.
- ✓ Laisser sécher la goutte contenant les grains de pollen à l'air libre pendant quelques minutes.
- ✓ Ajouter une goutte de bleu de coton au lactophénol sur la préparation, puis recouvrir d'une lamelle.
- ✓ Laisser le colorant agir pendant au moins 10 minutes pour assurer une coloration optimale des grains de pollen.
- ✓ Observer la lame au microscope photonique afin d'évaluer la viabilité des grains de pollen en fonction de leur coloration.

#### II.3.4.3. Évaluation du taux de fertilité pollinique

Après observation au microscope photonique, compter entre 400 et 500 grains de pollen par fleur. Les grains de pollen uniformément colorés en bleu foncé sont considérés comme viables et fertiles, tandis que ceux présentant des formes ou tailles anormales, ainsi qu'une coloration non uniforme, sont jugés non viables et stériles.

$$\text{La formule : } \mathbf{TF = [F/(F+S)] \times 100}$$

**TF** : Taux de fertilité pollinique (en %)

**F** : Nombre de grains de pollen fertiles (normaux)

**S** : Nombre de grains de pollen stériles (anormaux)



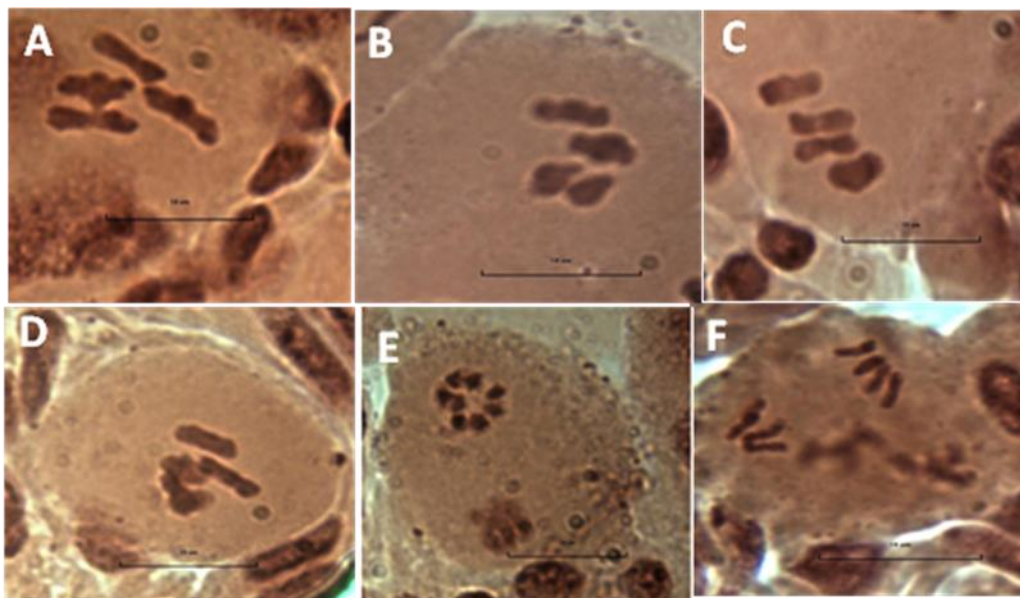
### ***III. Résultats***

### III.1. Dénombrements chromosomiques

#### III.1.1. Dénombrements chromosomiques chez *Leontodon cichoraceus*

##### III.1.1.1. En méiose

Nous avons observé les chromosomes méiotiques des cellules mères polliniques de l'espèce *Leontodon cichoraceus*. Nous avons constaté que le nombre de chromosomes est constamment de  $n = 4$  pour les deux populations étudiées. Les résultats obtenus montrent 4 bivalents en métaphase I chez les populations du Chréa (Figure 10A, B, C, D). Nous avons aussi observé et compté 8 chromosomes au début d'anaphase I (les chromosomes ne sont pas bien séparés) et en métaphase II (Figure 10 chez la population d'Akfadou).



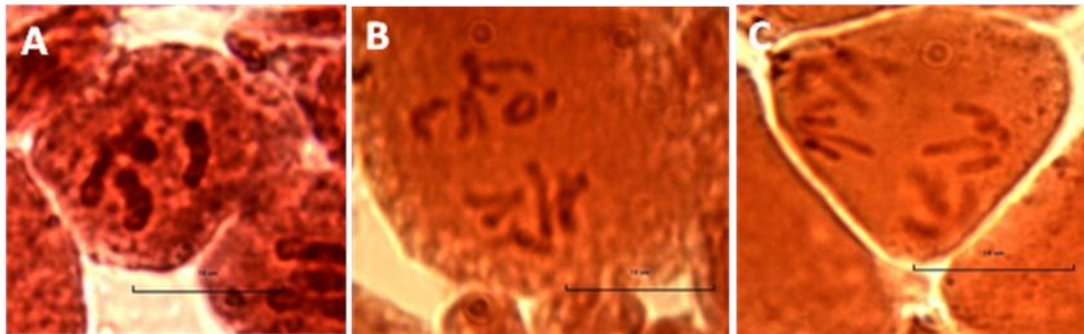
**Figure 10:** Dénombrements chromosomiques en méiose I et II avec  $n=4$  chez *Leontodon cichoraceus*. **A-D:** Population Chréa ; **E et F:** Population d'Akfadou; **A, B, C, D:** Métaphase I; **E:** Anaphase I; **F:** Métaphase II. La barre d'échelle correspond à  $10\mu\text{m}$ .

#### III.1.2 Dénombrements chromosomiques chez *Leontodon tuberosus*

##### III.1.2.1 En méiose

Nous avons observé les chromosomes méiotiques des cellules mères polliniques de l'espèce *Leontodon tuberosus*. Nous avons déterminé que le nombre de chromosomes est constamment de  $n=4$ . Les résultats sont observés en métaphase II (Figure 11A). Nous avons

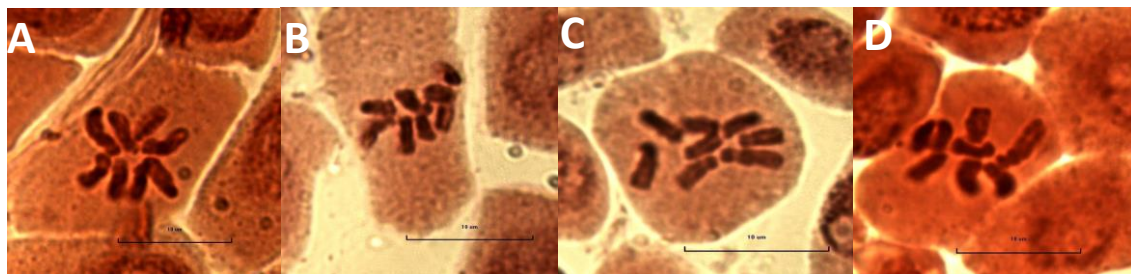
aussi compté  $2n=8$  en métaphase I et prophase I chez la même espèce pour la population (CNAS Targa Ouzmmour) (Figure 11B et C).



**Figure 11 :** Dénombrements chromosomiques en méiose I et II avec  $n=4$  chez *L. tuberosus* population Targa Ouzemmour CNAS. **A :** Métaphase II ; **B :** Métaphase ; **C :** Anaphase II. La barre d'échelle correspond à  $10\mu\text{m}$ .

#### III.1.2.2. En mitose

L'analyse de la mitose des cellules méristématiques racinaires de *L. tuberosus* a révélé une bonne séparation des chromosomes en métaphase au sein de la population de Targa Ouzemmour (Figure 12A et B), ce qui a permis un dénombrement précis des chromosomes fixé à  $2n = 2x = 8$ .

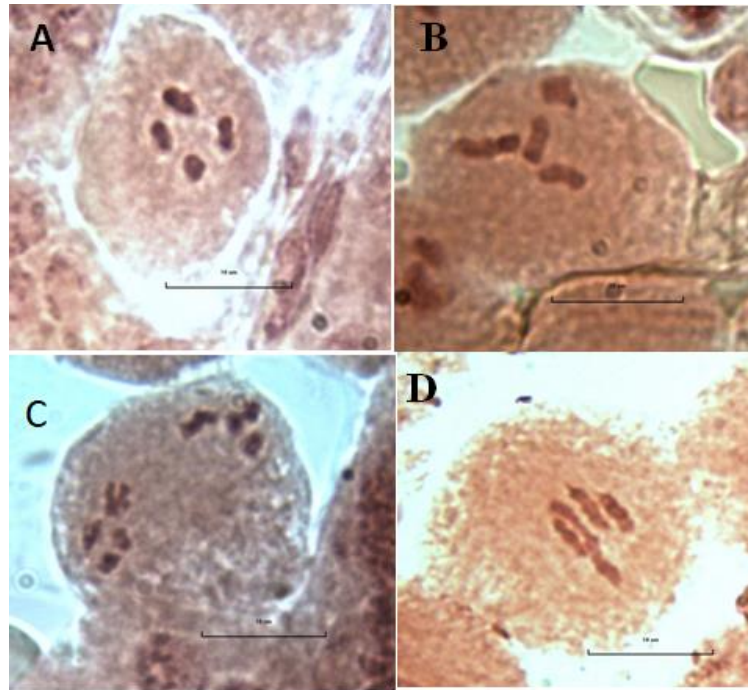


**Figure 12 :** Dénombrement chromosomique en mitose chez *Leontodon tuberosus*. **A-D :** Population Targa Ouzemmour. La barre d'échelle correspond à  $10\mu\text{m}$

#### III.1.3. Dénombrements chromosomiques chez *Leontodon saxatilis*

##### III.1.3.1. En méiose

Nous avons observé les chromosomes méiotiques des cellules mères polliniques de l'espèce *Leontodon saxatilis* issue de la population de Sidi Aïch. Nous avons déterminé que le nombre de chromosomes est constamment de  $n = 4$ . Ces résultats ont été observés en métaphase I (Figure 13A, B, D). Nous avons également compté  $n = 4$  en métaphase II chez la même population (Figure 13C). Les résultats n'ont pas été concluants pour la population d'Azekri (Ighzer Amokrane).



**Figure 13:** Dénombrements chromosomiques en méiose I et II avec  $n=4$  chez *Leontodon saxatilis* population Sidi Aich. **A-D:** Métaphase I ; **C1:** Métaphase II. La barre d'échelle correspond à  $10\mu\text{m}$ .

### III.1.3.2. En mitose

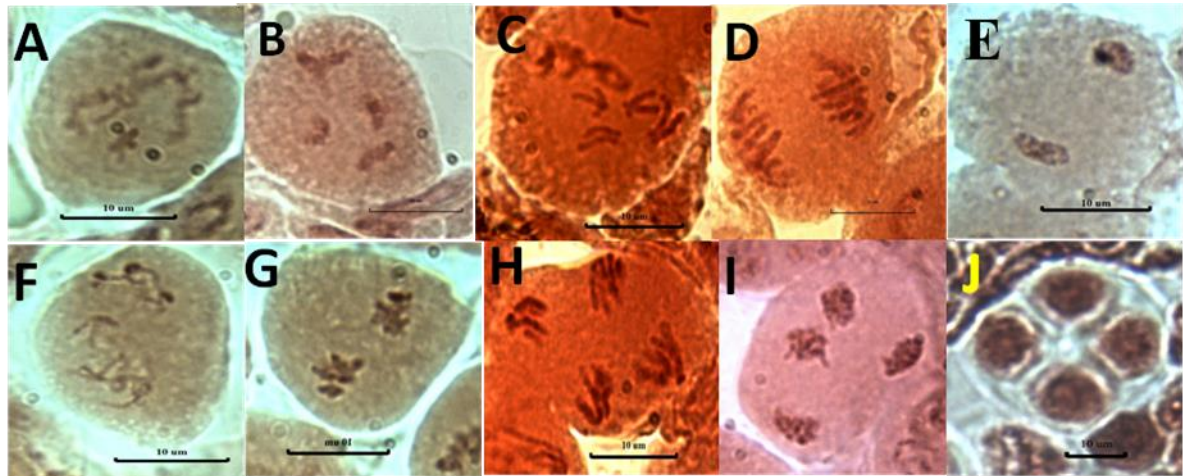
L'analyse de la mitose des cellules méristématiques racinaires de *Leontodon saxatilis* provenant de la population de Azekri (Ighzer Amokrane) a permis d'observer une excellente séparation des chromosomes lors de la métaphase (Figure 14A et B). Cette clarté dans la dispersion chromosomique a facilité un dénombrement précis, révélant que le nombre diploïde de cette espèce est de  $2n = 2x = 8$  chromosomes. La qualité des métaphases observées témoigne également de la bonne préparation des échantillons et de la fiabilité des techniques utilisées, ce qui renforce la validité des résultats obtenus.



**Figure 14:** Dénombrement chromosomique en mitose chez *Leontodon saxatilis* Population Azekri (Ighzer Amokrane). La barre d'échelle correspond à  $10\mu\text{m}$ .

### III.1.4. Les étapes de la méiose observées chez le genre *Leontodon*

La figure 15 ci-dessous présente les différentes phases de la méiose pollinique observées chez le genre *Leontodon*.

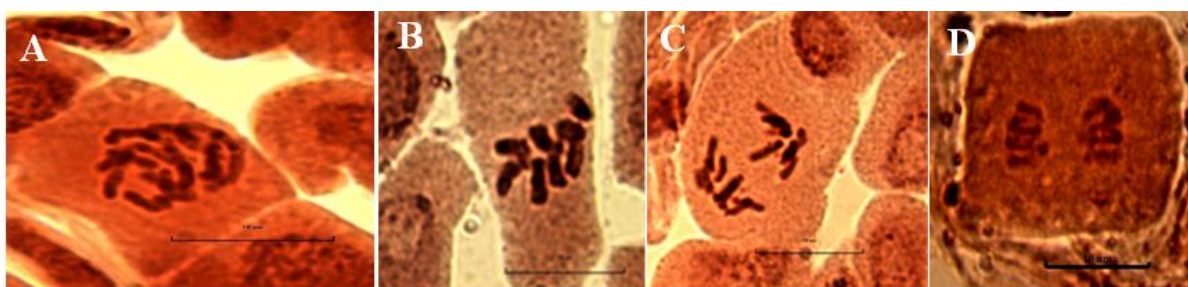


**Figure 15:** Étapes de la méiose chez *Leontodon* **A:** Prophase I (pachytène) **B:** Prophase I (diplotère) **C:** Début d'anaphase I **D:** Anaphase I, **E:** Télaphase I **F:** Prophase II, **G:** Métaphase II, **H :** Anaphase II, **I,** Télaphase II, **J :** Tétrades. Barre d'échelle de 10 µm.

### III.1.5. Les étapes de la mitose du genre *Leontodon*

#### a/ Mitose des cellules méristématiques racinaires

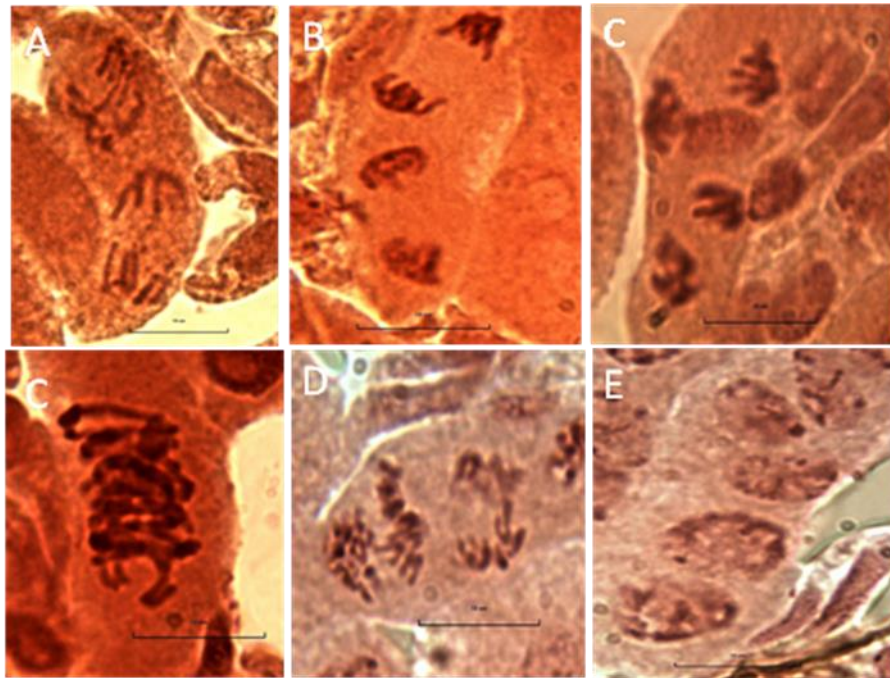
Nous avons observé les différentes phases de la division mitotique, comprenant la prophase, la métaphase et l'anaphase, sur des cellules méristématiques racinaires de *L. tuberosus* et *L. saxatilis* (Figure 16).



**Figure 16 :** Les différents stades de la mitose observés chez *Leontodon tuberosus* et *L. saxatilis* chez la population du Campus Targa Ouzemmour et Ighzer Amokrane. **A:** Prophase (*L. saxatilis* population Ighzer Amokrane); **B:** Métaphase (*L. tuberosus* population Targa Ouzemmour); **C:** Anaphase (*L. saxatilis* population Ighzer Amokrane) ; **D:** télaphase. (*L. saxatilis* population Ighzer Amokrane); La barre d'échelle correspond à 10µm.

### III.6. Endomitose des cellules du tapetum

La Figure 17 illustre les différentes cellules du tapetum que nous avons pu observer lors de l'analyse des méioses du genre *Leontodon* chez les trois espèces étudiées. Nous avons sélectionné les meilleures photos présentées ci-dessous.



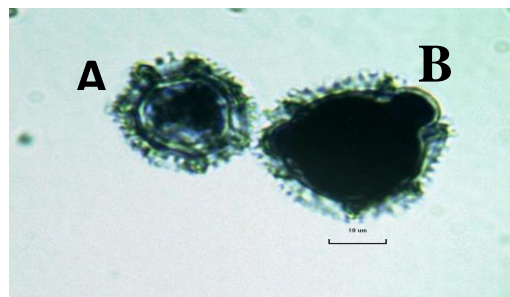
**Figure 17** : Les différentes cellules du tapetum observées chez trois espèces du genre *Leontodon*. **A**: anaphase pour deux noyaux (*L. saxatilis* population Ighzer Amokrane) ; **B**: début de télophase avec deux noyaux (*L. cichoraceuse* population Cheréa) ; **C, D, E**: anaphase pour plusieurs noyaux (*L. tuberosus* population Targa Ouzamour) ; **F**: cellule avec six noyaux (*L. tuberosus* population Targa Ouzemmour).

### III.7. Analyse de la fertilité pollinique

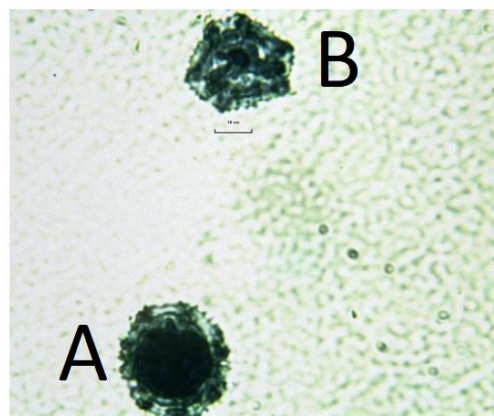
Le taux de la fertilité pollinique a été évalué sur des fleurs issues de 3 capitules sélectionnées au hasard pour chaque population. Les grains uniformément colorés en bleu sont considérés comme fertiles, et les grains non colorés sont considérés comme stériles. La figure 18 montre les grains de pollen de *L. cichoraceus* et la figure 19 les grains de pollen de *L. saxatilis*. La figure 20 illustre les grains de pollen de *L. tubesosus*.



**Figure 18:** Photographies des grains de pollen de l'espèce *Leontodon cichoraceus* colorés au bleu de coton. **A**: grains de pollen stérile ; **B** : grain de pollen fertile. La barre d'échelle correspond à 10 $\mu$ m



**Figure 19:** Photographies des grains de pollen de l'espèce *Leontodon saxatilis* colorés au bleu de coton. **A** : grains de pollen stérile ; **B** : grain de pollen fertile. La barre d'échelle correspond à 10 $\mu$ m.



**Figure 20:** Photographies des grains de pollen de l'espèce *Leontodon tuberosus* colorés au bleu de coton. **A**: grain de pollen fertile; **B**: grain de pollen stérile. La barre d'échelle correspond à 10 $\mu$ m.

Le tableau VI ci-dessous montre les taux de fertilité pollinique des trois espèces du genre *Leontodon* selon les populations. Pour *Leontodon tuberosus*, la population de Targa Ouzemmour présente une fertilité moyenne de 87,83 %, avec des valeurs individuelles allant de 44,93 % à 99,32 %, indiquant une certaine variabilité, notamment une baisse marquée dans un échantillon. En ce qui concerne *Leontodon saxatilis*, les populations d'Ighzer Amekrane et de Sidi Aïch affichent des taux de fertilité élevés et stables, avec des moyennes respectives de 92,76 % et 98 %, et des écarts-types faibles, témoignant d'une fertilité homogène. Enfin, pour *Leontodon cichoraceus*, la population de Chréa montre une fertilité élevée et régulière (moyenne de 97,34 %), tandis que celle d'Akfadou présente une plus grande hétérogénéité, avec des taux variant de 40,08 % à 100 % et une moyenne de 87,27 %. Ces résultats soulignent une bonne capacité reproductive globale des espèces étudiées.

**Tableau VI** : Taux de fertilité pollinique (%) chez les populations de *Leontodon tuberosus*, *L. saxatilis* et *L. cichoraceus* étudiées. F1-F6 = Fleurs 1-6.

Espèce	Population	Taux de fertilité (%)						Moyenne± Ecart-type
		F1	F2	F3	F4	F5	F6	
<i>L. tuberosus</i>	Targa Ouzemmour	99,07	99,32	99,04	98,68	85,96	44,93	87,83±0,22
<i>L. saxatilis</i>	Ighzer Amekrane	94,84	83,81	83,03	98,15	97,37	99,36	92,76±0,07
	Sidi Aïch	100	97,80	100	96,53	97,15	99,18	98±0,01
<i>L. cichoraceus</i>	Chrèa	96,70	93,50	97,20	100	96,65	100	97,34±0,02
	Akfadou	40,08	91,90	100	97,16	94,49	100	87,27±0,23

## **IV. Discussion**

## IV. Préparation des observations chromosomiques

La coloration à l'orcéine s'est révélée particulièrement efficace, offrant des résultats clairs et précis lors de l'observation des différentes phases de la mitose et de la méiose sur le matériel végétal étudié. Cette méthode a permis une visualisation nette des chromosomes, facilitant ainsi l'analyse cytogénétique des cellules.

### IV.1. Dénombrements chromosomiques

#### *Chez Leontodon tuberosus et L. saxatilis*

L'étude de la méiose, faite sur les boutons floraux chez les populations de *L. tuberosus* et *L. saxatilis*, a permis d'observer plusieurs plaques métaphasiques avec des chromosomes bien séparés. Tous nos comptages sont de  $n = 4$  correspondant à  $2n = 2x = 8$  avec  $x = 4$  comme nombre de base.

L'étude de la mitose, faite sur les racines chez *Leontodon tuberosus* a confirmé le comptage réalisé sur les méioses. Pour la population de Targa Ouzammour le nombre chromosomique est de  $2n=2x= 8$ , correspondant à celui rapporté pour cette espèce (Moore, 1973; Favarger & Contandriopoulos, 1961 ; Rice et al., 2015).

L'étude de la mitose réalisée sur les racines de *L. saxatilis* issue de la population d'Ighzer Amokrane, différente de celle étudiée pour la méiose, a permis de confirmer le comptage chromosomique obtenu lors de l'analyse méiotique. Pour cette population, le nombre chromosomique est de  $2n = 2x = 8$ , ce qui correspond à celui rapporté pour *L. saxatilis* (Tutin et al., 1976 ; Moore, 1973 ; Watanabe, 2013).

#### *Chez Leontodon cichoraceus*

L'étude des méioses faites sur des boutons floraux chez *L. cichoraceus* ont aussi permis d'observer plusieurs plaques métaphasiques avec des chromosomes bien séparés. Tous nos comptages sont de  $n=4$ , correspondant à  $2n=2x=8$ , avec  $x=4$  comme nombre de base. Notre étude des mitoses faites sur les racines n'a abouti à aucun résultat. Le nombre chromosomique rapporté pour les populations d'Espagne de *L. cichoraceus* est  $2n=2x=10$  Colombo, & Trapani, (1989). Cette divergence appelle deux hypothèses. Tout d'abord, il est possible que la population étudiée présente une variation chromosomique locale, telle qu'une dysploïdie, phénomène fréquent chez certaines plantes où le nombre de chromosomes peut varier par fusion ou perte de chromosomes

sans modification majeure de la fonction génétique ((Leitch & Bennett, 2004 ; Levin, 2002 ; Guerra, 2008). Par ailleurs, l'absence de résultats concluants issus de l'étude de la mitose dans cette même population limite la confirmation complète de ce nombre chromosomique. Il se pourrait aussi qu'il y ait une erreur d'identification, l'échantillon étudiée correspondrait peut-être à un *L. tuberosus* à floraison printanière. Rappelons que *Leontodon tuberosus* est à floraison automnale (occasionnellement printanière), tandis que *L. cichoraceus* est à floraison printanière. Les deux espèces sont morphologiquement très similaires et peuvent se retrouver ensemble en montagne (Tison & de Foucault, 2014 ; Greuter et al., 2001 ; Jeanmonod & Gamisans, 2007).

### IV.2. La fertilité pollinique

Les taux de fertilité pollinique observés dans cette étude sont globalement très élevés pour la majorité des populations des espèces étudiées dans ce travail, ce qui reflète une bonne viabilité des grains de pollen et une reproduction sexuée efficace, à l'exception de la population du campus de Targa Ouzemmour, où ils sont modérés à faibles. Les taux de fertilité élevés et cette stabilité cytogénétique concordent avec presque l'absence d'anomalies méiotiques chez les populations étudiées (Shivanna & Rangaswamy, 1992; Brewbaker & Kwack, 1963). Ces taux élevés suggèrent que les conditions climatiques, écologiques et environnementales de ces espèces sont adéquates et que leurs caryotypes sont stables et sont favorables au développement et à la reproduction de ces espèces (Grant, 1981 ; Singh, 2003). En effet, des facteurs tels que la température, l'humidité, la qualité du sol et l'absence de stress environnemental peuvent influencer positivement la division cellulaire et la fertilité pollinique (Pacini et al., 1997 ; Kakani et al., 2002 ; Hedhly, 2011).

Plus d'observations sont requises pour comprendre l'origine de la baisse de la fertilité pollinique chez la population du Campus de Targa Ouzemmour.

### IV.3. Endomitose des cellules du tapetum

Le tapetum est un tissu somatique spécialisé que l'on trouve dans l'anthere des plantes à fleurs. C'est la couche la plus interne qui entoure les microsporocytes en cours de développement. Ce tissu est crucial pour le développement des grains de pollen, car il fournit les nutriments, les enzymes, les hormones et les éléments moléculaires

avancés nécessaires à la création et à la différenciation des microspores, jusqu'à leur conversion en grains de pollen mûrs. Les cellules du tapetum sont généralement multinucléées, résultat d'une division mitotique où la cytokinèse est incomplète, ce qui peut entraîner une polyploïdie (Yao et al ,2022).

Deux principaux types de tapetum existent: le tapetum sécrétoire (ou glandulaire), le plus fréquent chez les angiospermes, où les cellules restent intactes et sécrètent leurs produits dans la loge pollinique, et le tapetum plasmodial (ou amiboïde), où la paroi cellulaire se dégrade pour former un plasmodium multi nucléé (Testbook, 2024).

Le tapetum présente des caractéristiques spécifiques selon les espèces et les stades de développement, avec des organites adaptés à la synthèse et à la sécrétion de matériaux complexes comme la sporopollénine. Cette dernière confère une remarquable résilience à la paroi pollinique face aux agressions environnementales telles que la chaleur, la sécheresse ou les agents infectieux. Le tapetum sécrète également des enzymes telles que la callase, qui dégrade la callose entourant les tétrades de microspores, permettant leur libération et leur développement individuel. Au cours de la microgamétogenèse, le tapetum subit une dégénérescence programmée (mort cellulaire programmée) dont les résidus contribuent à la formation du tryphine, une couche lipidique et protéique qui facilite l'adhésion du pollen et la reconnaissance pollen-stigmate (Wei, Ma. 2023).

# *Conclusion*

Notre étude porte sur une analyse cytogénétique de trois espèces appartenant au genre *Leontodon* : *L. tuberosus*, *L. saxatilis* et *L. cichoraceus*. Ce travail a été mené au sein du Laboratoire d'Écologie et Environnement de l'Université Abderrahmane MIRA de Béjaïa.

Nous avons utilisé des techniques classiques de cytogénétique, notamment l'observation et l'analyse des processus méiotique et mitotique, ainsi que l'évaluation de la fertilité pollinique. Ces méthodes nous ont permis d'examiner en détail la structure chromosomique, le comportement des chromosomes lors des divisions cellulaires, ainsi que la viabilité des grains de pollen, qui sont des indicateurs importants de la santé génétique et reproductive des plantes. Le matériel végétal utilisé est constitué de boutons floraux, fleurs avant anthèse et de graines matures provenant de différentes populations. Au total, six populations ont été étudiées, couvrant les trois espèces principales du genre *Leontodon* en Algérie.

Les dénombrements chromosomiques chez *Leontodon* en méiose ont permis de compter un nombre chromosomique de  $2n=2x= 8$  pour toutes les populations des trois espèces étudiées. Ces comptages chromosomiques constituent les premiers résultats réalisés pour les populations algériennes des deux espèces *L. tuberosus* et *L. saxatilis* et sont en accord avec ceux mentionnés dans la littérature pour d'autres populations de la Région méditerranéenne.

Cependant, le résultat obtenu pour l'espèce *L. cichoraceus*, avec un nombre chromosomique de  $n = 4$ , diverge des données antérieures qui indiquaient  $n = 5$ . Cette discordance souligne la nécessité d'approfondir les recherches sur cette espèce, afin de mieux comprendre sa variabilité cytogénétique et d'éclaircir les différences observées avec la littérature existante.

Les taux de fertilité pollinique sont élevés à très élevés pour toutes les populations des deux espèces *L. saxatilis* et *L. cichoraceus* (99%-100%). *L. tuberosus* (population de Targa Ouzemmour, la seule étudiée pour cette espèce) a montré des taux de fertilité pollinique allant de 44 à 87%, nettement plus faibles comparativement aux deux autres espèces.

Aussi, accidentellement, sont observées des cellules en endomitose à différents stades de division et des cellules géantes polynucléées (résultat de ces endomitoses). Ces cellules sont attribuées au tapetum des parois des anthères qui joue un rôle fondamental dans le développement, la maturation et la nutrition des grains de pollen.

En perspective, ce travail devra être approfondi par une étude cytogénétique de *L. cichoraceus*, en utilisant des techniques cytogénétiques avancées telles que la FISH (Fluorescence *In Situ* Hybridization). Il est important d'étudier la présence de variations chromosomiques intra- et inter-populations de cette espèce afin d'expliquer la discordance observée dans le nombre chromosomique.

- Bremer, K. (1994). *Asteraceae: Cladistics and Classification*. Timber Press, Portland, OR. <https://doi.org/10.1007/S00606-013-0937-0>
- Brewbaker, J. L., & Kwack, B. H. (1963). The essential role of calcium ion in pollen germination and pollen tube growth. *American Journal of Botany*, 50(9), 859–865.
- Dias, E. F., Sardos, J., Silva, L., Maciel, M. G. B., & Moura, M. (2014). Des marqueurs microsatellites révèlent la structure génétique de la population de *Leontodon* des Açores: implications pour la conservation. *Plant Systematics and Evolution*, 300(5), 987–1001.
- Euro+Med PlantBase. (2024). Ressource sur la diversité végétale euro-méditerranéenne. Disponible sur: <https://euoplusmed.org>
- Favarger, C., & Contandriopoulos, J. (1961). Essai sur l'endémisme. *Bulletin de la Société Botanique de Genève*, 71, 384–408.
- Funk, V. A., Susanna, A., Stuessy, T. F., & Robinson, H. E. (2009). Classification of Compositae. In: Funk V. A., Susanna A., Stuessy T. F., Bayer R. J. (Eds.), *Systematics, Evolution, and Biogeography of Compositae*. IAPT, Vienna.
- Giseke, P. D. (1792). *Praelectiones in Ordines Naturales Plantarum*. Hoffmann, Hamburg.
- Grant, V. (1981). *Plant Speciation*. Columbia University Press.
- Greuter, W. (2003). The Euro+Med treatment of *Leontodon* (Compositae, Lactuceae). *Willdenowia*, 33(1), 49–61. <https://doi.org/10.3372/wi.33.33105>
- Greuter, W., Burdet, H. M., & Long, G. (2001). *Med-Checklist Vol. 5: Dicotyledones (Compositae)*. Conservatoire et Jardin botaniques de la Ville de Genève.
- Guerra, M. (2008). Chromosome numbers in plant cytotaxonomy: concepts and implications. *Cytogenetic and Genome Research*, 120(3–4), 339–350.
- Hedhly, A. (2011). Sensitivity of flowering plant gametophytes to temperature fluctuations. *Environmental and Experimental Botany*, 74, 9–16.
- Heywood, V. H. (1985). *Las plantas con flores*. Éd. Reverté, Espagne.
- INPN (Inventaire National du Patrimoine Naturel). (2024). Fiche taxonomique de *Scorzoneroides autumnalis*. Disponible sur: [https://inpn.mnhn.fr/espece/cd\\_nom/121988](https://inpn.mnhn.fr/espece/cd_nom/121988)
- Jeanmonod, D., & Gamisans, J. (2007). *Flore de Corse, Tome 2*. Edisud, Aix-en-

Provence.

Journal de la Société Botanique de Genève. (2021). Article sur les Asteraceae, sous-famille des Liguliflorae (= Cichorioideae). Saussurea, 50, 55–104. [https://socbotge.ch/wp-content/uploads/Saussurea50/Saussurea\\_50-2021\\_Pg055-104\\_Authier.pdf](https://socbotge.ch/wp-content/uploads/Saussurea50/Saussurea_50-2021_Pg055-104_Authier.pdf)

Kakani, V. G., Prasad, P. V. V., Craufurd, P. Q., & Wheeler, T. R. (2002). Response of in vitro pollen germination and pollen tube growth of groundnut (*Arachis hypogaea* L.) genotypes to temperature. *Plant, Cell & Environment*, 25(12), 1651–1661.

Kilian, N., Gemeinholzer, B., & Lack, H. W. (2009). Cichorieae. In: Funk V. A., Susanna A., Stuessy T. F., Bayer R. J. (Eds.), *Systematics, Evolution, and Biogeography of Compositae*. IAPT, Vienna, pp. 343–383.

Leitch, I. J., & Bennett, M. D. (2004). Genome downsizing in polyploid plants. *Biological Journal of the Linnean Society*, 82(4), 651–663.

Levin, D. A. (2002). *The Role of Chromosomal Change in Plant Evolution*. Oxford University Press.

Moore, D. M. (1973). Chromosome numbers of some Western European Compositae. *Watsonia*, 9, 231–234.

Pacini, E., Franchi, G. G., & Hesse, M. (1997). The tapetum: its form, function, and possible phylogeny in Embryophyta. *Plant Systematics and Evolution*, 206, 1–29.

POWO (Plants of the World Online). (2024). Royal Botanic Gardens, Kew. Disponible sur : <https://powo.science.kew.org/>

Quézel, P., & Santa, S. (1962–1963). *Nouvelle flore de l'Algérie et des régions désertiques méridionales*. C.N.R.S. Éd., Paris. 2 vol., 1170 p.

Rice, A., Glick, L., Abadi, S., et al. (2015). The Chromosome Counts Database (CCDB) – a community resource of plant chromosome numbers. *New Phytologist*, 206(1), 19–26.

Santos Guerra, A., et al. (2015). A revision of the genus *Leontodon* (Asteraceae) in the Azores based on morphological and molecular data. *Phytotaxa*, 210(1). <https://doi.org/10.11646/phytotaxa.210.1.4>

Shivanna, K. R., & Rangaswamy, N. S. (1992). *Pollen Biology: A Laboratory Manual*. Springer-Verlag. Singh, R. J. (2003). *Plant Cytogenetics* (2nd ed.). CRC Press.

The Plant List. (2013). Version 1.1. <http://www.theplantlist.org/>

Tison, J.-M., & de Foucault, B. (2014). Flore de la France méditerranéenne continentale. Naturalia Publications, Paris.

Tutin, T. G., et al. (1976). Flora Europaea, Volume 4: Plantaginaceae to Compositae (and Rubiaceae). Cambridge University Press.

Vitek, E., Leschner, H., & Armağan, M. (2017). *Gundelia tournefortii* L. (Compositae) – an approach. *Annalen des Naturhistorischen Museums in Wien, Serie B*, 119, 227–234.

Watanabe, K. (2013). Chromosome number variation and evolution in Asteraceae. In: Gupta R. (Ed.), *Plant Chromosome Engineering: Methods and Protocols*. Springer.

Zhao, Y., et al. (2016). Evolutionary co-option of floral meristem identity genes for patterning of the flower-like Asteraceae inflorescence. *Plant Physiology*, 172, 284–296.

Annexes :

Annexe 01 :

**Préparation du bleu de coton au lactophénol**

8 volumes de glycérine

4 volumes d'acide lactique à 85 %

4 volumes de solution de phénol (préparée en dissolvant 1 g de cristaux de phénol dans 4 mL d'eau distillée)

2 volumes d'eau distillée

1 volume de bleu d'aniline à 1 % (préparé en dissolvant 0,05 g de bleu d'aniline dans 100 mL d'eau distillée).

## Etude cytogénétique de quelques espèces du genre *Leontodon* (Asteraceae) dans le nord-est Algérien

**Résumé:** Ce travail porte sur l'étude cytogénétique de trois espèces du genre *Leontodon* présentes en Algérie. Le matériel végétal a été récolté dans différentes localités de la région de Béjaïa. L'objectif principal de cette étude est de déterminer les nombres chromosomiques et d'évaluer la fertilité pollinique des spécimens analysés. Les chromosomes, observés à la fois en méiose et en mitose, ont été colorés à l'orcéine lactopropionique et les grains de pollen au bleu de coton. Les nombres chromosomiques comptés sont conformes aux données bibliographiques et sont de  $2n = 2x = 8$  pour les trois espèces étudiées: *Leontodon tuberosus*, *L. saxatilis* et *L. cichoraceus*. Les taux de fertilité pollinique sont globalement élevés à très élevés (99 % à 100 %) pour toutes les populations étudiées, à l'exception de la population de *L. tuberosus* de Targa Ouzemmour, où les taux sont modérés à faibles (44 % à 87 %).

**Mots clés:** *Leontodon*, chromosomes, f fertilité pollinique.

## Cytogenetic study of some species of the Genus *Leontodon* (Asteraceae) in Northeastern Algeria

**Abstract:** This work concerns the cytogenetic study of three species of the genus *Leontodon* present in Algeria. The plant material was collected in different localities of the Béjaïa region. The main objective of this study is to determine the chromosome numbers and to evaluate the pollen fertility of the analyzed specimens. The chromosomes, observed both in meiosis and mitosis, were stained with lactopropionic orcein and the pollen grains with cotton blue. The counted chromosome numbers are consistent with the bibliographic data and are  $2n = 2x = 8$  for the three species studied: *Leontodon tuberosus*, *L. saxatilis* and *L. cichoraceus*. Pollen fertility rates were generally high to very high (99% to 100%) for all populations studied, with the exception of the *L. tuberosus* population of Targa Ouzemmour, where rates were moderate to low (44% to 87%).

**Keywords:** *Leontodon*, chromosomes, pollen fertility.

### دراسة خلوية وراثية لبعض أنواع جنس (ليونتودون) النجمية في شمال شرق الجزائر

**مخلص:** يتناول هذا العمل دراسة خلوية وراثية لثلاثة أنواع من جنس ليونتودون (*Leontodon*) موجودة في الجزائر. جُمعت المادة النباتية من مواقع مختلفة في منطقة بجاية. الهدف الرئيسي من هذه الدراسة هو تحديد أعداد الكروموسومات وتقييم خصوبة حبوب اللقاح في العينات المحللة. صبغت الكروموسومات، الملاحظة في كلٍّ من الانقسام المنصف والانقسام المتساوي، بالأورسين اللاكتوبروبيوني، وصبغت حبوب اللقاح باللون الأزرق القطني. تتوافق أعداد الكروموسومات المحصاة مع البيانات الجغرافية، وهي  $2n = 2x = 8$  للأنواع الثلاثة المدروسة: ليونتودون توبيروسوس، ولينتودون ساكساتيليس، ولينتودون سينشوراسيوس. كانت معدلات خصوبة حبوب اللقاح مرتفعة إلى مرتفعة للغاية بشكل عام (99%) إلى (100%) لجميع السكان الذين تمت دراستهم، باستثناء سكان *L. tuberosus* في تارغا أوزيمور، حيث كانت المعدلات متوسطة إلى منخفضة (44%) إلى (87%).

**الكلمات المفتاحية:** *Leontodon*؛ الكروموسومات، خصوبة حبوب اللقاح.