

N°d'ordre :

RÉPUBLIQUE ALGÉRIENNE DÉMOCRATIQUE ET POPULAIRE
Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique
Centre universitaire de Djelfa Ziane Achour
Institut d'Agronomie pastorale

Mémoire

Présenté au centre universitaire Ziane Achour
pour l'obtention du diplôme de

Magister

Par

NAAS OUMSAAD

Intitulé

**Analyse des grains de pollen de quelques
espèces steppiques par microscopie
électronique à balayage**

Soutenu devant le jury :

- | | |
|--|-----------|
| - Dr Khelifi L. Maître de conférence I.N.A (Alger) | Président |
| - Dr. Choukri. A Maître de conférence C.U.D (Djelfa) | Promoteur |
| - Dr. Boudjniba M. Maître de conférence E.N.E.S. (Kouba) | Examineur |
| - Pr . Jolly D. Maître de conférence. Université Montpellier 2 (France) | Invité |

Résumé

Le travail que nous avons entrepris est une description morphologique du pollen de quelques espèces steppiques. Nous avons déterminé les deux diamètres DP et DE des grains de pollen ainsi que la lecture des différentes ornementsations de son exine, ceci a été réalisé par l'analyse des images obtenues par microscopie photonique et microscopie électronique à balayage. Le taux de fertilité des grains de pollen des espèces steppiques étudiées a été estimé ainsi que la relation entre la forme et la fertilité. Les résultats de l'analyse descriptive et l'analyse statistique ont mis en évidence la variabilité des diamètres des grains de pollen au sein de la même famille botanique, la dominance de la forme prolé et l'aspect tricolporé du pollen ainsi que l'exine ponctuée chez la quasi-totalité des familles étudiées ont été observées. Les mêmes résultats font ressortir une relation négative entre la forme et la fertilité du pollen pour la majorité des familles étudiées.

Mots clés :

Grain de pollen ; Forme ; Espèces steppiques ; Diamètre polaire (DP) ; Diamètre équatorial (DE) ; Exine; Microscopie électronique à balayage; taux de fertilité.

المخلص

تهدف هذه الدراسة الى الوصف الظاهري لحبوب الطلع لبعض النوعيات السهبية من خلال حساب القطرين القطبي و الاستوائي و قراءة مختلف اشكال الاكزين و هذا بتحليل الصور المنجزة بالمجهر الضوئي و المجهر الالكتروني الماسح. بالاضافة الى دراسة خصوبة حبوب الطلع لمختلف العائلات النباتية المدروسة و امكانية وجود علاقة ما بينها و بين شكل حبيبات الطلع. نتاج هذه الدراسة بينت وجود تنوع لقطر حبيبات الطلع لنفس العائلة النباتية و سيادة شكل معين لمجموع العائلات المدروسة. نفس النتائج بينت علاقة سلبية ما بين شكل و نسبة خصوبة حبيبات الطلع لاغلبية العائلات النباتية المدروسة.

الكلمات المفتاحية

حبيبات الطلع - شكل . نوعيات سهبية . القطر القطبي. القطر الاستوائي. الاكزين. مجهر الكتروني ماسح. نسبة خصوبة.

Abstract

The morphological characteristics of pollen grains for some plant species collected from the steppe land was studied in this paper. The polar and equatorial diameter were determined, and the different exine shape was observed by the analysis of pictures took by the photonic microscope and the scanning tunneling microscope. Further, the fertility rate of pollen grains and the relation between fertility and pollen grain shape were also carried out. The results showed a diversity of pollen grain's diameters for the same plant family and the dominance of one specific exine and pollen grain shape, on the other hand, the pollen grain shape had a negative relation with the fertility rate for the almost plant families studied.

Key words:

Pollen grains, shape, steppique species, polar diameter, equatorial diameter, exine, scanning tunneling microscope, fertility rate.

Remerciements

Louange à Allah, maître de l'univers pour toutes ses bontés et pour sa miséricorde, paix et salut à mon premier éducateur, le prophète Mohamed.

- Qu'il me soit permis d'exprimer mes gratitudes les plus profondes en terminant la mise au point de ce mémoire à Dr Choukri A. le directeur général du Centre Universitaire de Djelfa C.U.D. de m'avoir encadré et de m'avoir fait apprendre de son savoir faire et de son expérience; qu'il trouve dans ce travail mes remerciements les plus vifs.
- Je tiens à remercier bien sincèrement toute l'équipe du laboratoire de la paléopalynologie à l'Université Montpellier II (France) représentée par le Dr Joly D. professeur de biologie végétale pour son hospitalité et son suivi durant mon stage et qui a accepté notre invitation d'assister à l'exposition de ce mémoire ; à Mr Eudes (doctorant) pour ses explications sur le microscope confocale ; à Mme Boyer A. la bibliothécaire du laboratoire qui a mis à ma disposition toute la documentation disponible sans oublier Mr Cheddadi R. qui m'a fait partager sa propre documentation ; aussi je remercie Alfred ; Serge ; Jakie ; Djalombaba ; Aline et Marria, pour leur accueil.
- Mes remerciements s'adressent à : Mr Adem A. professeur à l'université de Tiaret ; à Mr Khelifi L. maître de conférence à l'I.N.A. et à Mr Boudjniba M. maître de conférence à l'E.N.E.S. qui ont accepté d'examiner ce travail.
- Je fais part de ma gratitude à Mr Lahrech B. ex- directeur de la poste graduation au niveau du C.U.D. de Djelfa, pour son grand aide et ses encouragements.
- Mes remerciements les plus vifs s'adressent à Mr Kachouane M, le directeur générale du Centre National des Recherches Nucléaires pour sa collaboration pour réaliser une grande partie des analyses réalisées par le microscope électronique à balayage.
- Je remercie également Messieurs : Souami Y., chercheur au niveau du centre ; Saih, technicien au niveau du même centre et Mr Taibi, professeur à l'université Houari Boumediene (U.S.T.H.B.).
- Je tiens à faire part de ma gratitude à Mr Boudjniba M. maître de conférence à l'I.N.E.S. pour son grand aide.
- Je remercie aussi, le directeur du Haut Commissariat de Développement de la Steppe (H.C.D.S) Mr Kassimi qui a mis à notre disposition les moyens de transport ainsi toute une équipe représentée par Mr khaldi ; A. Mr BerkaniA. et Mr Talha pour réaliser l'échantillonnage de cette étude.
- Je tiens à remercier Mr Beloued A. ancien technicien du laboratoire de botanique à l'I.N.A. pour la détermination des espèces, Mr Taoussi S. pour sa disponibilité lors de la réalisation des analyses au niveau du laboratoire du C.U.D. ; Mr Sarray B. photographe au niveau du C.U.D. qui a travaillé patiemment pour réaliser la partie visuelle de cette étude.
- Enfin je remercie Dr Azzouz B. chargé de cours au niveau du C.U.D. pour la réalisation des statistiques.

Liste des abréviations

- 1 : *A. cyanophylla* : *Accacia cyanophylla*
- 2 : *A. dentata* : *Adonis dentata*
- 3 : *A. roseum* : *Allium roseum*
- 4 : *A. tenuifolius* Cavan : *Asphodelus tenuifolius* Cavan
- 5 : *A. canescens* : *Atriplex canescens*
- 6 : *B. incrassatum* : *Bunium incrassatum*
- 7 : *C. coronarium* : *Chrysanthemum coronarium*
- 8 : *D. acris* : *Diplotaxis acris*
- 9 : *D. eruroides* : *Diplotaxis eruroides*
- 10 : *E. pycnanthum* : *Echium pycnanthum* ssp. *humile*
- 11 : *E. L,angustifolia* : *Elaeagnus L. angustifolia*
- 12 : *E. violaceae* : *Elizaldia violacea* DESF.
- 13 : *E. visicaria* : *Eruca vesicaria*
- 14 : *E. bocconeii* : *Erysimum bocconeii*
- 15 : *E. akenocarpa* : *Euphorbia akenocarpa*
- 16 : *H. ruficomum* : *Hirtum* ssp. *ruficomum*
- 17 : *H. virgatum* : *Helianthemum virgatum*
- 18 : *L. jolyi* : *Lotus jolyi*
- 19 : *M. sylvestris* : *Malva sylvestris*
- 20 : *M. deserti* : *Marrubium deserti*
- 21 : *M. arvensis* : *Moricandia arvensis*
- 22 : *M. prostrata* : *Muricaria prostrata*
- 23 : *N. oleander* : *Nerium oleander*
- 24 : *O. argentea* : *Onobrychis argentea* ssp. *africana*
- 25 : *O. cernua* : *Orobanche cernua* Loeffl.
- 26 : *O. cheirifolia* : *Othonopsis cheirifolia*
- 27 : *P. rhoeas* : *Papaver rhoeas*
- 28 : *P. harmala* : *Peganum harmala*
- 29 : *P. halipensis* : *Pinus halipensis*
- 30 : *P. atlantica* : *Pistacia atlantica* DESF.
- 31 : *P. equisetiforme* : *Polygonum equisetiforme*
- 32 : *R. raphanistrum* L. : *Raphanus raphanistrum* L.
- 33 : *R. rugosum* : *Rapistrum rugosum*
- 34 : *R. arabica* : *Reseda arabica*
- 35 : *R. herba* : *alba Reseda herba alba*
- 36 : *R. retam* : *Retama retam*
- 37 : *R. officinalis* : *Rosmarinus officinalis*
- 38 : *R. acetosella* : *Rumex acetosella*
- 39 : *S. verbenaca* : *Salvia verbenaca*
- 40 : *S. stellata* : *Scabiosa stellata*
- 41 : *S. canina* : *Scrofularia canina*
- 42 : *S. sediforme* : *Sedum sediforme*
- 43 : *S. ceratioides* : *Silene ceratioides* L
- 44 : *S. parviflora* : *Stipa parviflora*
- 45 : *S. tenacissima* : *Stipa tenacissima*

- 46 : *T. polium* : *Teucrium polium*
- 47 : *T. garganica* : *Thapsia garganica*
- 48 : *T. algeriensis* : *Thymus algeriensis*
- 49 : *V. pyramidata* : *Vaccaria pyramidata*

50 : *Z. allium* : *Zygophyllum allium*

E-type : écart type.

DP : diamètre polaire.

DE : diamètre équatorial.

Meb : Microscope électronique à balayage.

Mph : Microscope photonique.

Km² : Kilomètres carrés

cm² : Centimètres carrés

mm : millimètre

P : Pluviométrie

°C : degré Celsius

% : pour cent

nm : nanomètre.

H⁺ : ion d'hydrogène

CO₂ : dioxyde de carbone

Liste des tableaux

Tableau 1 : Répartition de la pluviométrie (P) dans les zones arides de l'Algérie (Lehouerou, 1995).

Tableau 2 : Différents groupements végétaux actuels de la steppe Algérienne.

Tableau 3 : Forme du grain de pollen suivant le plan d'observation.

Tableau 4 : Présentation des espèces de l'étude.

Tableau 5 : Mesures et forme des grains de pollen étudiés.

Tableau 6 : Analyse de la variabilité de DP et DE du pollen étudié.

Tableau 7 : Description morphologique des grains de pollen étudiés.

Tableau 8 : Aspects morphologiques des grains de pollen étudiés.

Tableau 9 : Statistique descriptive du taux de fertilité des grains de pollen des plantes étudiées.

Tableau 10 : Analyse corrélative du taux de fertilité avec les mesures des deux diamètres DP et DE des grains de pollen étudiés.

Liste des figures

- Figure 1:** Gamétogénèse mâle ou formation du grain de pollen chez les Angiosperme (Guerin et *al*, 1993).
- Figure 2:** Coupe théorique à travers le sporoderme d'un grain de pollen (D'après K.foegri-aplf in Renault-Miskovsky et Petzold, 1989).
- Figure 3 :** Modes d'apparition successives des cloisons au cours de la méiose : formation des tétrades planes (Reille, 1990)
- Figure 4 :** Modes d'apparition simultanée des cloisons à la fin de la méiose : formation des tétrades tétraédriques (Reille, 1990)
- Figure 5:** Orientation du grain de pollen dans la tétrade (d'après Bui-thi-maï, 1974 in Renault-miskovsky et Petzold, 1989 et Guerin et *al*, 1993).
- Figure 6 :** Les trois classes de formes des grains de pollen (d'après Bui-thi-maï, 1974 in Renault-Miskovsky et Petzold, 1989 et Guerin et *al*, 1993).
- Figure 7 :** Différents types polliniques d'Angiospermes d'après le nombre et la disposition des apertures (Renault-Miskovsky et Petzold, 1989 et Guerin et *al*, 1993).
- Figure 8 :** Stratification du sporoderme et différents types d'ornementation de l'exine (d'après d'après Bui-thi-maï, 1974 in Renault-Miskovsky et Petzold, 1989).
- Figure 9 (A, B, C, D) :** Quelques types d'éléments de sculptures et de structures (Reille, 1990).
- Figure A :** Quelques types de sculptures.
- Figure B :** Exemples d'exines intectées
- Figure C :** Quelques types d'exines tectées
- Figure C :** Exemples d'exines tectées
- Figure 10 :** Equipement du Microscope Electronique à Balayage
- Figure 11 :** Schéma expérimental de l'étude
- Figure 12:** Photographie du pollen Acétolysé (*Pistacia atlantica DESF.*)
- Figure 13 :** Protocole expérimental de l'étude
- Figure 14 :** Photographie du pollen de l'espèce *Papaver rhoaes* (Préparés selon la méthode Woudhouse (1935)).
- Figure 15 :** Photographie des grains de pollen fertiles (colorés en rouge) et des grains de pollen stériles (non colorés) de l'espèce (*Pistacia atlantica DESF.*) (préparés selon la méthode Woudhouse (1935)).
- Figure 16 :** Champs d'observation sur la lame microscopique
- Figure 17 :** Mesures biométriques (DP et DE) des grains de pollen étudiés.

- Figure 18:** Symétrie et structure des grains de pollen étudiés.
- Figure 19 (A,B,C) :** Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Accacia cyanophylla*
- Figure 20 (A,B,C,D) :** Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Adonis dentata*
- Figure 21(A,B) :** Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Allium roseum*.
- Figure 22(A,B,C,D) :** Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Asphodelus tenuifolius Cavan*
- Figure 23 (A,B) :** Observations microscopiques Mep(GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Atriplex canescens*
- Figure 24 (A,B,C) :** Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Bumium incrasatum*
- Figure 25 (A,B,C) :** Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Chrysanthemum coronarium*
- Figure 26 (A,B,C) :** Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Diploaxis acris*
- Figure 27 (A,B,C) :** Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Diploaxis eruroides*
- Figure 28 (A,B,C,D) :** Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Echium pycnanthum ssp.humile*
- Figure 29 (A,B,C) :** Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Elaeagnus L.angustifolia*
- Figure 30 (A,B,C) :** Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Elizaldia violacea DESF.*
- Figure 31 (A,B,C) :** Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Eruca visicaria*
- Figure 32 (A,B,C) :** Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Erysium bocconeii*
- Figure 33 (A,B,C) :** Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Euphorbia akenocarpa*
- Figure 34 (A,B,C) :** Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Hirtum ssp. ruficonum*
- Figure 35 (A,B,C) :** Observations microscopiques Mph(GrX100) et Meb des

grains de pollen de l'espèce *Helianthemum virgatum*

Figure 36 (A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Lotus jolyi*

Figure 37 (A,B,C,D) : Observations microscopiques Mph (GrX100 et GrX40) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Malva silvestris*

Figure 38 (A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100 et GrX40) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Marrubium deserti*

Figure 39 (A,B,C) : Observations microscopiques Mph(GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Moricandia arvensis*

Figure 40 (A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Muricaria prostrata*

Figure 41(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Nerium oleander*

Figure 42 (A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Onobrychis argentea ssp. africana*

Figure 43 (A,B,C) : Observations microscopiques Mph(GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Orobanche cernua L.oeffl*

Figure 44 (A,B,C) : Observations microscopiques Mph(GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Othonopsis cheirifolia*

Figure 45 (A,B,C) : Observations microscopiques Mph(GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Papaver rhoeas*

Figure 46 (A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Peganum harmala*

Figure 47 (A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Pinus halipensis P29*

Figure 48 (A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Pistacia atlantica DESF.*

Figure 49 (A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Polygonum equisetiforme*

Figure 50 (A,B,C) : observations microscopiques Mph(GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Raphanus ssp*

Figure 51 (A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Rapistrum rugosum*

Figure 52 (A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des

grains de pollen de l'espèce *Reseda arabica*

Figure 53 (A,B,C) : Observations microscopiques Mph(GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Reseda herba alba*

Figure 54 (A,B) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Retama retam*

Figure 55(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Rosmarinus officinalis*

Figure 56(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Rumex acetosella*

Figure 57 (A,B) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Salvia verbenaca*

Figure 58 (A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Scabiosa stellata*

Figure 59 (A,B,C,D) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Scrofularia canina*

Figure 60 (A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Sedum sediforme*

Figure 61 (A,B,C,D) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Silene ceratioides L.*

Figure 62 (A,B,C,D) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Stipa parviflora*

Figure 63 (A,B,C,D) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Stipa tenacisema*

Figure 64 (A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Teucrium polium*

Figure 65 (A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Thapsia garganica*

Figure 66 (A,B) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Thymus algeriensis*

Figure 67 (A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Vaccaria pyramidata*

Figure 68 (A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Zygophyllum allum*

Figure 69: Aspects morphologiques de l'exine du pollen étudié.

Figure 70: Répartition des différentes formes des grains de pollen étudiés.

Figure 71: Répartition des différentes ornementsations de l'exine du pollen étudié.

Figure 72 : Ecologie de la pollinisation d'après Dumas, 1984 in Pesson et Louveaux, 1984 (modifiée)

Figure 73: Taux de fertilité des grains de pollen étudiés.

Figure 74 : Taux de fertilité et mesures (DP et DE) des grains de pollen étudiés.

Sommaire

SOMMAIRE.....	1
INTRODUCTION.....	

PREMIERE PARTIE

ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

PREMIER CHAPITRE : Présentation du milieu steppique

1. Définition.....	
2. Délimitation de la steppe.....	
3. Caractéristiques du milieu	
3.1. Climat.....	
3.1. 1. Neige	
3.1. 2. Gelée	
3.1. 3. Sirocco	
3.2. Etage bioclimatique	
3.2. 1. L'aridité de la steppe	
3.3. Pédologie	
3.4. Typologie du couvert végétal steppique	
3.4. 1. Origine de la flore steppique	

DEUXIEME CHAPITRE : Pollen : Description et morphologie

1. Généralité	
2. Définition et origine des grains de pollen	
3. Structure du grain de pollen	
3.1. Développement du grain de pollen	
4. Genèse de la paroi pollinique	
5. Description morphologique	
5. 1. Intine	
5. 2. Exine	
5. 2.1. Apertures	
5. 2.2. Ornementation de l'exine	
6. composition analytique du pollen	
7. Longévité et couleur du pollen	

TROISIEME CHAPITRE : Microscopie Electronique

1. Généralités	
2. classification des grandes familles de microscope électronique	
3. Principe et équipement	
3. 1. Principe	
3. 2. Equipement	

4. Préparation des échantillons	
4.1. La dessiccation	
4.1. 1. La fixation	
4.1. 1.1. La solution tampon	
4.1. 2. Déshydratation et dessiccation	
4.1. 2.1. Dessiccation par évaporation	
4.1. 2.2. Méthode du point critique	
4.2. La métallisation	
5. Traitement et analyse d'image	
6. Préparation du pollen.....	
7. les applications de la microscopie électronique.....	

DEUXIEME PARTIE

ETUDE EXPERIMENTALE

PREMIER CHAPITRE : Matériel et méthodes

1. Choix des zones d'étude	
2. Matériel	
2.1. Matériel végétal.....	
2.2. Matériel de laboratoire.....	
2.2.1. Appareillage.....	
2.2.2. Réactifs chimiques.....	
3. Méthodes.....	
3.1. Schéma expérimental de l'étude	
3.2. Préparations microscopiques	
3.2.1. Préparation du pollen	
3.2.2. Microscope photonique	
3.2.2.1. L'Acétolyse	
3.2.2.2. Méthode WOULDHOUSE	
3.2. 3. Microscopie électronique	
3.2.4. Identification et comptage des grains de pollen d'une lame microscopique.	
3.3. Réalisation des mesures.....	
3. 4. Détermination du taux de fertilité du pollen.....	
3.4.1. Calcul du taux de fertilité	
3.5. Méthodes d'analyse statistique.....	

DEUXIEME CHAPITRE : Résultats et discussion

1. Etude morphologique des grains de pollen.....	
1.1. Microscopie photonique.....	
1.1.1. Mesures biométriques.....	
1.1.1.1. Détermination du diamètre polaire	
1.1.1.2. Détermination du diamètre équatorial	
1.1.1.3. La corrélation DP et DE.....	
1.1.2. Analyse de la variabilité intra spécifique.....	
1.1.2.1. Variabilité du diamètre.....	

1.1.2.2. Variabilité de la forme.....	
1.2. Microscopie électronique.....	
1.2.1. Aspects morphologiques par familles étudiées.....	
1.2.1.1. Symétrie du pollen par familles étudiées.....	
1.2.1.2. Aspect du pollen par familles étudiées.....	
1.2.1.3. La forme du pollen par familles étudiées.....	
1.2.2. Ornementation de l'exine du pollen étudié.....	
2. Taux de fertilité.....	
3. Variabilité de la fertilité du pollen étudié en fonction de sa forme.....	
3.1. La variabilité DP et taux de fertilité.....	
3.2. La variabilité DE et taux de fertilité.....	

CONCLUSION GENERALE.....

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

ANNEXES

Introduction

Introduction

Présentant l'élément mâle des phanérogames, le pollen, est le vecteur de dissémination qui assure la progression des aires de répartition des espèces végétales (Dumas, 1984 in Pesson et Louveaux, 1984 ; Heller et *al*, 1995 ; Gorenflot, 1997 ; Dulucq et Tulon, 1998 et Gouyon et *al*, 2004).

Dans l'écosystème steppique et depuis des décades, la diversité biologique de telle couverture verte (Abdelguerfi, 1988 ; Bouattoura, 1988 ; Hakimi, 1988 ; Lepart, 1997 ; Scheff, 1959 in Parizeau, 1997 ; Kremer 1994 in Hubert et Bastien, 1999 et Hubert et Bastien, 1999) est soumise à l'oeuvre destructrice de la désertification et de l'aridification du climat qui menace les parcours steppiques ; et pour faire face à ce danger une étude de cet élément vivant des plantes à fleurs est nécessaire ; cette étude permis une maîtrise du cycle biologique des différentes espèces steppiques par la connaissance de leurs caractéristiques morphologiques et leur potentiel fertilisant.

La science qui a pour but de décrire et de caractériser le pollen est la palynologie (Pons, 1958 ; Gorenflot, 1997 ; Reille, 1990 et Dulucq et Tulon, 1998). Elle est un outil de prospection des grains de pollen jouant un rôle très important dans une étude descriptive morphologique et structurale, en utilisant une multitude de critères de détermination des différentes formes et différents aspects de l'exine (Purkinze, 1930 in Pons, 1958 et Reille, 1990).

La caractérisation de la forme des grains de pollen se base principalement sur l'estimation dimensionnelle des deux diamètres polaire (DP) et équatorial (DE) (Pons, 1958 ; Bonnefille et Riollet, 1980 ; Jeanne, 1983 ; Renault-Miskovsky et Petzold, 1989 ; Guerin et *al*, 1993 et Leroet et Allenet, 2004) et sur une description morphologique de leur exine.

Pour cela il est devenu impératif de recourir à l'outil microscopique et informatique engendré par la technologie numérique, grâce à laquelle la cohabitation et l'intégration des données biométriques et de statistique sont devenues nécessaires.

L'objectif fondamental de notre étude est de tirer des renseignements sur la morphologie apparente ainsi que la capacité fertilisante du pollen des plantes des parcours naturels de la région de Djelfa, en se basant sur l'analyse descriptive de la membrane externe ou ectexine des grains de pollen des espèces spontanées de la région d'étude à partir des images réalisées par le Microscope électronique à balayage et le Microscope photonique et l'estimation de leur taux de fertilité.

L'étude se base sur la variabilité de la forme des grains de pollen suivant les espèces considérées à l'échelle de familles botaniques et la probabilité d'influence des caractéristiques morphologiques biométriques tels que le diamètre polaire et le diamètre équatorial dans la fertilité du pollen.

Ce mémoire comprend une partie bibliographique dans laquelle on a développé quelques notions de base sur la palynologie en tant qu'une science descriptive et sur la microscopie électronique à balayage, l'une des techniques performantes de l'analyse topographique des échantillons. Une présentation du milieu steppique où nous avons effectué l'échantillonnage du pollen nous a semblé nécessaire pour compléter cette partie.

La deuxième partie de ce mémoire est expérimentale, elle comporte une présentation de la méthodologie adoptée pour répondre à notre objectif ainsi que la présentation et la discussion des résultats obtenus.

Première partie

Etude bibliographique

Chapitre I : Présentation du milieu steppique

1. Définition

Selon le critère couvert végétal la steppe est une formation herbacée très ouverte et très irrégulière, elle est structurée par une xérophyte en touffes qui lui imprime sa physionomie (Tonnesco et Sauvage, 1962 in Djebaili, 1984 et Quezel, 2002).

Et elle est selon le critère bioclimatique la bande longitudinale dont la largeur va en diminuant d'ouest en est et située entre les isohyètes 100 et 400 mm (Lehouerou, 1986 ; 1995 et Abdelmajid S., 1983 in Riad, 2003).

2. Délimitation de la steppe

Le territoire steppique en Algérie couvre environ 20 millions d'hectares sur un total d'environ de 238 millions d'hectares de la superficie soit 8,4 % (Boudy, 1948 ; Badrani, 1992 in Yousfi, 1997 et Riad, 2003).

Cette superficie représente 34 % des zones arides et steppiques du nord du Sahara s'étend de l'atlas Tellien aux bordures Sahariennes pour la zone aride moyenne ou supérieure à l'exception du centre de la dépression Hodnéenne.

Les piedmonts sud de l'atlas saharien, sur une largeur de 20 à 50 Kilomètres font partie de la zone aride inférieure de khang sidnaji à Béchar (Biskra, Elabiod, Laghouat, O. Djellel, Ain Sefra) (Lehouerou, 1995)

La répartition de cette superficie est représentée sur le Tableau ci-dessous :

Tableau 1: Répartition de la pluviométrie (P) dans les zones arides de l'Algérie (Lehouerou, 1995).

Zone aride	Pluviométrie moyenne (mm)	Superficie
Zone semi aride à humide	P > 400	181
Zone aride :		
Aride supérieur	400 > P > 300	59
Aride moyenne	300 > P > 200	70
Aride inférieur	200 > P > 100	87
Total zone aride		216
Zone hyper aride supérieur	100 > P > 50	386

3. Caractéristiques du milieu

3.1. Climat

Le climat est un facteur très important en raison de son influence prépondérante sur les zones steppiques (Benabadji et Bouazza, 2005 in Riad, 2003), sa caractérisation se base principalement sur la détermination de la pluviométrie et la température (Bourbouze, 1985 in Riad, 2003).

Les régions steppiques algériennes sont caractérisées par un climat semi-aride à aride avec une saison estivale sèche et chaude alternant avec un hiver pluvieux et froid, il se caractérise en général par son hétérogénéité (Lehouerou, 1986 ; 1995 et Riad, 2003).

Les précipitations sont marquées par une variabilité inter mensuelle et saisonnière. Elles se situent généralement entre 150 mm/an en bordure saharienne et 500 mm/an en bordure tellienne (Lehouerou, 1995 et E. E. C., 1996).

La distribution saisonnière des pluies est marquée par deux régimes :

- ❖ Un régime continental à maximum printanier qui intervient principalement en altitude ;
- ❖ Un régime à pluies estivales.

Les températures présentent un contraste net entre l'été et l'hiver, l'amplitude thermique diurne peut atteindre et même dépasser 20°C avec un minimum hivernal atteignant facilement (5°C) et un maximum estival dépassant 40°C à Djelfa (E.E.C., 1996).

Pour les autres facteurs climatiques à savoir la neige ; les gelées blanches et le sirocco il est à signaler que :

3.1. 1. Neige

A la faveur d'une température pas trop basse, l'eau de neige imbibe progressivement le sol : donc plus la durée et la fréquence d'enneigement au sol persiste plus le potentiel hydrique du sol augmente. Pour notre région d'étude on a 10 à 20 jours de neige/an (Seltzer, 1946 in Djbaili, 1984).

3.1. 2. Gelée

C'est au dessous de 0°C que le risque de gelée commence pour une durée de 50 jours/an au niveau de l'atlas saharien (en général du mois de Novembre à la fin du mois d'Avril) (Djbaili, 1984).

3.1. 3. Sirocco

Selon Pouget (1980) le vent est pour le pasteur le compagnon quasi journalier d'où son importance dans les milieux steppiques.

La position de la steppe entre les hautes pressions sahariennes et les pressions localisées d'Europe de l'ouest présente un champ de remous pour les masses d'air.

Les vents qui soufflent sur la zone ont selon leur direction diverses origines (Benabidji et Bouazza, 2005 in Riad, 2003) :

- a. Vents du nord ;
- b. Vents d'ouest ;

c. Vents du sud ou le sirocco : C'est un vent chaud qui souffle de 20 à 30 jours par an et a des effets pervers sur la végétation (Riad, 2003).

En Algérie le sirocco est lié aux perturbations de nature orageuse. C'est un vent chaud et sec à pouvoir desséchant élevé par l'augmentation brutale de la température et l'abaissement simultané de l'humidité de l'air qu'il provoque. Il est plus fréquent à l'est (30 jours/an en moyenne) qu'à l'ouest (15 jours/an en moyenne) (Djbaili, 1984).

3.2. Etage bioclimatique

Selon les isohyètes 100 et 400 mm/an, la steppe est constituée par les zones suivantes (Pouget, 1980 et Lehouerou, 1986 et 1995) :

- Zone agro-pastorale sub-steppique située entre les isohyètes 300 et 400 mm/an.
- Steppe nord comprise entre les isohyètes 200 et 300 mm/an.
- Steppe sud située les isohyètes 100 et 200 mm/an.
- Zone de parcours pré-saharien dis régions des Dayas localisée en dessous de l'isohyète 100 mm/an.

3.2. 1. L'aridité de la steppe

Parue homogène dans son ensemble, la steppe Algérienne cache une grande hétérogénéité dans le détail qui ne peut s'expliquer par la seule variation zonale et systématique de l'aridité du climat, ou par la rigueur des températures hivernales.

La topographie, la nature et la profondeur des sols contribuent à redistribuer les eaux de pluies au niveau des sols en raison de plusieurs facteurs (Lehouerou, 1986 et 1995) :

- Exposition et pente ;
- Ruissellement ;
- Stockage de l'eau ;
- Infiltration ;
- Eau utile.

3.3. Pédologie

Les sols steppiques sont squelettiques, ils sont pauvres et fragiles à cause de la rareté de l'humus et de leur très faible profondeur. On trouve des sols récents, des sols dégradés et des sols évolués.

L'existence de bons sols est très limitée, ces derniers sont destinés aux cultures et se localisent dans les dépressions, les lits d'Oued, les dayas et les piémonts de montagne du fait que leur situation permettent une accumulation d'éléments fins et d'eau (Riad, 2003).

Selon les critères édaphiques et pédologiques de la délimitation des zones arides et des steppes décrits par Lehouerou (1995) la zone aride possède des sols évolués steppiques (siérozems, sols bruns arides, yermosols) contenant 0,5 à 2,5 % de matière organique. Les sols gypseux et salés sont fréquents au Sahara septentrional et également dans la zone aride sensu stricto (Zahrez Algérien).

3.4. Typologie du couvert végétal steppique

La végétation steppique est de très inégale valeur, tant pour sa composition floristique que par sa densité, elle est dominée par l'alfa (*Stipa tenacissima*) qui occupe 4 millions d'hectares, suivie par le chih (*Artemisea herba alba*) avec 3 millions d'hectares, puis le Sennaghe et le Guettaf avec respectivement 2 et 1 million d'hectares. Le reste est occupé par des associations diverses (Benabid, 2000 et Quezel, 2002) (voir le Tableau suivant)

La combinaison des facteurs pédo-climatiques et la répartition spatiale de la végétation fait ressortir trois types de steppes (Quezel, 2002 ; Quezel et Medail, 2003 et Abdelmadjid, 1983 in Riad, 2003) :

- ✓ La steppe graminéenne à base d'alfa et/ou de sparte que nous trouvons dans les sols argileux à texture plus fine. Sur les sols sableux, nous trouvons la steppe à *drine*.
- ✓ La steppe à armoise blanche qui occupe les sols à texture fine. L'armoise est consommée par les troupeaux et constitue de ce fait un excellent parcours.
- ✓ La steppe à halophytes qui occupe les terrains salés à proximité des chotts. On y trouve les solsole et aussi les atriplexes qui constituent eux aussi un bon fourrage.

Tableau 2 : Différents groupements végétaux actuels de la steppe Algérienne (Ozenda, 1958 et Pouget, 1980).

Type de végétation		Groupements végétaux	Caractéristiques	Espèces dominantes	
Zonal	Steppe	Groupement à alfa. <i>Stipa tenacissima</i>	Constitué par de grosses touffes, il est particulièrement résistant au froid et la neige.	<i>Bremus rubens</i> <i>Koeleria pubescens</i> <i>Vulpia incrassata</i> <i>Stipa tortilis</i> <i>Zizyphora hispanica</i> <i>Mathiola lunata</i>	
		Groupement à chih <i>Artemisia herba alba</i>	Il occupe les petites plaines alluviales limoneuses ; des sols argileux plats des petites dépressions (lieux d'accumulation d'éléments fins et d'eau).	<i>Artemisia campestris</i> <i>Lygeum spartum</i> <i>Peganum harmala</i> <i>Plantago albicans</i> <i>Mathiola livida</i> <i>Malva aegyptiaca</i>	
		Groupement à sparte. <i>Lygeum spartum</i>	Il se trouve sur des sols argileux et un peu salés et également sur des plaines à limon mélangé en sable.	<i>Lepidium subulatum</i> <i>Atriplex parviflora</i> <i>Suaeda verniculata</i>	
		Groupement à drin. <i>Aristida pungens</i>	Ce groupement colonise tous les terrains sablonneux des hauts plateaux et des zones sahariennes.	<i>Retama retam</i> <i>Reseda stricta</i> <i>Senecio coronopifolius</i> <i>Cutananche arenaria</i>	
	Forêt	Groupement à chêne vert <i>Quercus ilex</i>	Groupement xérophile, indifférent à la nature du sol, on le trouve en Algérie dans le semi-aride ; sub-humide et humide).	<i>Fraxinus</i> <i>xanthoxyloïdes</i> <i>Juniperus phoenicea</i> <i>Juniperus oxycedrus</i> <i>Pistacia terebinthus</i> <i>Rosmarinus officinalis</i> <i>Stipa tenacissima</i>	
		Groupement à pin d'alep. <i>Pinus halepensis</i>	Groupement thermophile et xérophile.	<i>Quercus ilex</i> <i>Pistacia terebinthus</i> <i>Juniperus phoenicea</i> <i>Juniperus oxycedrus</i> <i>Rosmarinus tournifortil</i>	
		Groupement à genévrier. <i>Juniperus phoenicea</i>	Le plus xérique et le plus résistant, ce groupement présente une physique de forêt steppes.	<i>Juniperus oxycedrus</i> <i>Rosmarinus officinalis</i> <i>Pistacia lentiscus</i> <i>Ziziphus lotus</i>	
		Groupement à betoum	Il présente une forme très dégradée sous l'action de l'homme, entremêlé de touffes basses de <i>Ziziphus lotus</i>	<i>Pistacia atlantica</i>	
			Groupements à sols gypseux	Groupements bien individualisés.	<i>Erodium glaucophyllum</i> <i>Herniaria mauntanica</i>

Azonal	Groupement halophile	Caractérisé par une complexité de ses espèces.	<i>Halocnemum strobilaceum</i> <i>Suae fruticosa</i> <i>Atriplex glauca</i> <i>Atriplex halimus</i> <i>Salsola vermiculata</i> <i>Arthrocnemum indicum</i>
	Groupement des dunes.	Groupements colonisateurs des milieux dunaires	<i>Aristida pungens</i> <i>Retama retam</i> <i>Malcolmia aegyptiaca</i>
	Groupement phréatophile	Il se trouve dans les dépressions à nappe phréatiques proche de la surface.	<i>Juncus maritimus</i> <i>Schoenus nigricans</i> <i>Phragmites communis</i>

3.4. 1. Origine de la flore steppique

Pour l'évolution de la flore steppique, Santa (1958-1959) in Djbaili (1984) confirme que depuis l'Atérien les conditions climatiques et les formations végétales n'ont pas varié dans l'ensemble du Maghreb. Il semble y avoir deux alternances de flores forestières et steppiques au cours de l'Holocène et trois entre 150000 et 10000 B.P. (Lehouerou, 1990b ; 1992g in Lehouerou, 1995) on assiste à une raréfaction progressive des espèces tropicales depuis le Pliocène et leur quasi-disparition depuis le Pléistocène supérieur et l'Holocène (Quezel, 2002).

Selon Lehouerou (1995) l'analyse pollinique ne confirme pas une telle alternance des périodes froides et pluvieuses avec des périodes chaudes et sèches pour la mise en place de la flore steppique actuelle comme le suggère la quasi-disparition des espèces tropicales qui représentent actuellement moins de 5 % de la flore de steppes et seulement 1 ou 2 % des espèces dominantes.

Chapitre II : Pollen : Description et morphologie

1. Généralités

Etymologiquement le mot polynologie provient de **Paluno**, mot grec signifiant je saupoudre et **logos**, discours (Pons, 1958).

Science qui exploite la diversité spécifique du sporoderme des grains de pollen sur la base de plusieurs caractères micromorphologiques dont les principaux sont :

- ❖ La symétrie des grains de pollen en rapport avec la disposition des microspores dans la tétrade ;
- ❖ Leur forme générale en vue méridienne ;
- ❖ Leur taille définie selon l'axe polaire (P) et par le diamètre équatorial (E) ;
- ❖ Les valeurs du rapport P/E ;
- ❖ Le nombre et la place des apertures ;
- ❖ La structure et l'aspect plus ou moins ornementé de la surface de l'ectexine (Gorenflot, 1997)

La palynologie est la discipline qui apporte des éléments utiles dans les études de systématique et de phylogénie végétale (Pons, 1958 et Misset et *al*, 1982 in Van Compo, 1982) et permet de donner des informations sur le climat et la végétation au cours de l'ère quaternaire par la paleopalynologie (Gorenflot, 1997) de même l'aéropalynologie consiste à analyser la présence dans l'air de différents types de pollen, pour des applications en médecine (pathologie allergiques)(Gorenflot, 1997 et Laaidi, 2005) et en agronomie (pollinisation)(Pons, 1958 ; Dumas, 1984 in Pesson et Louveaux, 1984 ; Heller et *al*, 1995 et Gorenflot, 1997).

Quand à la melissopalynologie, elle étudie le pollen présent dans le miel, ce qui permet de détecter les mélanges et les fraudes (Pons, 1958 et Louveaux et *al*, 2005) ; en médecine légale ou criminologie et en archéologie (Pons, 1958 et Gorenflot, 1997), la palynologie joue un rôle non négligeable.

2. Définition et origine des grains de pollen

Généré par les anthères, le grain de pollen correspond au gamétophyte mâle (Dumas, 1984 in Pesson et Louveaux, 1984 ; Marchanel, 1994 ; Heller et *al*, 1995 ; Gorenflot, 1997 ; Dulucq et

Tulon, 1998 et Gouyon et *al*, 2004). Il renferme deux à trois cellules et est entouré d'une double paroi formée du matériau le plus résistant du monde vivant: la sporopollenine qui le rend fossilisable (Reille, 1990 ; Gorenflot, 1997 et Dulucq et Tulon, 1998).

Dans le cas d'un pollen bicellulaire, le grain de pollen contient une cellule végétative (qui germera pour former le tube pollinique) et une cellule génératrice (qui correspond aux futures gamètes mâles (Heller et *al*, 1995), il s'agit d'une cellule n'ayant pas accompli sa deuxième division de méiose). Dans le cas du pollen tricellulaire, la cellule génératrice a déjà accompli sa deuxième division de méiose (voir Figure 1) (Dumas, 1984 in Pesson et Louveaux, 1984 ; Reille, 1990 et Gorenflot, 1997).

Les grains de pollen apparaissent longtemps après les spores à la période du carbonifère supérieur (-280 millions d'années)(Renault-Miskovsky et Petzold, 1989), c'était le pollen à ballonnets (Gymnospermes qui sont représentés par 500 espèces) ensuite et à la période du Crétacé inférieur (-115 millions d'années) c'est les angiospermes (représentées par 200000 espèces) qui sont apparus (Fischer et Gayrard-Valy, 1977 ; Dumas et Zandonella, 1984 in Pesson et Louveaux, 1984 ; Guerin et *al*, 1993 et Leroyer et Allenet, 2004).

3. Structure du grain de pollen

Constitué d'une cellule dépourvue de chlorophylle (Reille, 1990 et Leroet et Allenet, 2004), le grain de pollen contient un cytoplasme et deux noyaux qui ne sont pas visibles.

Lors de la pollinisation ce grain atteint le stigmate d'une fleur compatible, la cellule germe et produit deux noyaux fertilisateurs et un tube pollinique. Ces deux noyaux vont fusionner avec ceux de l'ovaire pour donner à la fin une graine (Dumas, 1984 in Pesson et Louveaux, 1984 et Reille, 1990).

Récemment, une étude réalisée par une équipe internationale a montré que le pollen du cyprès de Duprez (*Cupressus dupreziana* A. Camus) est capable de produire, seul, un embryon au sein des tissus nourriciers de la graine d'une autre espèce *Cupressus sempervirens* L. (le cyprès de Provence) jouant le rôle de mère porteuse (Abdoun, 2001).

Les grains de pollen sont soit (Bonnefille et Riollet, 1980 et Reille, 1990) :

- ✓ Simples avec une cellule (cas le plus fréquent) ;
- ✓ Composés en tétrades (quatre grains adjacents) cas des éricacées ;
- ✓ Composées en polyades (8 ; 16 ou 32 grains adjacents) cas mimosacées.

Un grain de pollen est constitué d'une paroi composée de deux couches non cellulaires: l'intine (paroi classique de nature cellulosectique), interne qui est continue et sécrétée par le

gamétophyte et l'exine, externe, qui présente des ouvertures et qui est secrétée par le sporophyte (voir Figure 2) (Dumas, 1984 in Pesson et Louveaux, 1984 ; Reille, 1990 et Leroyer et Allenet, 2004).

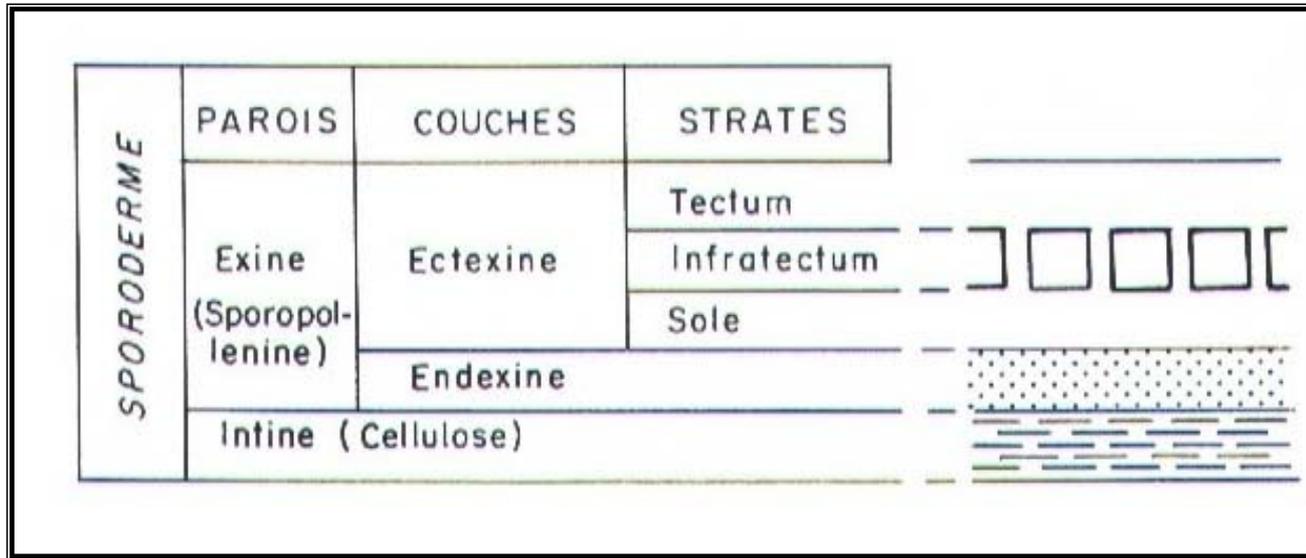


Figure 2: Coupe théorique à travers le sporoderme d'un grain de pollen (D'après K.foegri-aplf in Renault-Miskovsky et Petzold, 1989).

3.1. Développement du grain de pollen

D'après l'analyse faite par Dumas (1984) in Pesson et Louveaux (1984) et la description de Reille (1990) ; Heller et *al* (1995) et Gorenflot (1997) de la formation du grain de pollen, celle-ci commence dans les cellules mères du pollen localisées dans les anthères et se termine à l'anthèse.

Le déroulement

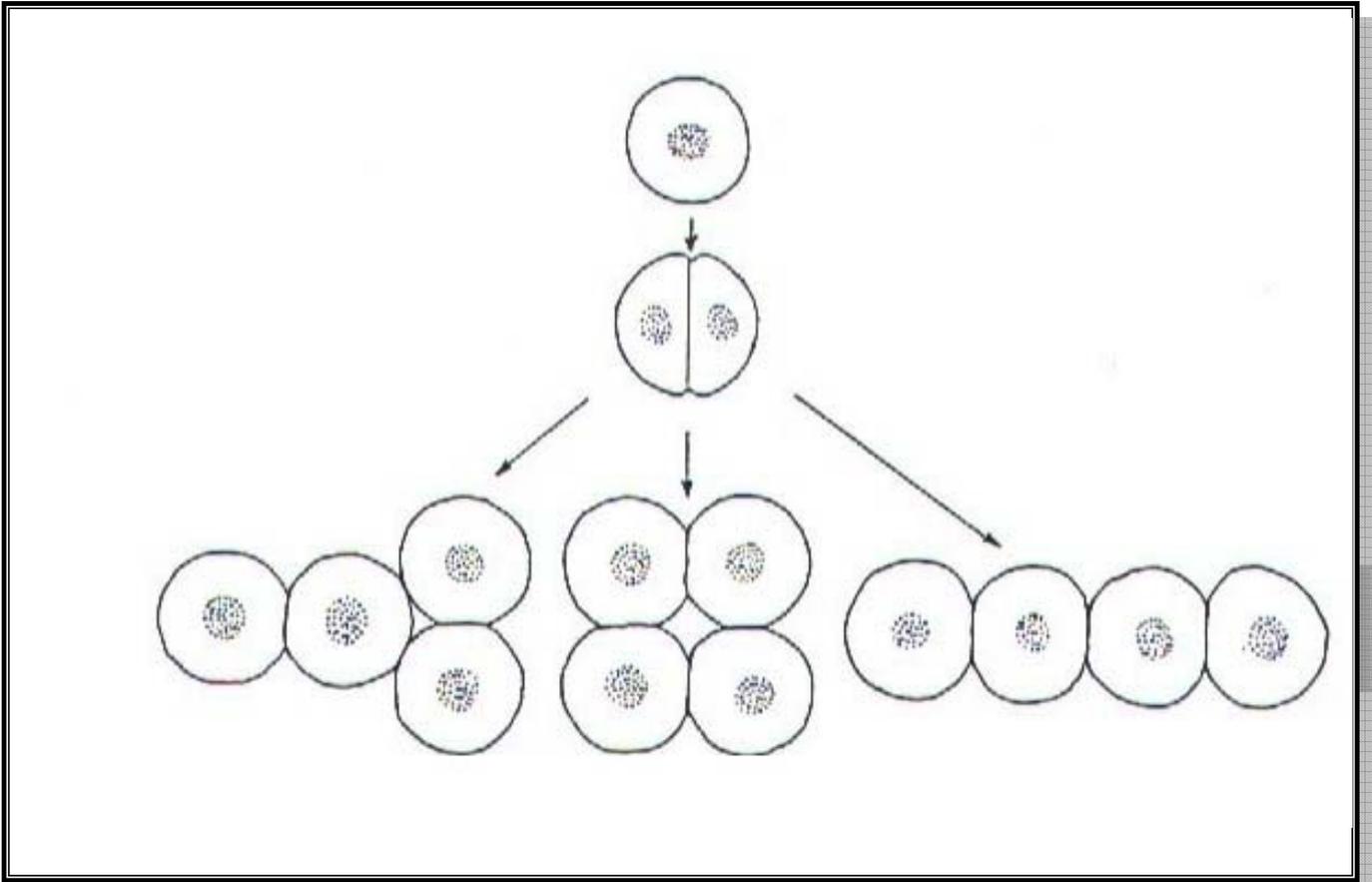


Figure 3 : Modes d'apparition successive des cloisons au cours de la méiose : formation des tétrades planes (Reille, 1990)

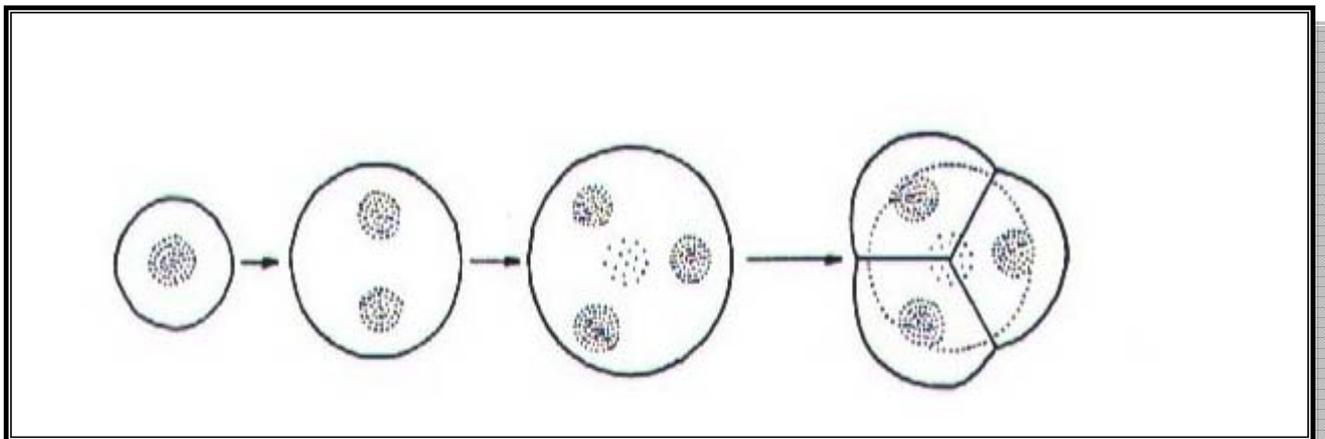


Figure 4 : Modes d'apparition simultanée des cloisons à la fin de la méiose : formation des tétrades tétraédriques (Reille, 1990)

1- La première phase concerne la méiose et la formation de la tétrade à partir d'une cellule mère du pollen ;

2- Une deuxième phase où les quatre microspores sont libérées à l'extérieur de la fine paroi vestigiale de la cellule mère du pollen.

3- La troisième phase ou phase gamétophytique. Elle se caractérise par la division asymétrique de la 1ère mitose pollinique et à la fin de la cytotélière, deux cellules inégales sont formées. La petite cellule générative est séparée d'une volumineuse cellule végétative par une paroi peu structurée. La paroi hémisphérique qui se forme entre les deux cellules gamétophytiques diminue en épaisseur et la cellule générative se détache de l'intine. L'arrangement cellulaire unique constitué par une cellule à l'intérieur d'une autre cellule est alors réalisé.

C'est après son détachement de l'intine que la cellule générative subit la 2ème division ou 2ème mitose pollinique pour donner naissance aux deux gamètes mâles, ceci dans le pollen trinuclei, dans le pollen binuclei, le noyau de la cellule générative demeure au stade de la prophase de la 2ème division pollinique qui se termine après la germination.

4. Genèse de la paroi pollinique

Selon Dumas (1984) in Pesson et Louveaux (1984) ; Heller *et al* (1995) et Reille (1990), la microsporogénèse se situe dans le tissu sporogène de l'anthere. La morphologie de la microspore est largement sous le contrôle biochimique et génétique du noyau haploïde, la différenciation de la paroi de la microspore s'effectue en deux phases successives :

1) Au siège de la tétrade encore complètement close par la paroi de la cellule mère du pollen, la primexine (première couche d'exine) est formée ;

2) Dans une deuxième phase, l'exine initiale se différencie et l'intine se forme. Durant cette période rapide de croissance de l'exine, il n'y a pas de continuité entre les cellules du tapis et la surface des microspores. Les grains de pollen flottent dans un milieu fluide contenant des organites cellulaires en dégénérescence. Pendant toute cette phase, la paroi de la cellule mère du pollen persiste ainsi que la couche callosique qui a été sécrétée et qui peut être interprétée comme un filtre sélectif pour le passage des éléments nutritifs issus du tapis et nécessaires aux microspores. Ultérieurement, après dissolution de la couche callosique, la fonction de filtre est assurée directement par la paroi pollinique.

Les grains de pollen mûrs sont entourés d'une paroi pollinique qui est différenciée en exine et intine.

5. Description morphologique

La description d'un grain de pollen s'effectue en tenant compte des données les plus couramment utilisées de la palynologie descriptive (Pons, 1958 et Renault-Miskovsky et Petzold, 1989).

Selon Vancompo et *al* (1954) cités par Louveaux (1968) ainsi Prost (1987), on considère un certain nombre de paramètres tels que « symétrie et forme », « dimensions », « apertures » et chaque description est accompagnée d'indication sur l'origine de la plante ayant fourni le pollen.

Sa diversité de forme, qui est liée à son développement dans l'anthere (Purkinze, 1930 in Pons, 1958 et Reille, 1990) laisse dire qu'il est une carte d'identité de chaque fleur (Dany, 1983). Il correspond comme véhicule de conservation génétique (Wang et *al*, 1994 et Gouyon et *al*, 2004).

Ainsi la description d'un grain de pollen fait appel à son orientation dans la tétrade (voir Figure 5) puisque sa forme est définie par le rapport existant entre les dimensions de l'axe polaire et de l'axe équatorial (voir Figure 6) (Reille, 1990 et Guerin et *al*, 1993).

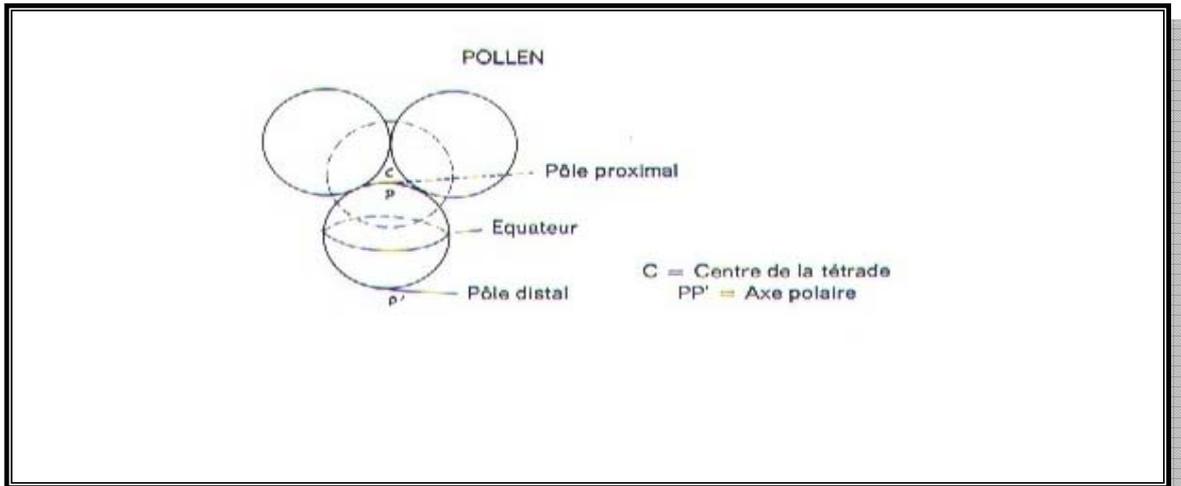


Figure 5: Orientation du grain de pollen dans la tétrade (d'après Bui-thi-maï, 1974 in Renault-miskovsky et Petzold, 1989 et Guerin et *al*, 1993).

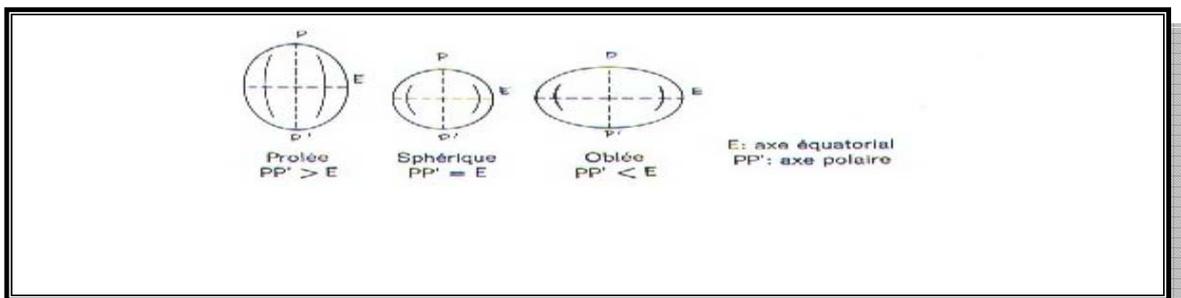


Figure 6 : Les trois classes de formes des grains de pollen (d'après Bui-thi-maï, 1974 in Renault-Miskovsky et Petzold, 1989 et Guerin et *al*, 1993).

Sa taille peut varier avec l'âge et les conditions de maturation de la plante mais elle reste globalement constante pour une même espèce. Elle est comprise entre 5 et 250 microns (Pons, 1958 ; Renault *et al*, 1992 ; Hoen, 1993 ; Dulucq et Tulon, 1998 et Leroet et allenet, 2004).

Selon Bigazzi et Selvi (2000) et Mal et Hermann (2000) la dimension du pollen est corrélée avec celle des papilles du stigmate, le diamètre équatorial du pollen avec leur distance sur la surface réceptive tandis que le volume du pollen est corrélé avec la longueur du style, ce dernier résultat est confirmé par l'étude réalisée par Roulston *et al* (2000).

La forme du grain de pollen est définie par le rapport existant entre les dimensions de l'axe polaire (P) et de l'axe équatorial (E) (Pons, 1958 ; Bonnefille et Riollot, 1980 ; Jeanne, 1983 ; Renault-Miskovsky et Petzold, 1989 ; Guerin *et al*, 1993 et Leroet et Allenet, 2004):

- ❖ Le grain de pollen est sphéroïdal ou équiaxe quant $P = E$;
- ❖ Le grain de pollen est prolé ou longiaxe quant $P > E$;
- ❖ Le grain de pollen est oblé ou bréviaxe quant $P < E$.

La disposition générale d'un grain varie mais le cas le plus fréquent est un grain plus ou moins sphérique comportant trois ouvertures (pores ou sillons), ce qui le rend plus ou moins triangulaires (voir Figure 7).

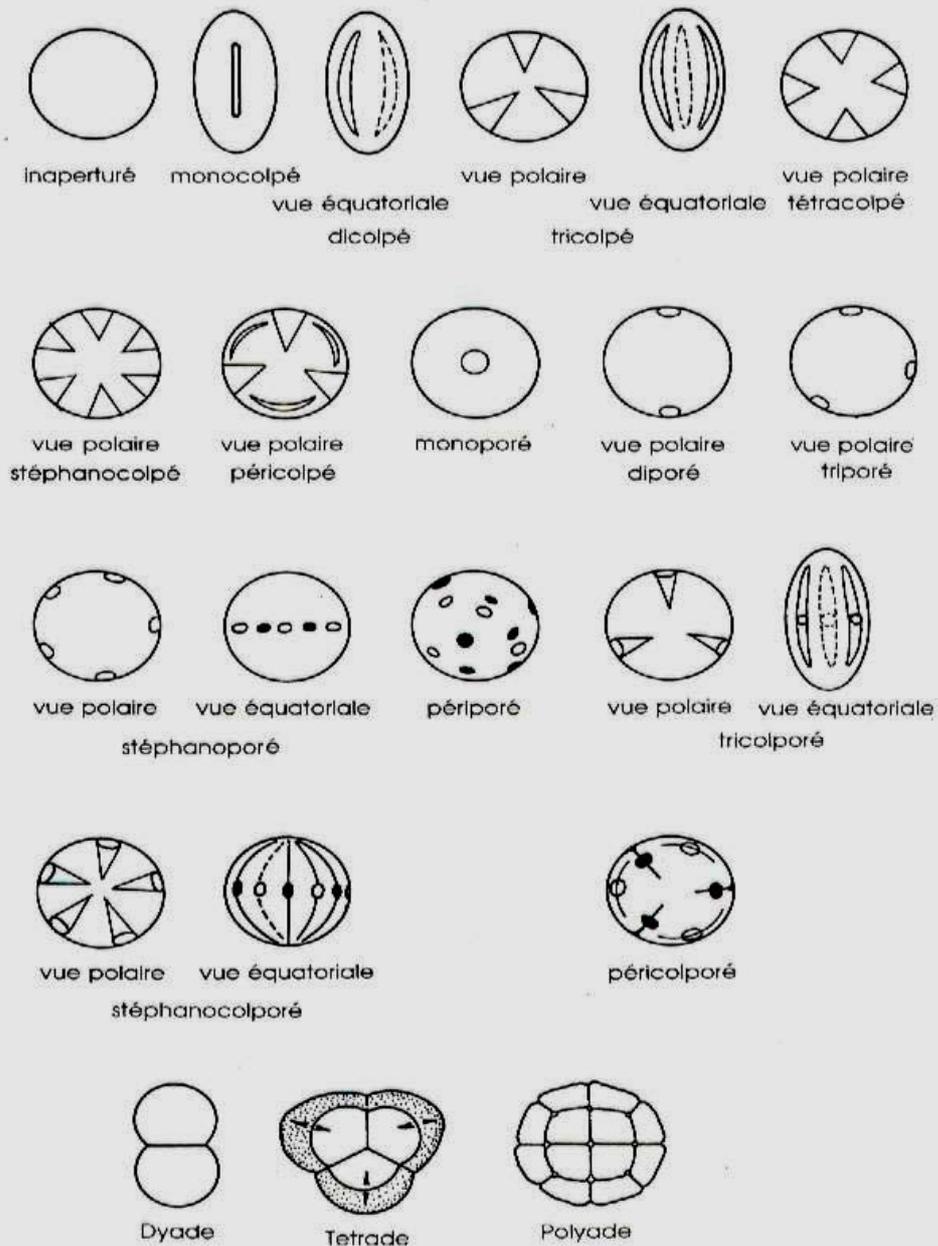


Figure 7 : Différents types polliniques d'Angiospermes d'après le nombre et la disposition des ouvertures (Tschudy et Scott, 1969 in Chateauneuf et Reyre, 1974 ; Renault-Miskovsky et Petzold, 1989 et Guerin et al, 1993).

Suivant le plan selon lequel on examine un grain de pollen on aura :

Tableau 3 : Forme du grain de pollen suivant le plan d'observation.

Plan d'observation	Le contour observé
Un plan polaire	- Circulaire - Subcirculaire - Subtriangulaire - Triangulaire
Un plan équatorial	- Prolate (ovale allongé suivant l'axe polaire) - Oblate (ovale allongé suivant l'axe équatorial) - Sphérique

La plupart des grains sont isopolaires (pôles semblables), toutefois il y a une exception notable, la vipérine vulgaire, qui est de forme ovoïde ou anisopolaire (pôles différents) (Pons, 1958 ; Bonnefille et Riollot, 1980 et Hoen, 1993).

5. 1. Intine

Elaborée par le cytoplasme et constituée de polysaccharides complexes, l'intine est une enveloppe riche en phosphate acide, elle n'est pas fossilisable (Renault-Miskovsky et Petzold, 1989 ; Reille, 1990 et Gorenflot, 1997).

5. 2. Exine

Cette couche cellulaire externe est subdivisée en endoexine (couche interne non structurée) et ectexine (voir Figure 8). Celle-ci, très structurée comprend (Pons, 1958 ; Chateaufort et Reyere, 1974 ; Renault-Miskovsky et Petzold, 1989 ; Reille, 1990 ; Hoen, 1993 et Leroet et Allenet, 2004) :

- Une base claire et uniforme ;
- Des tiges ou columelles disposées radialement plus ou moins espacées ;
- Le toit ou tectum parfois incomplet laissant apparaître les columelles ;
- L'ornementation, épines, murettes, dépressions,... etc.

5. 2.1. Apertures

A la surface du grain de pollen, on trouve des zones présentant un amincissement ou même une absence de certaines couches de l'exine, elles sont appelées les apertures (Pons, 1958 ; Renault-Miskovsky et Petzold, 1989 ; Reille, 1990 ; Leroet et Allenet, 2004 et Gouyon et *al*, 2004). C'est un caractère primitif que l'on rencontre chez les gymnospermes et les angiospermes primitives. Leurs principales fonctions sont : l'émergence du tube pollinique et la fonction harmomegathique (Chateauneuf et Reyere, 1974).

Selon leur forme, on distingue les pores (porus) de forme arrondie et les sillons (colpus) de forme allongée.

De nombreuses combinaisons sont possibles entre les pores et les sillons (Pons, 1958 ; Bonnefille et Riollet, 1980 ; Renault-Miskovsky et Petzold, 1989 ; Reille, 1990 et Hoen, 1993) :

- ❖ Monocolporés, dicolporés, tricolporés (pores plus sillons) ;
- ❖ Monoporés, diporés et triporés ;
- ❖ Monocolpé, dicolpés, tricolpés et tetracolpés.

En résumé trois types très particuliers sont rencontrés fréquemment

1. Les grains fenestrés propres à la plupart des composées (*pissenlit*, *chicorée intybe*), sorte de grains à hublots très décoratifs ;
2. Les grains bi-ailés, propres aux gymnospermes : pin, sapin, comportant deux ballonnets réunis par une sorte de pont (il est fréquemment présent dans les miels) ;
3. Les grains composés en tétrades (bruyère) ou en polyades (Mimosacées) (Pons, 1958 ; Bonnefille et Riollet, 1980 ; Renault-Miskovsky et Petzold, 1989 et Hoen, 1993).

5 .2.2. Ornementation de l'exine

Muni d'une architecture très fine, l'exine présente fréquemment des figures géométriques ou des traits qui permettent généralement une bonne identification (voir Figure 9).

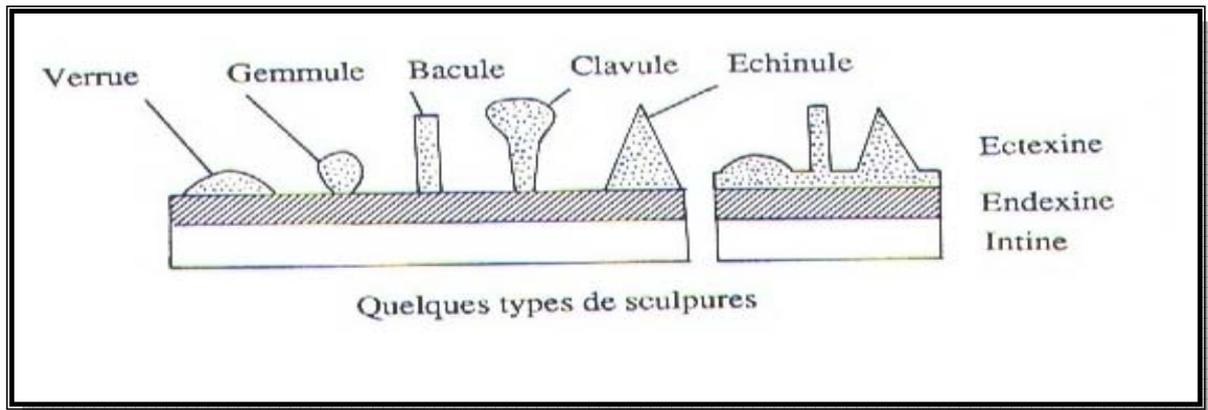


Figure A : Quelques types de sculpture.

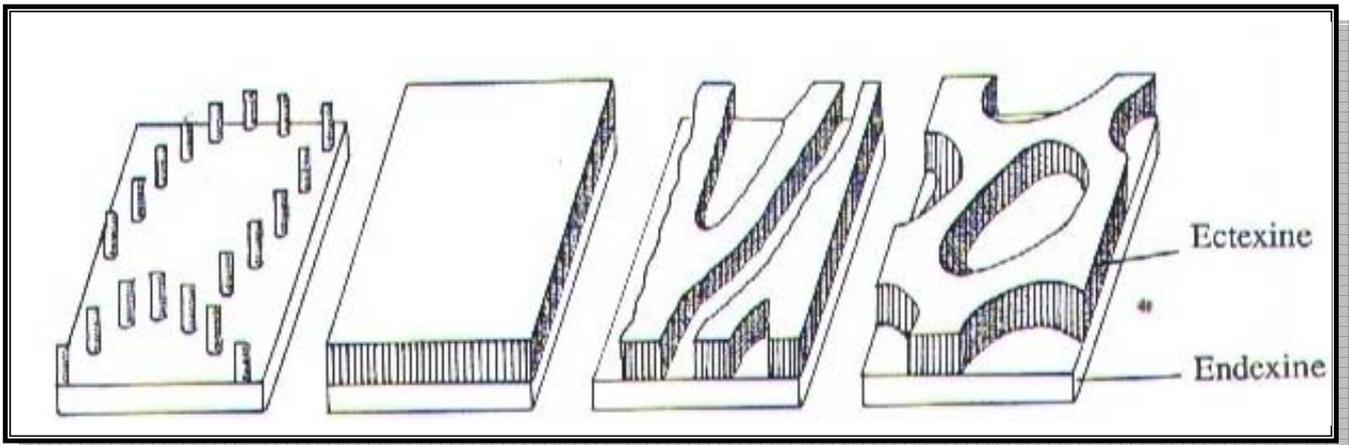


Figure B : Exemples d'exines intectées

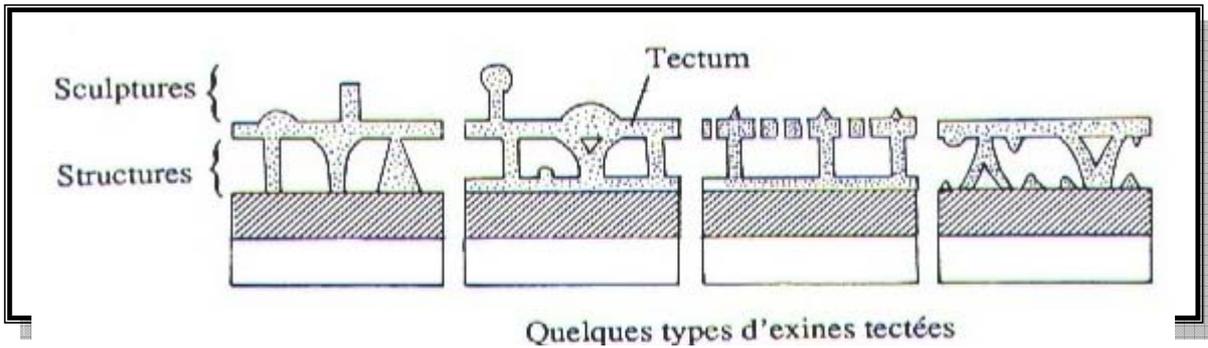


Figure C : Quelques types d'exines tectées

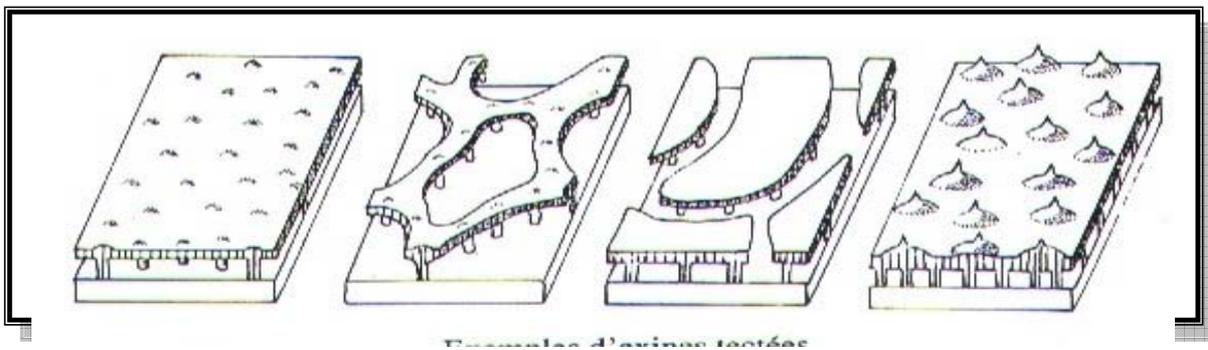


Figure D : Exemples d'exines tectées

Figure 9 (A, B, C, D) : Quelques types d'éléments de sculpture et de structure (Tschudy et Scott, 1969 in Chateaneuf et Reyre, 1974 et Reille, 1990).

Parmi les cas typiques rencontrés on aura (Pons, 1958 ; Bonnefille et Riollot, 1980 ; Renault-Miskovsky et Petzold, 1989 ; Reille, 1990 et Hoen, 1993) :

- ❖ Exine lisse (bourdaïne) ;
- ❖ Exine fovéolée (tilleul). Nombreuses petites dépressions) ;
- ❖ Exine striée (fruitiers genre prunus).style empreinte digitale ;
- ❖ Exine ponctuée (campnule). Nombreux petits points noirs ;
- ❖ Exine baculée, Elément de sculpture plus hauts que larges ;

- ❖ Exine échinulée, Elément de sculpture pointus ;
- ❖ Exine réticulée. En réseau ou filet.

6. composition analytique du pollen

Le grain de pollen est constitué d'une cellule centrale avec deux noyaux entourée par une enveloppe qui est riche en acides aminés, en vitamines hydrosolubles et en oligo- éléments notamment le sélénium (Alphandry, 1981).

Cette enveloppe a pour formule $C_{80}H_{134}O_{31}$. C'est de la sporopollénine cellulosique voisine de la lignine. C'est un polymère de macromolécules liées par des liaisons S-H qui ne peuvent être détruites qu'en présence de dioxygène dans l'air ou l'eau active (Dulucq et Tulon, 1998).

Des protéines localisées dans les cryptes exiniques ou les pores germinatifs, ont un rôle important dans l'hydratation du pollen lors de la pollinisation *sensu stricto* ainsi que sur les tissus pistillaires au moment de la fécondation, certaines d'entre elles (des glycoprotéines) peuvent provoquer chez l'homme des manifestations allergiques (Laaidi, 2005). La présence de protéines polliniques semble maintenant généralisée à toutes les espèces (Knox, 1979 in Dumas, 1984 in Pesson et Louveaux, 1984)

L'analyse de telle composition montre que cette enveloppe est constitué de :

- De l'eau, en moyenne 10 à 12 % pour le pollen frais et 4% pour le pollen asséché (5% étant la limite supérieure à ne pas dépasser pour être assuré d'une bonne conservation) ;
- Des glucides (sucres) avec un pourcentage moyen de 35 % ;
- Des lipides (corps gras) pour environ 5 % ;
- Des protides (substances azotées) avec un pourcentage moyen de 20 % :
 1. Des acides aminés qui sont les suivants: acide aspartique, acide glutamique, alanine, arginine, cystine, glycine (ou glycolle), histidine, isoleucine, leucine, lysine, méthionine, phénylalanine, proline, sérine, thréonine, tryptophane, tyrosine et valine ;
 2. Les huit acides aminés indispensables à la vie que notre organisme ne peut pas synthétiser, à savoir: l'isoleucine, la leucine, la lysine, la méthionine, la phénylalanine, la thréonine, le tryptophane et la valine ;

- Des vitamines en grand nombre: vitamine B1 ou thiamine, vitamine B2 ou riboflavine, vitamine B3 (vitamine PP) ou nicotinamide, vitamine B5 ou acide pantothénique, vitamine B6 ou pyridoxine, vitamine B7 ou méso-inositol, vitamine B8 (vitamine H) ou biotine, vitamine B9 ou acide folique, et vitamine B12 ou cyanocobalamine ;
- On trouve également la présence, mais en beaucoup plus petites quantités, de provitamine A ou carotène (qui se transforme en vitamine A dans l'organisme), de vitamine C ou acide ascorbique, de vitamine D et de vitamine E ou tocophérol ;
- Des substances minérales (dont de nombreuses sous forme d'oligo-éléments), parmi lesquelles on peut citer: le calcium, le chlore, le cuivre, le fer, le magnésium, le manganèse, le phosphore, le potassium, le silicium, et le soufre ;
- Un certain nombre d'enzymes: amylase, invertase et certaines phosphatases ;
- Des substances antibiotiques actives sur toutes les souches de *Colibacilles* et certaines de *Proteus* et *Salmonelles* ;
- D'autres constituants non négligeables, notamment de la rutine qui augmente la résistance capillaire, une substance accélératrice de la croissance, des substances œstrogéniques, et de nombreux pigments qui donnent la couleur d'un pollen déterminé (Donadieu, 1978).

7. Longévité et couleur du pollen

La longévité du pollen est le temps pendant lequel il peut germer après sa libération, il varie, en effet, approximativement de quelques heures pour le seigle ; un jour pour les Graminées et une centaine de jours pour les Rosacées (Heller et *al*, 1995 et Gorenflot, 1997).

Quant à la couleur, elle peut aller du blanc (bruyère) au noir (coquelicot) mais très souvent en jaune ou marron clair ; sa variation inter et intra-spécifique est accordée aux variations génétiques, climatiques édaphiques, l'état de fraîcheur de pollen et le stade de floraison (Rabiet, 1986 et Heller et *al*, 1995). Cette coloration est considérée comme le moyen le plus rapide de détermination grossière de l'origine de pollen.

Chapitre III : Microscopie électronique

1. Généralités

Faces aux insuffisances de l'œil pour détecter des détails de plus en plus fin, l'utilisation de la loupe fut la première solution, celle-ci est capable de délivrer d'un objet une image agrandie, ensuite c'est la microscopie, le terme qui en étymologie dérive du grec mikros (petit) et skopein (observer), qui a prit l'amant de tous les développements de l'optique, cette dernière technique permet l'examen d'objets ou de détails invisibles à l'œil nu (Gallant, 1981).

Dans cette exploration du monde de plus en plus petit, le microscope électronique constitue l'un des outils les plus perfectionnés.

En comprenant la loi de Raleyght qui énonce que les détails les plus petits que l'on peut observer est égale à le demi longueur d'onde de l'onde d'éclairement ce qui limite le grossissement donc c'est diminuer la netteté de l'image on a recours à une autre particule élémentaire l'électron.

La longueur d'onde associée à l'électron est en effet très inférieure à celle du photon ultraviolet et la résolution finale est beaucoup plus élevée de l'ordre du nanomètre (Robards et Hall, 1970 ; Guillaumin, 1980 ; Gallant, 1981 et Delpine, 2004).

Il existe deux variantes de la microscopie électronique :

- ❖ la microscopie électronique à transmission : ils ne permettent d'observer que des échantillons d'épaisseur suffisamment faible pour être transparents aux électrons (quelques dizaines de nanomètres) ;

- ❖ La microscopie électronique à balayage : opère à la surface d'objets massifs, ces microscopes sont dits à balayage lorsque l'image est obtenue point par point (6 à 10 nm).

Ce dernier a été imaginé pour la première fois en Allemagne, dans les années 1930, par Knoll, Ruska et Von ardenne puis développé par Zworykin, Hillier et Snyder dans les laboratoires américains (1940).

Mais la microscopie électronique à balayage a connu son véritable essor entre 1948 et 1965, grâce aux progrès techniques de la télévision et des détecteurs d'électrons et grâce aux recherches d'Oatley et de ses condisciples à Cambridge. Cette nouvelle technologie a permis, du fait de sa profondeur de champ, l'observation du relief d'échantillons massifs (Robards et Hall, 1970 et Chenu, 2000).

2. Classification des grandes familles de microscope électronique

Les microscopes électroniques sont classés en plusieurs catégories suivant les critères choisis (Gallant, 1981) :

a. Une classification selon la géométrie de l'échantillon

Nature de l'échantillon	Type de microscope	Origine de l'information
Massif	Réflexion	Surface à faible profondeur
Lame mince	transmission	Intégrée sur l'épaisseur

b. Une classification selon les types d'images

Microscopie conventionnelle	Microscopie à balayage
Faisceaux fixe (éclairage par des lentilles condenseurs)	Faisceaux mobiles (un système de détecteurs et spectromètres)
Optique après l'échantillon	Optique focalisant d'éclairage
Images globales	Détecteurs appropriés images par balayage ou analyses locales

L'association de ces deux types de classification permet d'obtenir :

- 1) Microscopie conventionnelle à transmission (Met) ;
- 2) Microscopie conventionnelle à réflexion (Mer) ;
- 3) Microscopie à balayage en transmission (Meb) ;
- 4) Microscopie à balayage en réflexion (Mebr).

Les catégories 1,2 et 4 sont les plus utilisés actuellement.

3. Principe et équipement

3. 1. Principe

Le microscope électronique à balayage fournit des images en trois dimensions des surfaces observées (Gallant, 1981 et Delpine, 2004).

Le principe avec lequel fonctionne ce type de microscope consiste à explorer la surface de l'échantillon par lignes successives et transmettre le signal du détecteur à un écran cathodique dont le balayage est exactement synchronisé avec celui du faisceau incident (Robards et Hall, 1970 ; Guillaumin, 1980 ; Gallant, 1981 et Chenu, 2000).

3. 2. Equipement

Les microscopes électroniques sont constitués d'un certain nombre de composantes communes :

- ❖ Un ensemble de pompage assurant un vide convenable dans l'enceinte du microscope ;
- ❖ Une colonne d'optique électronique comprenant une source d'électron ;
- ❖ Des lentilles électroniques ;
- ❖ Un ou plusieurs systèmes de détection ;
- ❖ Un étage porte-échantillon permettant l'introduction et les déplacements élémentaires du spécimen en cours d'observation et bien entendu tout l'environnement électrique, électronique et digital pour assurer le fonctionnement des éléments

constitutifs du microscope, l'enregistrement et le traitement des résultats (Robards et Hall, 1970 ; Guillaumin, 1980 ; Gallant, 1981 et Duval et Bouquillon, 2004).

4. Préparation des échantillons

Vu la diversité des matériaux à observer, les observations recherchées et les outils utilisés, il est évident que la préparation des échantillons destinés à l'examen par microscope électronique peut emprunter des voies très variées (Robards et Hall, 1970 et Guillaumin, 1980).

Pour un microscope électronique à balayage, la formation d'une image nécessite des électrons secondaires qui sont émis de la surface d'un échantillon lorsque celui-ci est balayé par un fin

faisceau d'électrons primaires, l'image produit une impression de relief avec des zones claires et des zones d'ombres (Gallant, 1981) .

Afin de rendre cet échantillon conducteur pour le flux d'électrons qui le balaye et optimiser l'émission d'un nombre suffisant d'électrons secondaires, un échantillon biologique, après fixation et déshydratation, doit être recouvert d'une fine couche de métal lourd (Robards et Hall, 1970 et Guillaumin, 1980).

4.1. La dessiccation

Le dispositif d'observation d'un microscope électronique à balayage nécessite un vide quasi-totale, correspondant à une pression de 10^{-7} millimètre de mercure (mm Hg). Mais les échantillons vivants ne supportent pas le vide : il y a des risques d'explosion, comme d'implosion.

Pour vider l'échantillon de son eau, il faut d'abord remplacer l'eau dans celui-ci, c'est la déshydratation, qui sera précédée d'une fixation, puis, par un processus de dessiccation, délaiser l'échantillon de son solvant de remplacement, soit par la méthode du point critique, soit par évaporation.

Mais il faut tout d'abord nettoyer les échantillons, soit dans un sérum physiologique, soit par broissage doux ou par ultra-sons (petits organismes entiers), soit encore par jet d'air comprimé (Robards et Hall, 1970 et Guillaumin, 1980).

4.1. 1. La fixation

C'est une fixation chimique qui consiste à rendre les molécules d'un échantillon insolubles dans l'eau comme dans les solvants organiques, en reconstituant artificiellement le gel protéique du vivant très hydraté (75 % à 95 % d'eau), et ainsi bloquer les systèmes enzymatiques pour éviter toute modification structurelle ultérieure de l'échantillon.

Les caractéristiques physico-chimiques prises en considération au moment de la fixation sont : la concentration molaire, la concentration ionique, et le pH (Robards et Hall, 1970 et Guillaumin, 1980).

Il faut conserver des caractéristiques à peu près similaires à celles de l'échantillon si on veut éviter :

- ❖ Des modifications de l'aspect du cytosol pour des défauts liés au pH.
- ❖ Des anomalies au niveau des organites pour les défauts liés à la concentration ionique.
- ❖ Des gonflements ou des rétractions des cellules ou des organites cellulaires pour les défauts liés à la concentration molaire.

La fixation utilisée par le Meb est une fixation qui utilise les aldéhydes, soit une fixation dite aldéhydique. C'est une fixation classique qui dure de 4 à 48 heures, selon la taille des échantillons et la perméabilité des fixateurs (Guillaumin, 1980).

4.1. 1.1. La solution tampon

Est un mélange de substances ionisées, susceptibles de fixer des ions H⁺ libres dans le milieu. Mais ce mélange se caractérise par sa propriété de résister aux changements de concentration en ions H⁺ et de maintenir le milieu à un pH choisi.

Ce type de fixation se fait par immersion ; vient ensuite un lavage, de 5 bains minimum de 2 à 24 heures chacun dans une solution tampon Mac Ilvain dans le cas des tissus végétaux. Il faut ensuite procéder à une post-fixation, à l'aide du tétr oxyde d'osmium, OsO₄, et d'une solution tampon. Pour les tissus végétaux, une immersion d'une nuit à 4°C est nécessaire (Guillaumin, 1980).

4.1. 2. Déshydratation et dessiccation

Il y a deux sortes de déshydratation, puisque cette dernière dépend de l'échantillon. On préférera la dessiccation par évaporation pour de petits échantillons tels que les bactéries ou les protozoaires. Pour les autres types d'échantillon, on applique la dessiccation par la méthode du point critique (Guillaumin, 1980).

4.1. 2.1. Dessiccation par évaporation

Elle s'effectue en plusieurs étapes (Guillaumin, 1980) :

- On place l'échantillon dans des salières remplies d'eau distillée.

- On retire ensuite partiellement l'eau distillée que l'on remplace par de l'alcool éthylique.
- On arrive alors à des salières remplies d'alcool éthylique, dans lesquelles reposent les échantillons. L'alcool a remplacé l'eau dans les échantillons;
- Arrive ensuite la substitution réelle, où l'alcool est remplacé, tout cela progressivement, par du trichlorofluoroéthane, qui va prendre la place de l'alcool dans l'échantillon. Mais ce trichlorofluoroéthane va ensuite s'évaporer complètement. L'échantillon est alors sec.

4.1. 2.2. Méthode du point critique

Ce processus nécessite une déshydratation dans l'acétone, qui s'effectue selon les étapes suivantes (Guillaumin, 1980) :

- On place les échantillons dans des salières contenant de l'acétone à 20 %.
- On remplace cet acétone par de l'acétone pur, auquel on ajoute quelques grains de chlorure de calcium anhydre, de façon à piéger l'eau.
- On fait ensuite le vide de façon à saturer l'atmosphère de la cloche en acétone. Il faut alors laisser substituer pendant une nuit. L'acétone a alors remplacé l'eau dans les échantillons.

La méthode du point critique consiste ensuite à remplacer l'acétone par du CO₂. Cette technique s'effectue dans un appareil à point critique dans lequel le CO₂ est rendu liquide, pour une température inférieure à 16°C. L'acétone est peu à peu remplacée par le CO₂ liquide, dans lequel l'échantillon baigne. Au bout de quelque temps, une fois que le CO₂ liquide est bien imprégné à l'intérieur de l'échantillon, on règle l'appareil pour atteindre le point critique, à 31°C et à une pression de 73 bars.

Dans ces conditions, le CO₂ redevient gazeux. On laisse ensuite s'échapper très lentement le CO₂ gazeux (pour éviter une recondensation liquide par une trop brusque chute de la pression).

Une fois ramené à la pression atmosphérique, on peut récupérer les échantillons qui sont secs, légers et blanchâtres.

Il faut maintenant rendre l'échantillon conducteur, processus cette fois plus simple que celui utilisé pour la dessiccation (Robards et Hall, 1970 et Guillaumin, 1980).

4.2. La métallisation

La métallisation est un processus simple. Il consiste à recouvrir l'échantillon d'une couche de métal. Deux sortes de métaux sont utilisées en microscopie électronique, et notamment pour le Meb.

- Soit à l'aide d'or, de symbole chimique Au ;
- Soit à l'aide de palladium, de symbole Pd.

Pour réaliser ce processus, on porte à incandescence un filament d'or ou de palladium, qui projette alors par échauffement de fines particules d'Or ou de Pd, sur l'échantillon, le recouvrant ainsi, d'une couche très fine de métal.

La métallisation est nécessaire pour différentes raisons :

- ❖ Elle sert à rendre conducteur des échantillons électriquement isolants ;
- ❖ La couche d'or ou de palladium a pour rôle de rendre la préparation plus solide.

En effet, la perte d'énergie du faisceau d'électrons entraîne une élévation de la température à l'endroit de l'irradiation, ce qui peut endommager des objets fragiles comme des polymères ou des échantillons biologiques, d'où le double intérêt de la métallisation (Robards et Hall, 1970 et Guillaumin, 1980).

5. Traitement et analyse d'image

Les images obtenues peuvent être saisies directement pour traitement de colorisation, amélioration de rendu, filtrage par filtres numériques pré-installés ou utilisateur afin de visualiser des phases ou détails difficiles à reconnaître à l'œil.

Les images numérisées sont binarisées pour traitement mathématique : nombreuses possibilités de comptages, répartition, calculs de surface, périmètres, textures et autres en plusieurs familles par critères spécifiques (dimension, surface, couleur...etc.). Ainsi une analyse chimique automatisée sur les particules mises en évidence (Guillaumin, 1980 et Boucher et *al*, 2001).

6. Préparation du pollen

En palynologie diverses méthodes de préparation du pollen sont possibles à réaliser. Selon Misset et *al* (1982) in Van compo (1982) les grains de pollen sont métallisés, sous vide, à l'or sans fixation préalable : méthode simple qui ne modifier pas la forme et les images obtenues sont nettes ; ou bien les grain ont été déshydratés par la série des alcools puis par l'acétone et traités par la méthode du point critique à condition que le séjour du pollen dans l'acétone ne soit pas long car on observe de fines craquelures au niveau du tectum.

Bonnefille et Riollot (1980) et pour des observations en microscope électronique à balayage réalisées sur des grains de pollen déjà utilisés pour des observations en microscope photonique ont procédés aux étapes suivantes :

- Du pollen stocké en glycérine phénolée a été lavé plusieurs fois à l'eau distillée puis à l'alcool ;
- Déposition du pollen lavé soit directement sur le porte-objet, soit sur une lamelle de verre collée sur le porte-objet à l'aide de laque d'argent ;
- Métallisation des préparations, sous vide, à l'or ;
- Observation et photographie des échantillons.

7. les applications de la microscopie électronique

Les examens effectués à l'aide de la microscopie électronique à balayage peuvent générer les informations suivantes :

- ✓ La topographie ou relief de la surface d'un échantillon ;
- ✓ La morphologie, la forme et la taille de différentes composantes constituants l'échantillon ;
- ✓ La composition élémentaire, les concentrations relatives d'éléments chimiques de la surface de l'échantillon et leur distribution dans ses différentes phases. Il est possible d'analyser des échantillons à des
 - ✓ températures au dessus ou en deçà de la température ambiante (Robards et Hall, 1970 ; Guillaumin, 1980 et Chenu, 2000).

Deuxième partie

Etude expérimentale

Chapitre I : Matériel et méthodes

L'objectif de ce mémoire était de mener une étude descriptive de la morphologie des grains de pollen de quelques plantes steppiques via l'observation microscopique (Microscope Optique et le Microscope Electronique à Balayage) ainsi que l'estimation de leur taux de fertilité.

1. Choix des zones d'étude

Le matériel végétal récolté provient de quatre zones de la wilaya de Djelfa de sous étages bioclimatiques différents (Claudin *et al*, 1979 in Pouget, 1980) variantes entre milieu des dunes ; milieu des dayas et milieu des parcours steppiques naturels :

- Sous étage bioclimatique aride moyen (Ainoussara) ;
- Sous étage bioclimatique aride inférieur (Messaad) ;
- Sous étage bioclimatique aride (Djelfa) ;
- Sous étage bioclimatique aride inférieur (Elmosrane).

2. Matériel

2.1. Matériel végétal

Les grains de pollen de chaque espèce ont été récoltés entre la saison printanière 2004 et la saison printanière 2005.

Le Tableau 4 ci-dessous regroupe le nom ; la provenance de chaque espèce ainsi que sa classification et sa date de récolte.

Tableau 4 : Présentation des espèces étudiées.

N o m s c i e n t i f i q u e	Famille Botanique	Station de la récolte	Date de récolte
<i>Accacia cyanophylla</i>	Mimosacées	Djelfa	08/09/2004
<i>Adonis dentata</i>	Renonculacées	Ain ouessara	02/05/2004
<i>Allium roseum</i>	Liliacées	Messaad	05/04/2005
<i>Asp tenuifolius</i> Cavan	Liliacées	Djelfa	18/04/2005
<i>Atriplex canescens</i>	Chenopodiacées	Djelfa	08/09/2005
<i>Bunium incrassatum</i>	Poacées	Ainoussara	19/04/2005
<i>Chrysanthemum coronarium</i>	Astéracées	Djelfa	18/04/2004
<i>Diplotaxis acris</i>	Brassicacées	Messaad	23/04/2005
<i>Diplotaxis erucoïdes</i>	Brassicacées	Elmosrane	07/04/2005
<i>Echium pycnanthum ssp. humile</i>	Boraginacées	Messaad	11/04/2004
<i>Elaeagnus L. angustifolia</i>	Elaeagnacées	Elmosrane	07/04/2005
<i>Elizaldia violacea</i> DESF.	Boraginacées	Elmosrane	14/05/2005
<i>Eruca vesicaria</i>	Brassicacées	Elmosrane	07/04/2005
<i>Erysimum bocconei</i>	Brassicaceae	Elmosrane	07/04/2005
<i>Euphorbia akenocarpa</i>	Euphorbiacées	Messaad	18/04/2004
<i>Hirtum ssp. ruficonum</i>	Cistacées	Djelfa	19/04/2005
<i>Helianthemum virgatum</i>	Cistacées	Djelfa	19/04/2005
<i>Lotus jolyi</i>	Fabacées	Elmosrane	07/04/2005
<i>Malva silvestris</i>	Malvacées	Djelfa	18/04/2005
<i>Marrubium deserti</i>	Labiées	Djelfa	18/04/2005
<i>Moricandia arvensis</i>	Brassicaceae	Elmosrane	19/03/2004
<i>Muricaria prostrata</i>	Brassicaceae	Djelfa	18/04/2005
<i>Nerium oleander</i>	Apocynacées	Messaad	23/04/2005
<i>Onobrychis argentea ssp. africana</i>	Fabacées	Djelfa	18/04/2005
<i>Orobanche cernua</i> Loeffl.	Orobanchacées	Elmosrane	07/04/2005
<i>Othonopsis cheirifolia</i>	Astéracées	Djelfa	02/05/2004
<i>Papaver rhoas</i>	Papavéracées	Ainoussara	05/04/2005
<i>Peganum harmala</i>	Zygophyllacées	Messaad	18/04/2005
<i>Pinus halipensis</i>	Pinacées	Djelfa	19/04/2004
<i>Pistacia atlantica</i> DESF.	Thérébinthacées	Ainoussara	23/04/2004
<i>Polygonum equisetiforme</i>	Polygonacées	Messaad	18/04/2005
<i>Raphanus raphanistrum</i> L.	Crucifères	Ainoussara	02/03/2004
<i>Rapistrum rugosum</i>	Brassicaceae	Djelfa	07/04/2005
<i>Reseda arabica</i>	Resedacées	Elmosrane	10/04/2005
<i>Reseda herba alba</i>	Resedacées	Ainoussara	06/04/2005
<i>Retama retam</i>	Fabacées	Elmosrane	02/03/2005
<i>Rosmarinus officinallis</i>	Labiées	Djelfa	19/04/2004
<i>Rumex acetosella</i>	Polygonacées	Ainoussara	06/04/2004
<i>Salvia verbenaca</i>	Labiées	Elmosrane	18/04/2005
<i>Scabiosa stellata</i>	Dipsacées	Djelfa	07/04/2005
<i>Scrofularia canina</i>	Scrofulariacées	Elmosrane	14/05/2005
<i>Sedum sediforme</i>	Crassulacées	Messaad	07/04/2005
<i>Silene ceratioides</i> L.	Silenoïdées	Elmosrane	14/05/2005
<i>Stipa parviflora</i>	Graminées	Messaad	23/04/2005
<i>Stipa tenacissima</i>	Poacées	Messaad	20/03/2004
<i>Teucrium polium</i>	Labiées	Djelfa	20/03/2004
<i>Thapsia garganica</i>	Apiacées	Ainoussara	19/04/2005

<i>Thymus algeriensis</i>	Labiées	Djelfa	07/04/2005
<i>Vaccaria pyramidata</i>	Caryophyllacées	Elmosrane	18/04/2005
<i>Zygophyllum allium</i>	Zygophyllacées	Djelfa	20/03/2004

2.2. Matériel de laboratoire

Pour la réalisation de notre expérimentation nous avons utilisé le matériel suivant :

2.2.1. Appareillage

- Microscope optique : **Motic Digital Microscope BMWB Series** ;
- Microscope électronique à balayage **ESEM x 130 Feg** (environnemental) (voir Figure 10).



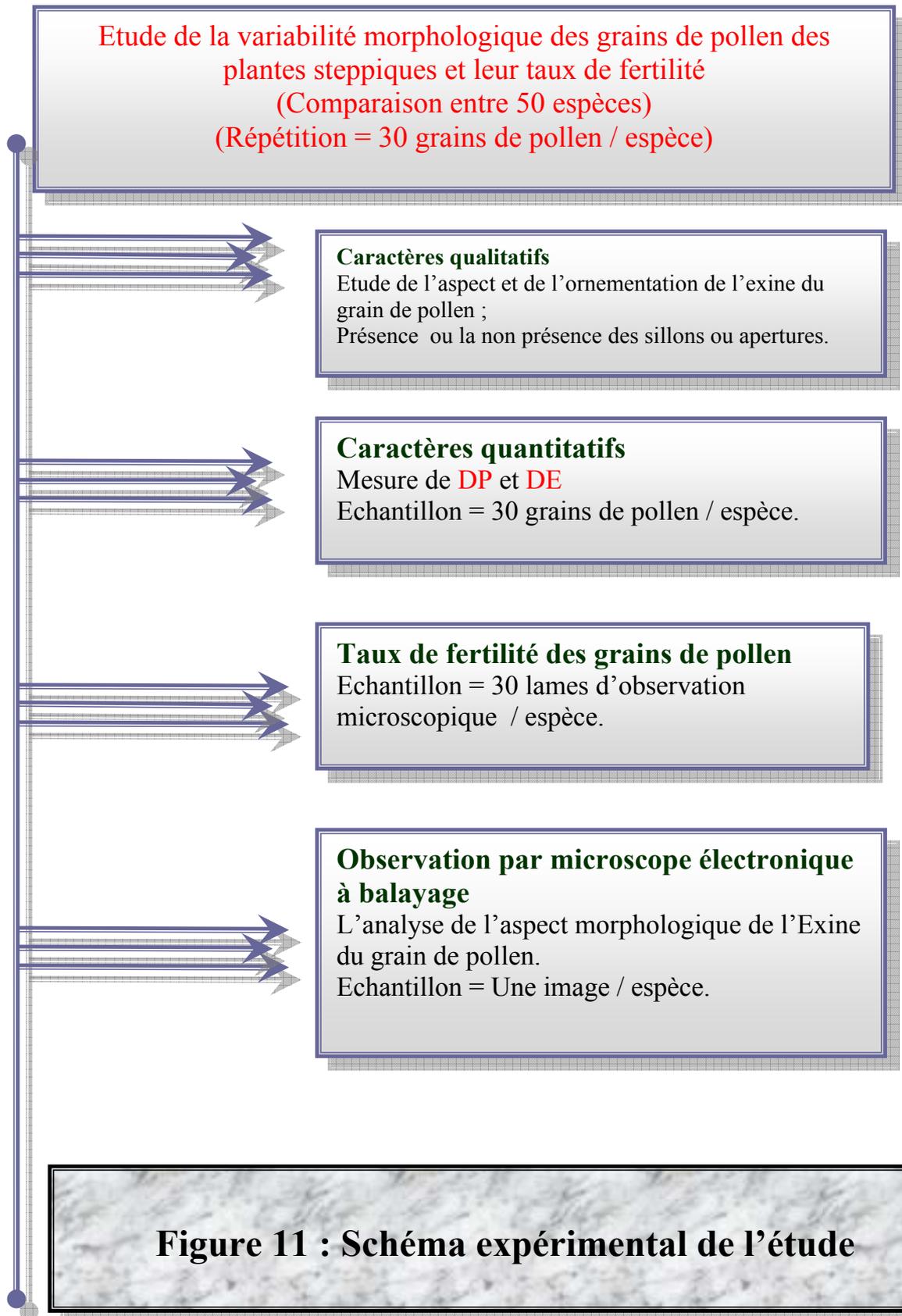
Figure 10 : Equipement du Microscope Electronique à Balayage

2.2.2. Réactifs chimiques

- Carmin Acétique ;
- Baume de Canada ;
- Ethanol.

3. Méthodes

3.1. Schéma expérimental de l'étude



3.2. Préparations microscopiques

3.2.1. Préparation du pollen

Les descriptions morphologiques ont été réalisées à partir de préparations effectuées sur le matériel floral récolté sur le terrain. La préparation du pollen aux observations microscopiques (Mph et Meb) s'est déroulée suivant les étapes décrites ci-dessous.

3.2.2. Microscopie photonique

3.2.2.1. L'Acétolyse

Mise au point et préconisée par G.Erdtman (1952) in (Nabli in Ferguson et Muller, 1976 ; Bonnefille et Riollot, 1980 et Pokrovskaja, 1985), l'Acétolyse est généralement utilisée (voir le protocole expérimental).



Figure 12 : Photographie des grains de pollen Acétolysés
(*Pistacia atlantica* DESF.)

Pons (1958) a confirmé que cette méthode donne de bons résultats et présente un grand avantage car elle permet une collection, de façon durable du pollen, directement dans le liquide qui sert de départ à la préparation.

Lors de notre expérimentation et après un pré-test, les photos réalisées n'ont pas présenté la qualité recherchée pour une bonne description des grains de pollen (voir Figure 12).

3.2.2.2. Méthode Woudhouse

Dans la majorité des cas et surtout le cas de pollen à membrane fragile, on fait appel à la méthode Woudhouse (1935) (Pons, 1958).

Pour notre expérimentation, et après un pré-test notre choix s'est basé sur cette dernière méthode du fait de la netteté des préparations effectuées avec le pollen étudié (voir le protocole expérimental et Figure 19 à 69).

3.2. 3. Microscopie électronique

Une multitude des méthodes de préparation des échantillons répond à l'objectif de réaliser des images nettes pour la bonne description de la sculpture de l'exine du pollen.

Pour le pollen de notre étude, nous n'avons procédé à aucun traitement vue la performance du type d'appareillage utilisé (Microscope électronique environnemental **ESEM x 1 30 Feg**), ce dernier se dispose d'un détecteur qui n'exige pas la dessiccation et la métallisation des grains de pollen ; deux étapes principales dans la préparation des échantillons pour une observation microscopiques réalisées par les anciens microscopes électroniques dans le but de rendre l'échantillon conducteur aux faisceaux d'électrons. Une conductivité qui permet la projection complète des faisceaux secondaires sur l'écran cathodique ce qui rend les images obtenues nettes et de bonne qualité pour la description détaillée des grains de pollen.

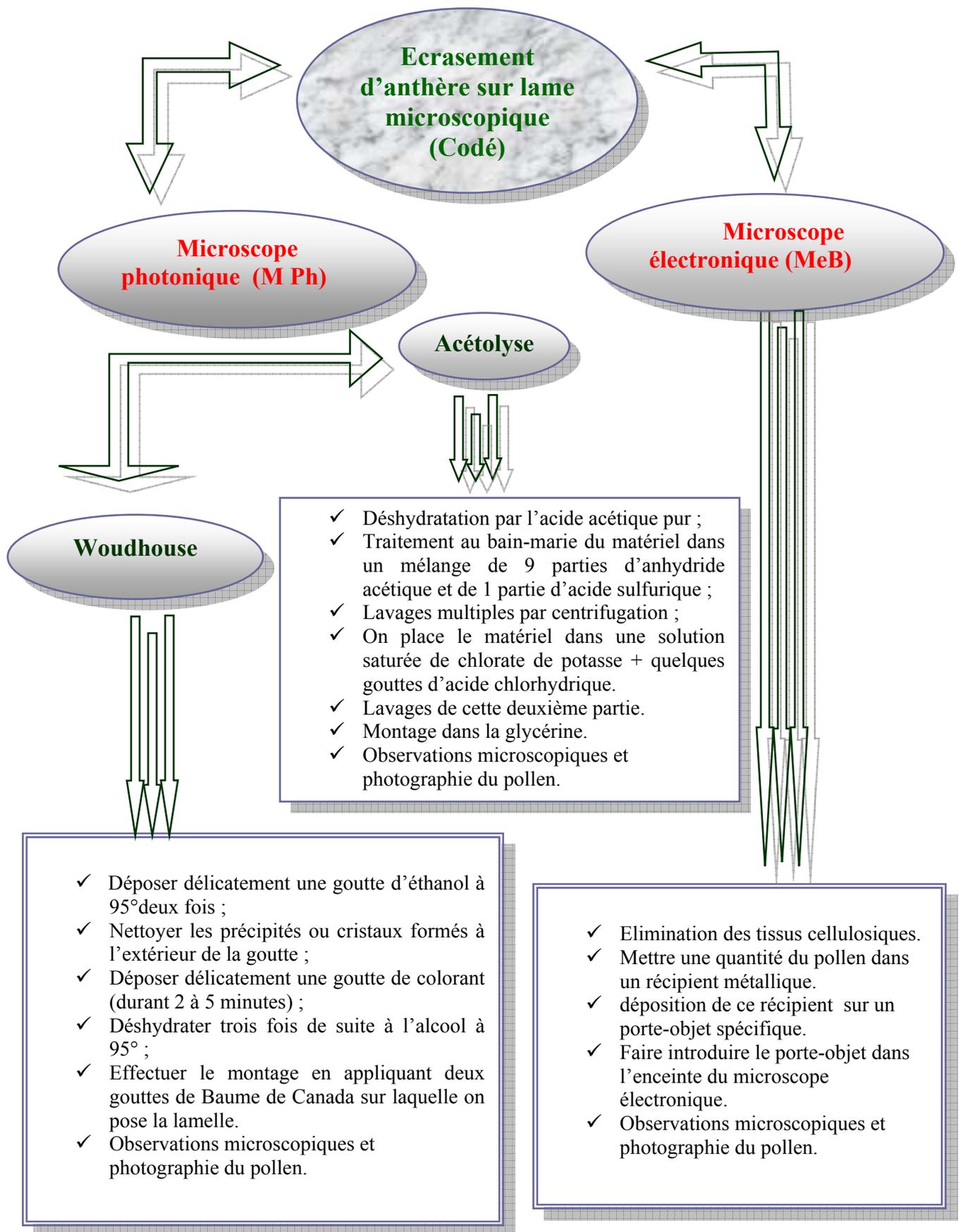


Figure 13 : Protocole expérimental de l'étude

3.2.4. Identification et comptage des grains de pollen d'une lame microscopique

L'identification du type d'un grain de pollen s'effectue en deux étapes :

- ❖ Isoler le grain de pollen dans la coupe centrale et calculer un certain nombre de paramètres comme la couleur, la taille, la forme... etc.
- ❖ Une deuxième étape qui s'appuie sur la connaissance des types de pollen pour tester différentes caractéristiques possibles (un pore ou un sillon pour une espèce donnée) (Boucher et *al*, 2001).

3.3. Réalisation des mesures

Deux paramètres sont pris en considération dans la caractérisation du pollen : le diamètre polaire et le diamètre équatorial (voir Figure 14) des grains de pollen (Pons, 1958 ; Bonnefille et Riollet, 1980 ; Jeanne, 1983 ; Renault-Miskovsky et Petzold, 1989 ; Guerin et *al*, 1993 et Leroet et Allenet, 2004).

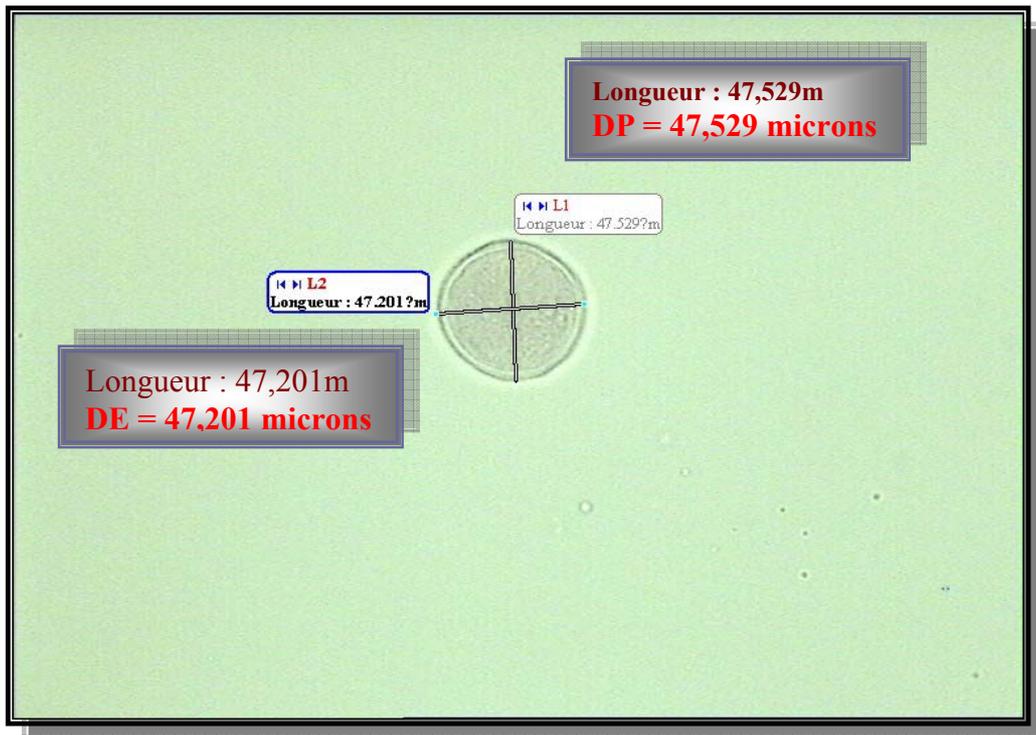


Figure 14 : Photographie du pollen de l'espèce *Papaver rhoas* (Préparé selon la méthode Woudhouse (1935)).

3. 4. Détermination du taux de fertilité du pollen

Pour l'étude du programme mâle des phanérogames, une détermination précise, fiable et rapide du stade cytologique de développement du pollen est assurée par la technique de coloration avec du Carmin Acétique (Jahier et al, 1992).

C'est un colorant qui colore les grains de pollen fertiles en rouge et les grains stériles restent incolores (voir Figure 15).

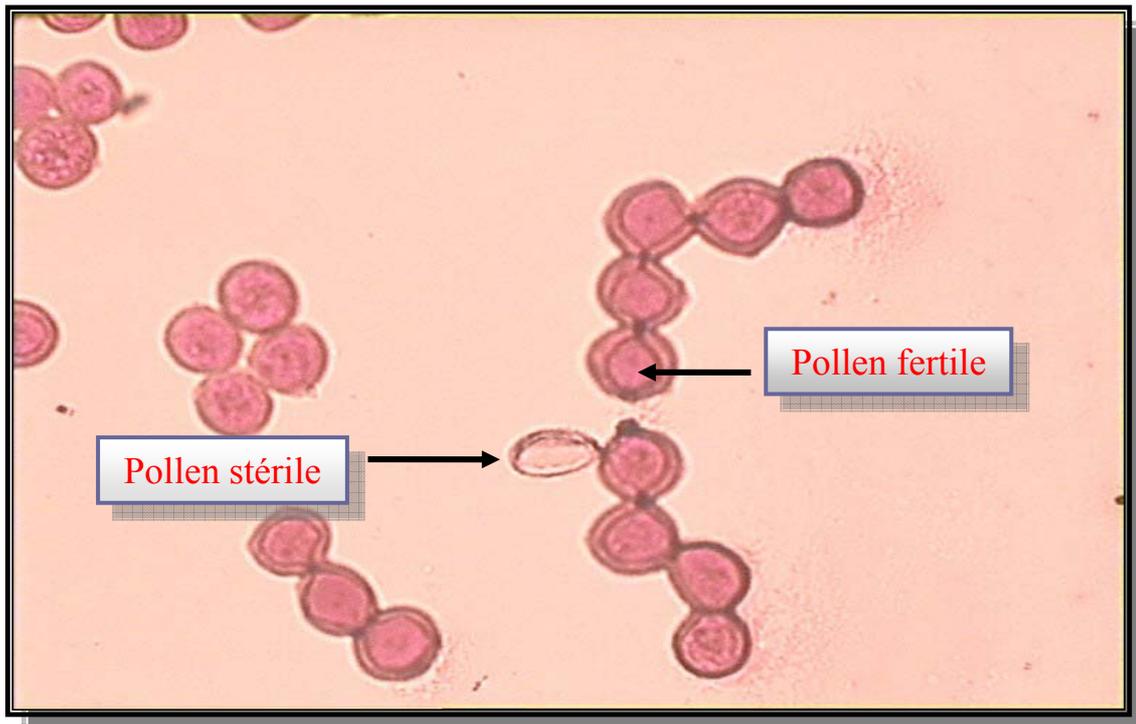


Figure 15 : Photographie des grains de pollen fertile (colorés en rouge) et des grains de pollen stériles (non colorés) de l'espèce (*Pistacia atlantica* DESF.) (préparé selon la méthode Woudhouse (1935)).

3.4.1. Calcul du taux de fertilité

Le dénombrement des grains de pollen fertiles et stériles se fait comme suit :

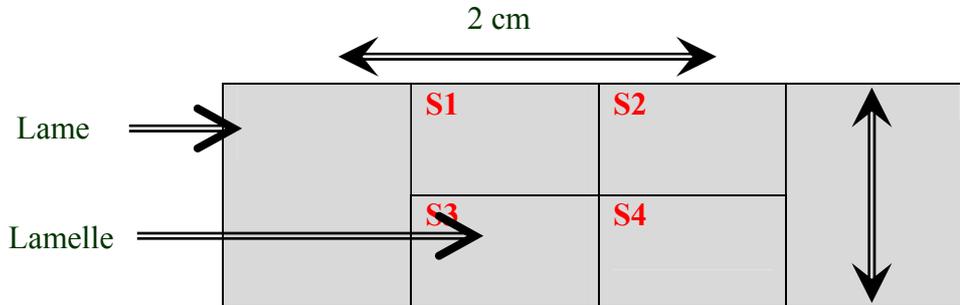


Figure 16 : Champs d'observation sur la lame microscopique

- ✓ Nombre de surface de $1 \text{ cm}^2 = 4$;
- ✓ La surface totale = 4 cm^2 ;
- ✓ Nombre de champs par surface = 100 champs ;
- ✓ Nombre de champs total = 400 champs ;
- ✓ n : nombre des grains de pollen fertile = 400x nombre des grains de pollen fertiles par champs ;
- ✓ N : nombre des grains de pollen total = 400x nombre des grains de pollen total.

$$\text{Le taux de fertilité (\%)} = \frac{n}{N} \times 100$$

3.5. Méthodes d'analyse statistique

Dans le but de comparer entre les dimensions ainsi que les taux de fertilité des grains de pollen des plantes steppiques étudiées ; nous avons adopté une analyse des corrélations et une comparaison des moyennes en groupes indépendants des variables en utilisant le logiciel Statistica 6.0.

Chapitre II : Résultats et discussion

1. Etude morphologique des grains de pollen

1.1. Microscopie photonique

1.1.1. Mesures biométriques

L'orientation du grain de pollen dans la tétrade initiale permet de reconnaître un pôle proximal **DP** et un pôle distal diamétralement opposé **DE** (Pons, 1958 et Guerin et *al*, 1993).

Le rapport existant entre les dimensions des deux axes définit la forme du grain de pollen (Pons, 1958 ; Bonnefille et Riollet, 1980 ; Jeanne, 1983 ; Renault-Miskovsky et Petzold, 1989 ; Guerin et *al*, 1993 et Leroet et Allenet, 2004). Alors toute caractérisation morphologique des grains de pollen se base principalement sur l'estimation des deux dimensions **DP** et **DE**.

1.1.1.1. Détermination du diamètre polaire

Les observations microscopiques menées sur 30 grains de pollen pour chaque espèce des 50 espèces étudiées ont révélé l'existence de valeurs variables d'une espèce à l'autre (voir Figure 17 et Tableau 5 en Annexes). Le plus grand diamètre polaire a été engendré pour l'espèce *Rumex acetosella* (Famille des Polygonacées) avec une Moyenne **DP** = 183,15 et un E-type = 16,73 ; alors que l'espèce *Zygophyllum allium* (Famille des Zygophyllacées) se caractérise par des petits grains de pollen dont le diamètre polaire est estimé à une valeur d'une Moyenne **DP**=21,91 et d'un E-type =1,5.

1.1.1.2. Détermination du diamètre équatorial

L'analyse statistique des données brutes fait ressortir une échelle différentielle des valeurs de **DE** sur 30 trente grains pour chaque espèce (voir Figure 17 et Tableau 5 en Annexes). Les grands grains de pollen sont représentés par le maximum des valeurs pour l'espèce *Rumex acetosella* (Famille des Polygonacées) avec Moyenne **DE** = 169,81 et E-type = 18,27 ; alors que l'espèce *Zygophyllum allium* (Famille des Zygophyllacées) se caractérise par un diamètre équatorial minimal d'une Moyenne **DE** =22,04 et E-type =0,74.

1.1.1.3. La corrélation DP et DE

L'étude corrélatrice des deux paramètres **DP** et **DE** montre que parmi les 50 espèces étudiées, 62 % ont marquées une corrélation significative à hautement significative: plus le DP augmente, le DE augmente en parallèle et inversement. Pour les espèces suivantes *Echium pycnanthum ssp. Humile* ; *Erysimum bocconeii* ; *Euphorbia akenocarpa* ; *Orobanche cernua* Loeffl. ; *Othonopsis cheirifolia* ; *Pinus halipensis* ; *Stipa parviflora* ; *Vaccaria pyramidata* ; *Zygophyllum allium*, le **DP** et **DE** sont corrélés négativement, donc le grain de pollen paraît prole (ovale allongé suivant l'axe polaire) ou oblé (ovale allongé suivant l'axe équatorial) (Pons, 1958 ; Bonnefille et Riollet, 1980 ; Hoen, 1993 et Ricciadelli d'albore ,1998).

1.1.2. Analyse de la variabilité intra spécifique

1.1.2.1. Variabilité du diamètre

L'analyse de la variabilité intra-spécifique des deux diamètres **DP** et **DE** des grains de pollen des espèces étudiées, faite avec les résultats représentés dans le Tableau 6 en dessous, montrent une différence significative à hautement significative entre les valeurs de **DP** et **DE** de 72 % des espèces étudiées (*Allium roseum* ; *Asphodelus tenuifolius* Cavan ; *Diploaxis acris* ; *Echium pycnanthum* ; *Elaeagnus L,angustifolia* ; *Elizaldia violacee* ; *Eruca visicaria* ; *Erysimum bocconeii* ; *Othonopsis cherifolia* ; *Papaver rhoeas* ; *Peganum harmala* ; *Pistacia atlantica* ; *Polygonum equisetiforme* ; *Raphans raphanistrum L.* ; *Rapistrum rugosum* ; *Reseda herba alba* ; *Retama retam* ; *Rosmarinus officinalis* ; *Rumex acetosella* ; *Salvia verbenaca* ; *Scabiosa stellata* ; *Vaccaria pyramidata* ; *Thymus algeriensis* ; *Thapsia garganica* ; *Stipa tenacissima* ; *Stipa parviflora* ; *Silene ceratioides* ; *Orobanche cernua* ; *Hirtum ruficomum* ; *Hylianthemum virgatum* ; *Lotus jolyi* ; *Malva sylvestris* ; *Moricandia arvensis* ; *Muricana prostata* ; *Othonopsis argentea* ; *Sedium sediforme*.

Tableau 6 : Analyse de la variabilité de DP et DE du pollen étudié.

Espèces	valeur t	dl	P	Espèces	valeur t	dl	P
<i>A. cyanophylla</i>	-1,004	58	0,320	<i>O. cherifolia</i>	5,973	58	0,000
<i>A. dentata</i>	0,774	58	0,442	<i>P. rhoeas</i>	5,444	58	0,000
<i>A. roseum</i>	26,804	58	0,000	<i>P. harmala</i>	8,782	58	0,000
<i>A. tenuifolius</i> Cavan	3,415	58	0,001	<i>P. halipensis</i>	0,966	58	0,338
<i>A. canescens</i>	0,099	58	0,922	<i>P. atlantica</i>	10,953	58	0,000
<i>B. incrasatum</i>	-0,091	58	0,928	<i>P. equisetiforme</i>	23,137	58	0,000
<i>C. coronarium</i>	1,937	58	0,058	<i>R. raphanistrum</i> L.	9,378	58	0,000
<i>D. acris</i>	3,016	58	0,004	<i>R. rugosum</i>	12,335	58	0,000
<i>D. eruroides</i>	1,704	58	0,094	<i>R. arabica</i>	-1,432	58	0,157
<i>E. pycnanthum</i>	2,242	58	0,029	<i>R. herba alba</i>	2,218	58	0,031
<i>E. L.angustifolia</i>	5,816	58	0,000	<i>R.retam</i>	7,136	58	0,000
<i>E. violacee</i>	7,599	58	0,000	<i>R. officinalis</i>	2,147	58	0,036
<i>E. visicaria</i>	3,103	58	0,003	<i>R. acetosella</i>	2,949	58	0,005
<i>E. bocconeii</i>	9,427	58	0,000	<i>S. verbenaca</i>	4,771	58	0,000
<i>E. akenocarpa</i>	1,607	58	0,113	<i>S. stellata</i>	5,746	58	0,000
<i>H. ruficomum</i>	7,416	58	0,000	<i>S. canina</i>	0,218	58	0,828
<i>H. virgatum</i>	4,922	58	0,000	<i>S. sediforme</i>	8,256	58	0,000
<i>L. jolyi</i>	4,046	58	0,000	<i>S. ceratioides</i>	4,218	58	0,000
<i>M. sylvestris</i>	6,216	58	0,000	<i>S. parviflora</i>	2,566	58	0,013
<i>M. deserti</i>	-1,103	58	0,275	<i>S. tenacissima</i>	2,251	58	0,028
<i>M. arvensis</i>	9,18	58	0,000	<i>T. polium</i>	0,326	58	0,745
<i>M. prostata</i>	7,644	58	0,000	<i>T. garganica</i>	30,752	58	0,000
<i>N. oleander</i>	1,132	58	0,262	<i>t. algeriensis</i>	4,768	58	0,000
<i>O. argentea</i>	18,086	58	0,000	<i>V. pyramidata</i>	9,152	58	0,000
<i>O. cernua</i>	6,332	58	0,000	<i>Z. allium</i>	-0,418	58	0,678

La variabilité biométrique des grains de pollen résulte essentiellement du type de leur genèse dans les anthères, alors que pour les facteurs climatiques, des températures variables ont une influence sur cette genèse (Pons, 1958 et Heller et *al.*, 1995) du fait de leur importance lors de toutes les réactions biochimiques (enzymatiques) déroulées dans le compartiment florale des différentes espèces.

Une relation entre la taille du pollen et le climat est prouvé par l'étude faite par Eneroth (1951) in Usinger (1980), qui a observé une légère augmentation de la taille du pollen des espèces européennes de bouleaux en fonction de la latitude sud-nord et de l'altitude croissante, l'attribuant à des changements climatiques.

Pour les facteurs édaphiques, une telle composition chimique du sol influe directement sur les réserves accumulées lors de l'anthèse (Pons, 1958 ; Dumas, 1984 in Pesson et Louveaux, 1984 ; Heller et *al.*, 1995 et Gorenflot, 1997).

Pour le reste des 50 espèces (28 %) qui sont : *Pinus halipensis* ; *Adonis dentate* ; *Atriplex canescens* ; *Bunium incrasatum* ; *chrysanthémum coronarium* ; *Diploaxis erucoides* ; *Eupporbia akenocarpa* ; *Marrubium deserti* ; *Nerium oleander* ; *Zygophyllum allium* ; *Teucruim polium* ; *Scrofilaria canina* ; *Reseda arabica* et *Accacia cyanophylla* ; la différence entre les deux mesures est signalée non significative ; ce qui est exprimé par la croissance en taille relative sur les deux axes (P et D).

1.1.2.2. Variabilité de la forme

La morphologie des grains de pollen est caractéristique de chaque espèce (Pons, 1958 et Gouyon, 2004).

Identifiée par un ensemble de critères qui sont : forme, dimensions, pores et ornementation variée de l'exine (Purkinze, 1930 in Pons, 1958 et Reille, 1990), elle est le plus fréquent plus en moins sphérique avec des apertures qui donnent au grain de pollen l'aspect triangulaire (Jeanne, 1983).

Pour des observations microscopiques et selon le rapport DP/DE , le grain de pollen peut se présenter en plusieurs plans :

- ❖ En vue polaire le pollen apparaît circulaire, triangulaire, subtriangulaire ou de forme plus ou moins complexe.
- ❖ En vue équatoriale, la forme du grain de pollen varie entre grain sphérique, grain longiaxe, grain prolé ou encore grain bréviaxe ou oblé (Pons, 1958 ; Hoen, 1993 ; Bonnefille et Riollet, 1980 et Renault-Miskovsky et Petzold, 1989).

L'estimation du rapport DP/DE des grains de pollen de cette étude permet de les classer en deux catégories morphologiques : pollen longiaxe (86 % des espèces étudiées) dont le $DP > DE$ et pollen bréviaxe (14 % des espèces étudiées) dont le $DP < DE$ (d'après Bui-thi-maï, 1974 in Renault-Miskovsky et Petzold, 1989 et Guerin et *al*, 1993).

La variabilité des diamètres est exprimée par la forme légèrement variable des grains de pollen au sein de la même espèce ; cette variabilité intra-spécifique de la forme est liée à une croissance non proportionnée sur les deux axes polaire P et équatorial E .

Cette variation morphologique des grains de pollen provenant de la même espèce ainsi de la même fleur et anthère est dû probablement aux causes suivantes :

1. La variabilité de la taille des fleurs de l'espèce (le cas de l'espèce *Rumex acetosella* qui présente des fleurs d'ordre primaire, secondaire et tertiaire) (Ozenda, 1958).
2. La longueur du style et la largeur de ses papilles (Bigazzi et Selvi, 2000 ; Mal et Hermann, 2000 et Roulston et *al*, 2000) ;
3. La disposition du grain de pollen dans la tétrade lors de sa genèse (traumatisme ou effet de voisinage dans la tétrade) (Purkinze, 1930 in Pons, 1958 ; Dany, 1983 ; Reille, 1990 ; Wang et *al*, 1994 et Gouyon, 2004).
4. Le polymorphisme génétique (Pons, 1958 ; Dany, 1983 ; Reille, 1990 ; Wang et *al*, 1994 et Gouyon, 2004) par :
 - a. La taille peut être plus importante si les divisions cellulaires ont lieu dans l'étamine par temps d'orage ou sous l'effet de variations thermiques ;
 - b. Elle augmente chez les polyploïdes ;
 - c. Elle est réduite chez des pollens de réserves précocement accumulées.

5. La disposition du grain de pollen sur la platine microscopique (vue polaire et vue équatoriale).

1.2. Microscopie électronique

1.2.1. Aspects morphologiques par familles étudiées

Les observations en microscope électronique à balayage ont été réalisées sur des grains de pollen frais sans aucun traitement préalable (chimique ou physique).

La description du pollen s'est basée sur différents caractères dans l'ordre suivant : symétrie et forme ; structure et aspect de l'exine (Bonnefille et riollet, 1980 ; Hoen, 1993 et Ricciadelli d'albore ,1998).

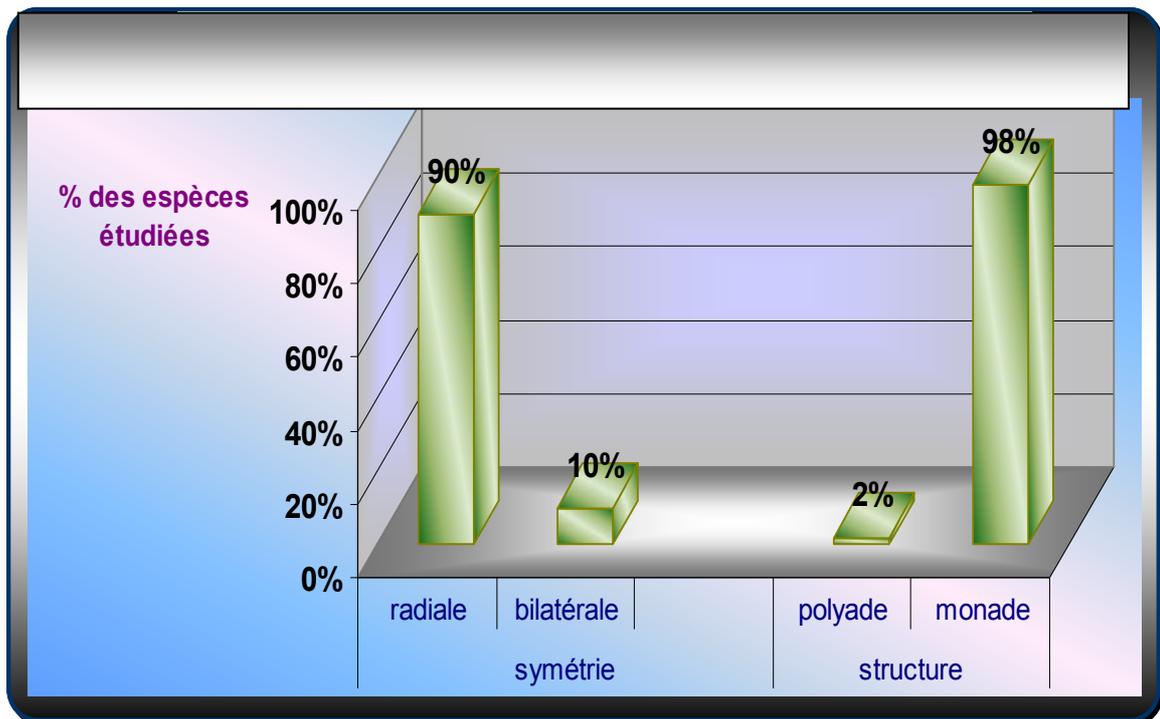


Figure 18: Symétrie et structure des grains de pollen étudiés.

Selon ces critères de détermination, nos grains de pollen ont été classés comme le montre le Tableau 7 (voir Annexes) ainsi les Figures (18 à 69) en :

- Groupe des monades dont le pollen est représenté par un seul grain et qui regroupe 98 % des espèces de l'ensemble des 50 espèces étudiées ;
- Groupe des polyades dont le pollen est formé de plusieurs grains et qui est représenté par l'espèce : *Accacia cyanophylla* (16 grains) avec 2 %.

En se référant aux travaux réalisés par Pons (1958) qui sont confirmés par les résultats de cette étude; la description du pollen des différentes familles fait ressortir les résultats suivants.

1.2.1.1. Symétrie du pollen par familles étudiées

Selon le critère symétrie du grain, le pollen étudié des différentes familles a été classé en deux catégories voir (Figure 18 et Tableau 7 en Annexes):

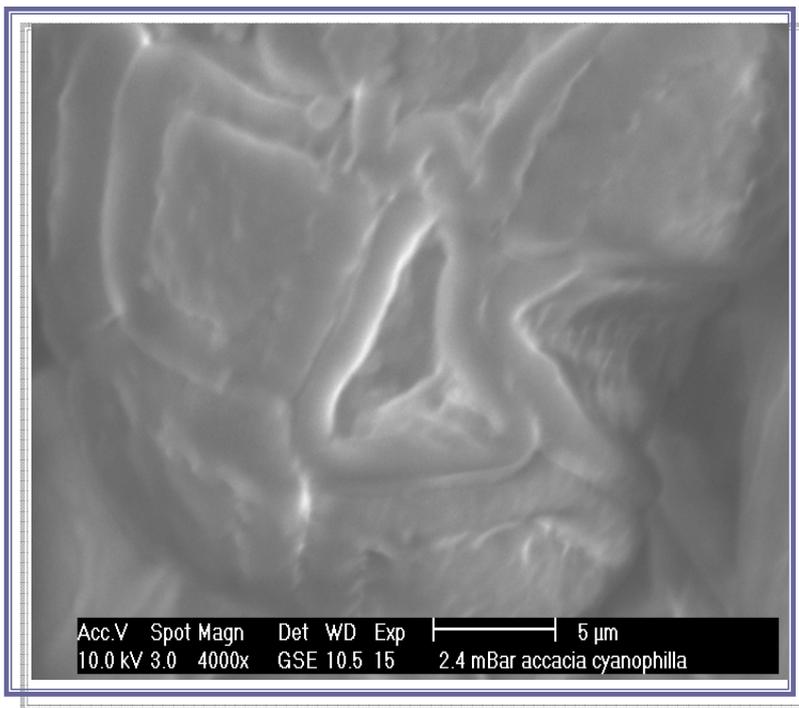
❖ La catégorie de la symétrie radiale est présente chez 90 % des espèces étudiées et qui regroupe les familles suivantes : Apiacées ; Apocynacées ; Astéracées ; Boraginacées ; Brassicacées ; Caryophyllacées ; Chenopodiacées ; Cistacées ; Crassulacées ; Dipsacées ; Elaeagnacées ; Euphorbiacées ; Fabacées ; Graminées ; Labiées ; Malvacées ; Orobanchacées ; Papavéracées ; Poacées ; Polygonacées ; Resedacées ; Scrofilariacées ; Silenoideés ; Zygophyllacées et Thérébinthacées

❖ La catégorie de la symétrie bilatérale qui regroupe les familles suivantes Mimosacées ; Liliacées ; Pinacées et Renonculacées qui présentent 10 % de l'ensemble des espèces étudiées.

1.2.1. 2. Aspect du pollen par familles étudiées

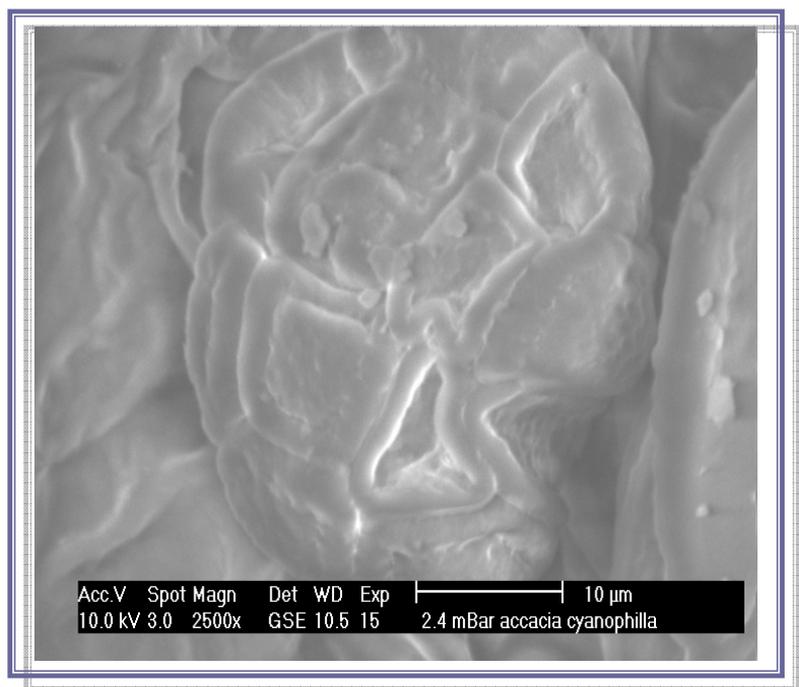
L'aspect de l'exine est l'un des critères de la caractérisation morphologique du pollen envisagés par Pons (1958) ; Reille (1990) ; Hoen (1993) ; Ricciadelli d'albore (1998) et

Gouyon (2004), selon ce critère, les grains de pollen des espèces étudiées ont été décrits par famille comme suit (voir Figure 69 et Tableau 8) :



C

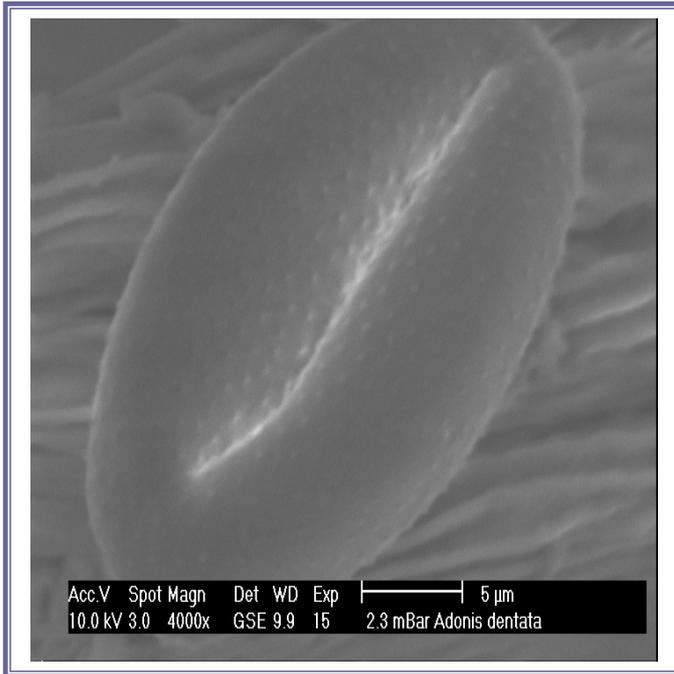
A



B

Figure 19 (A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Accacia cyanophylla*

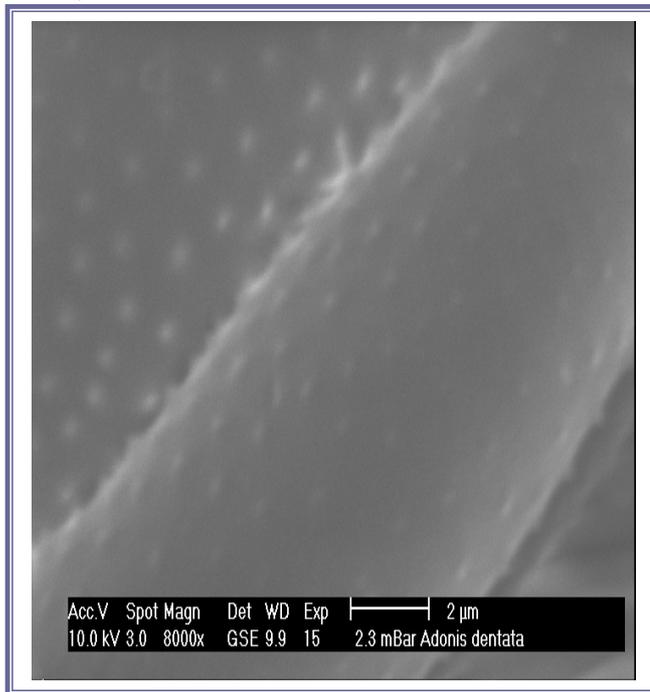
C



B



D



A

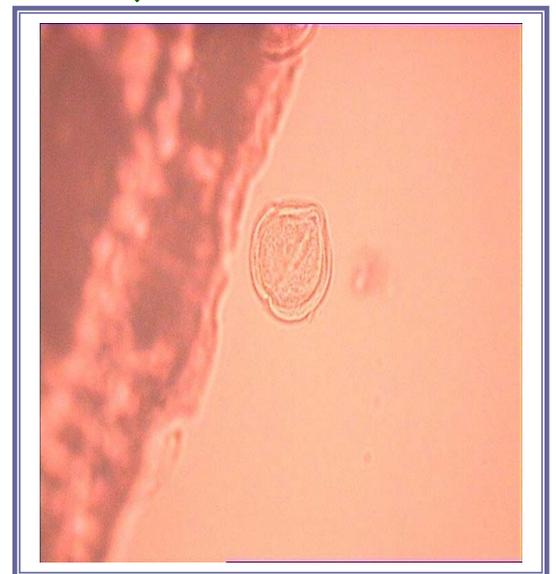
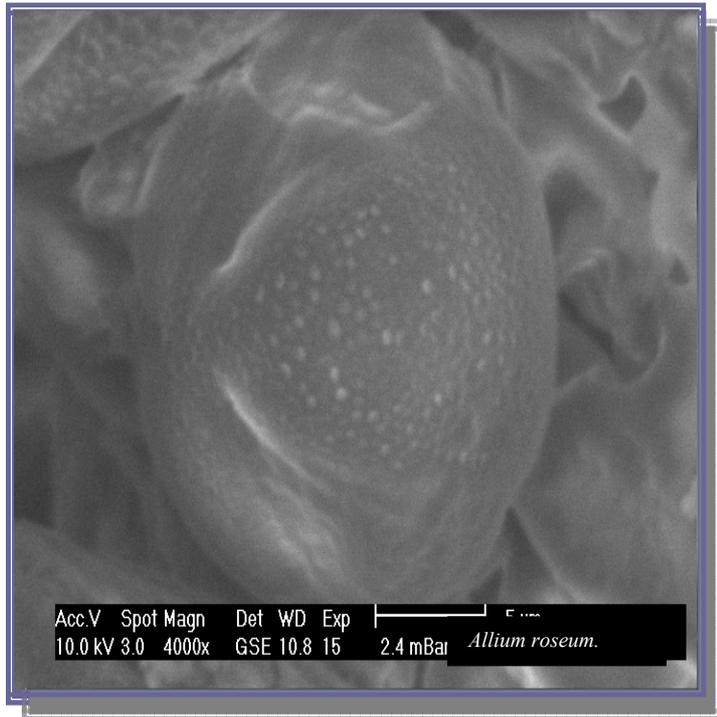


Figure 20 (A,B,C,D) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Adonis dentata*

B

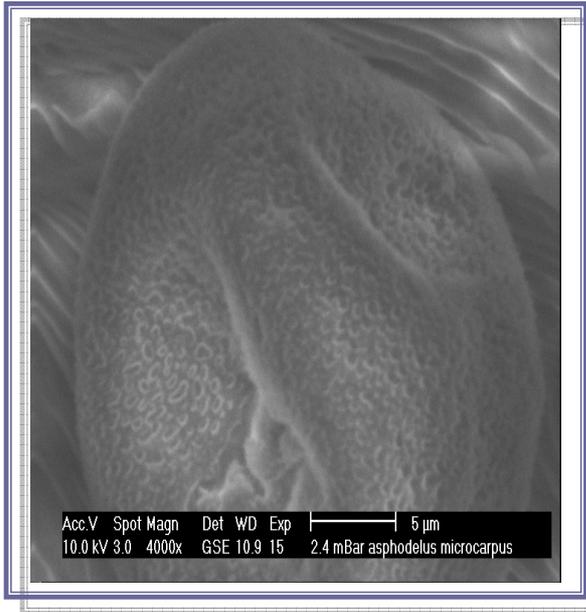


A

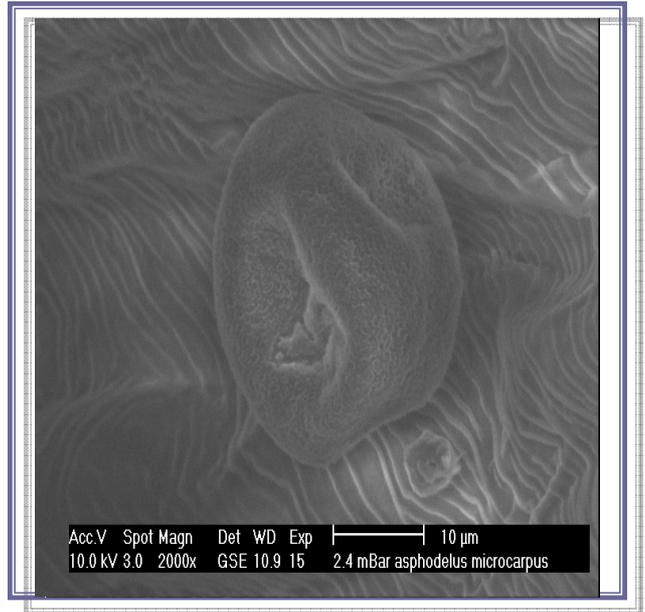


Figure 21(A,B) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Allium roseum*.

A



B



C



D

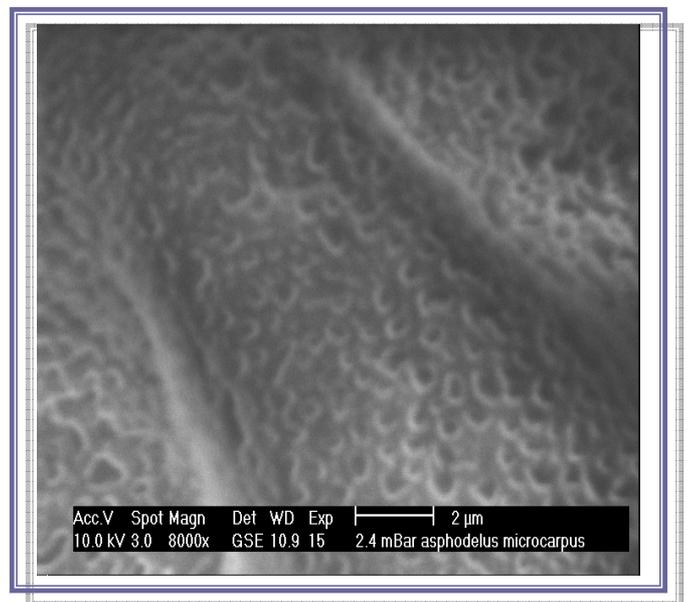


Figure 22(A,B,C,D) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Asphodelus tenuifolius Cavan*

A



B

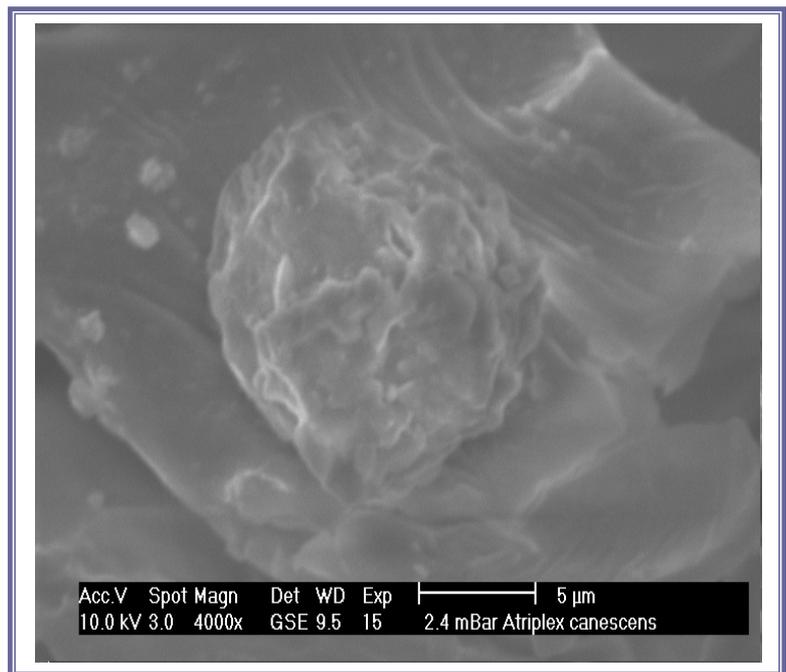
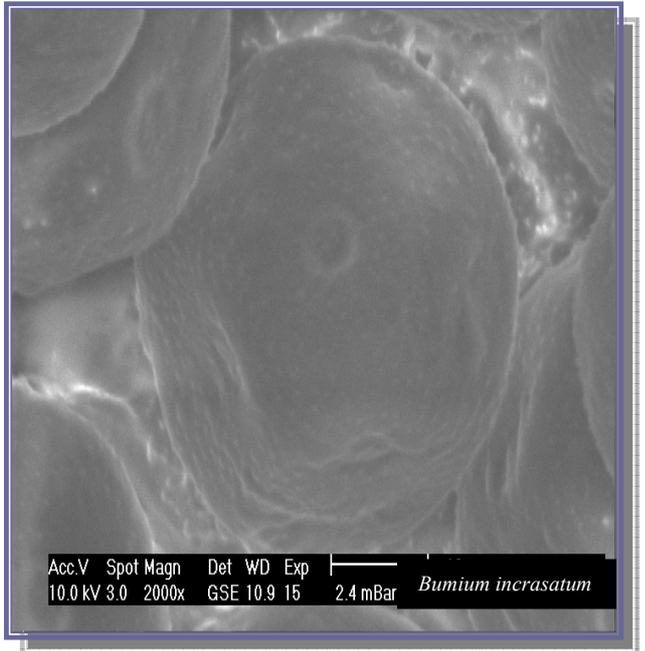


Figure 23(A,B) : Observations microscopiques Mep (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Atriplex canescens*



A

B



C

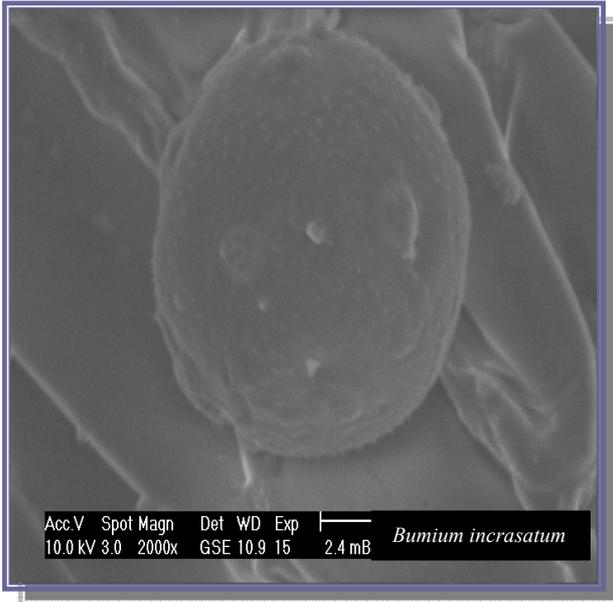
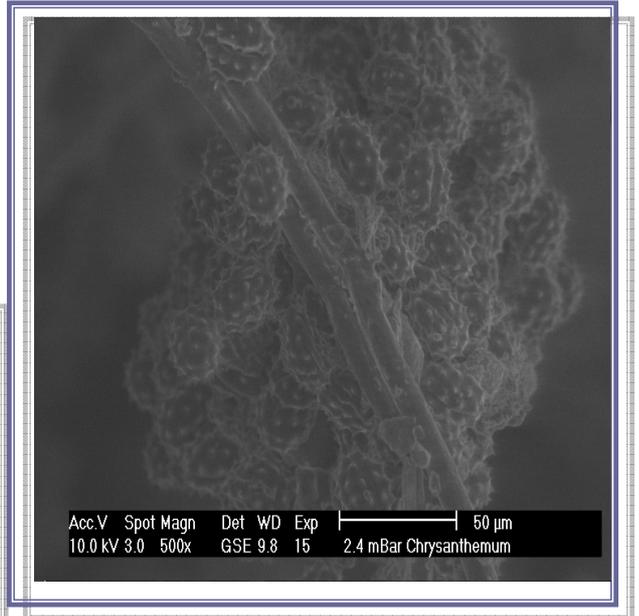


Figure 24(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Bumium incrassatum*



A

B



C

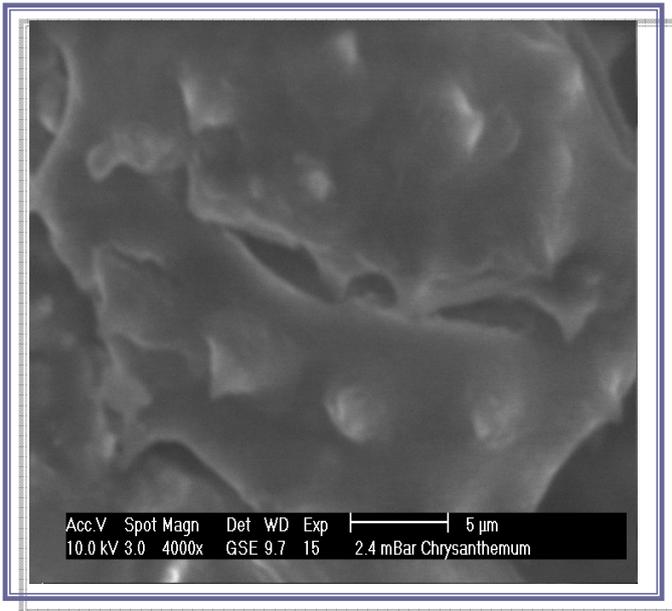
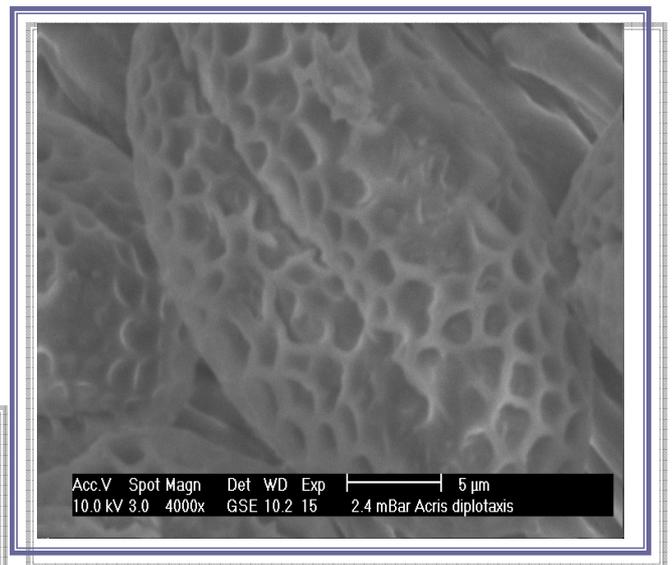


Figure 25(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Chrysanthemum coronarium*



A

B



C

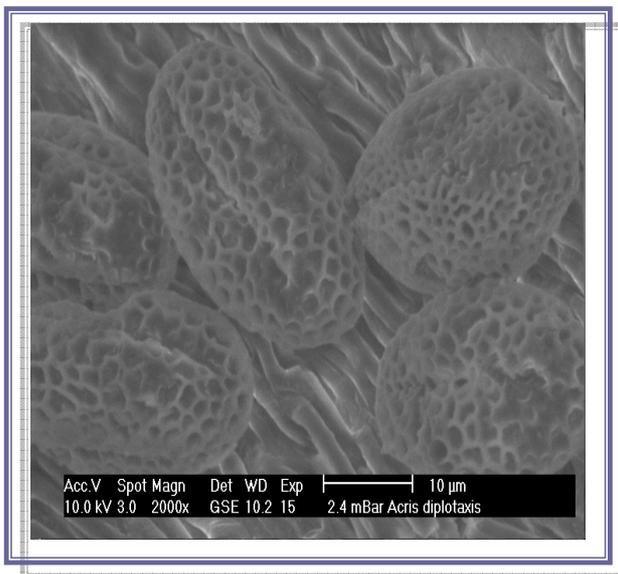
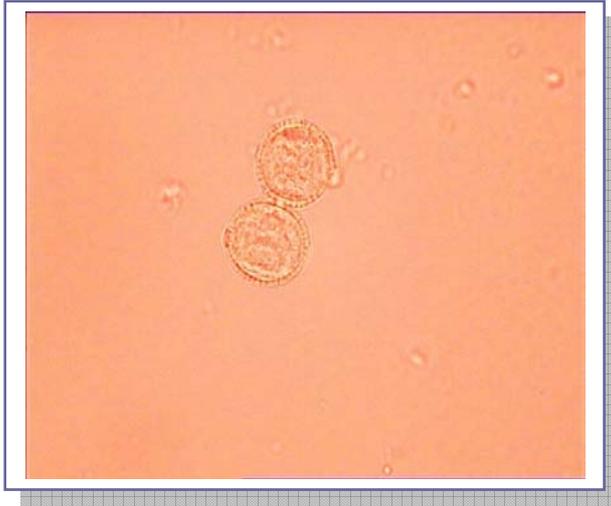


Figure 26(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Diplotaxis acris*



A

B



C

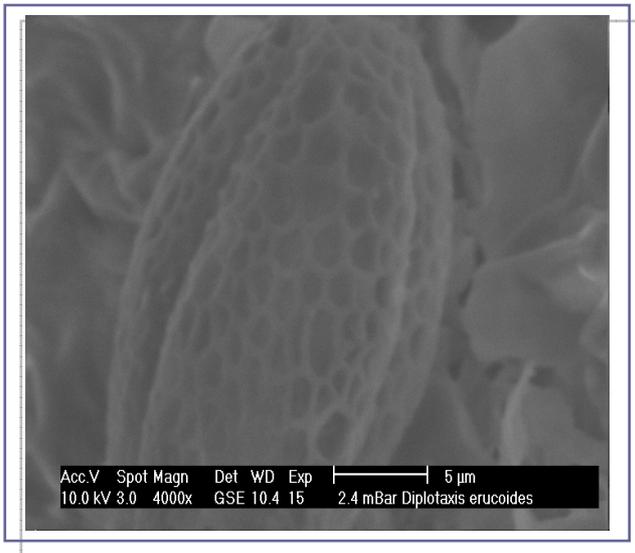
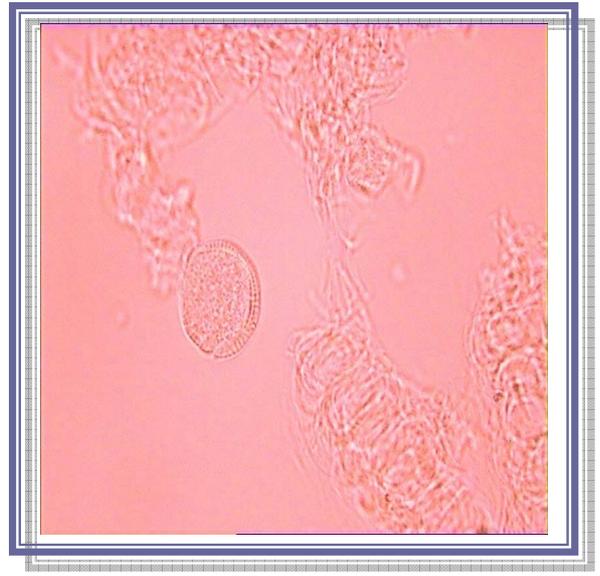


Figure 27(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Diplotaxis erucoides*

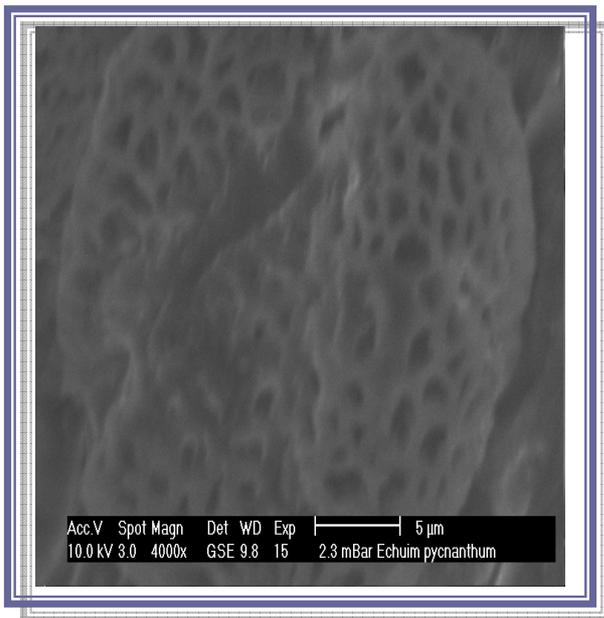
A



B



D



C

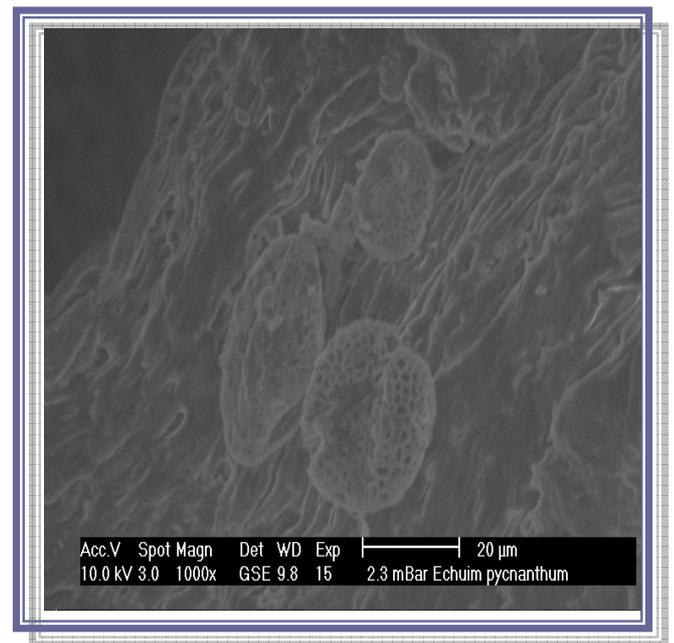
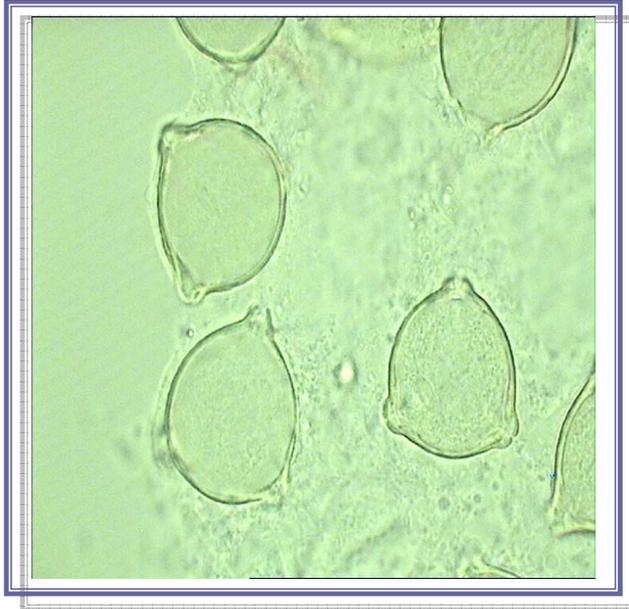
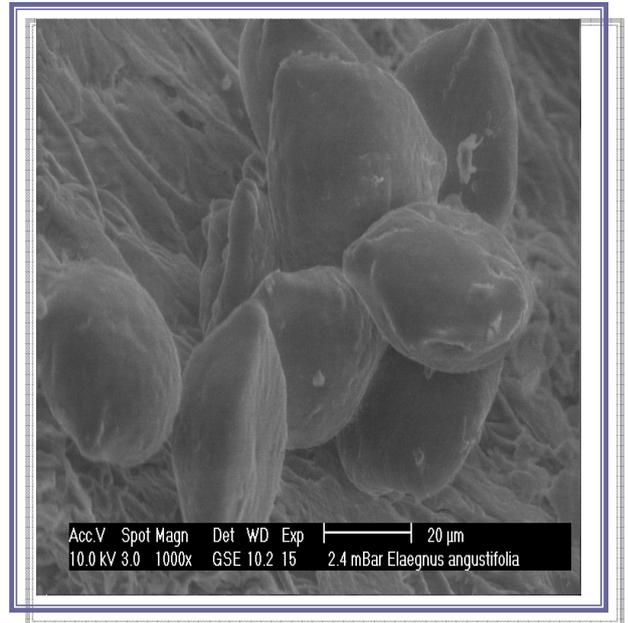


Figure 28(A,B,C,D) : Observations microscopiques Mph(GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Echium pycnanthum ssp.humile*



A

B



C

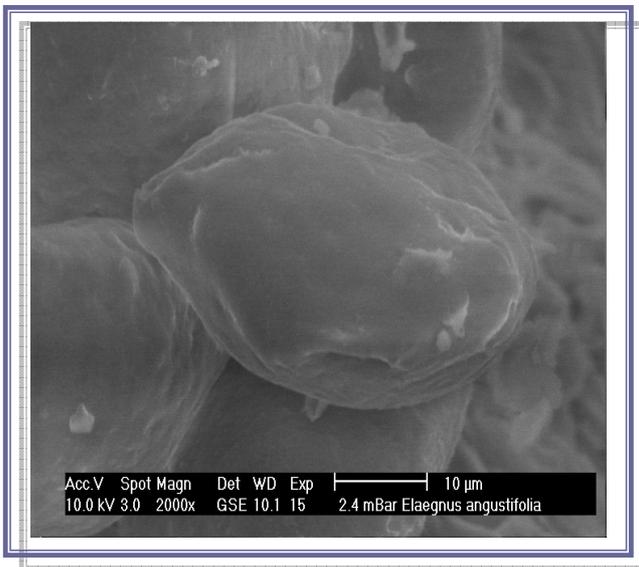
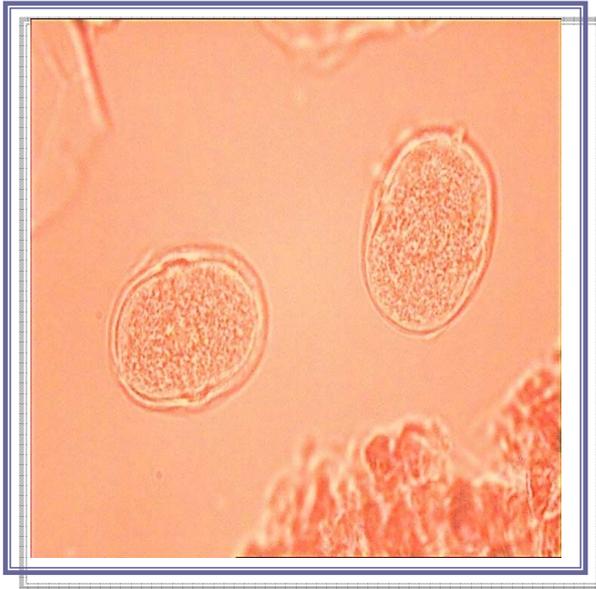
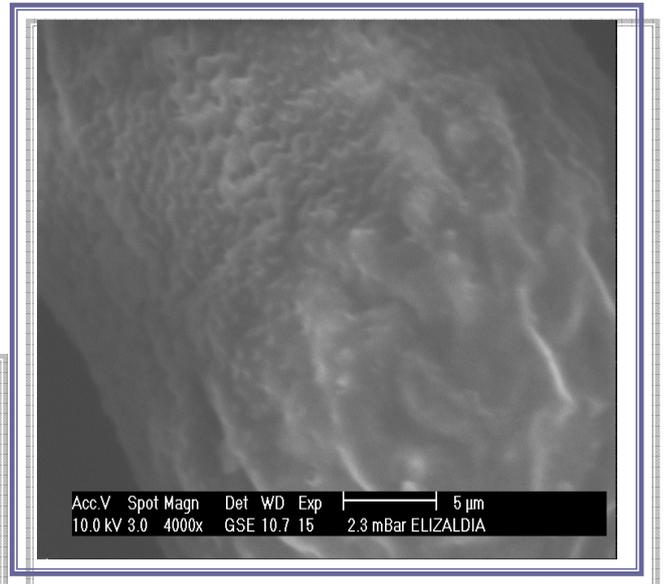


Figure 29(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Elaeagnus L.angustifolia*



A

B



C



Figure 30(A,B,C) : Observations microscopiques Mph(GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Elizaldia violacea* DESF.



A

B



C

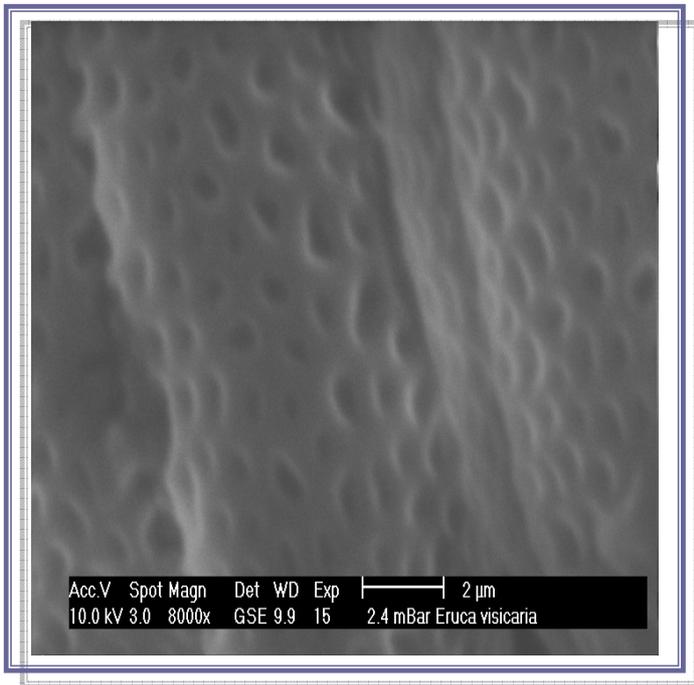
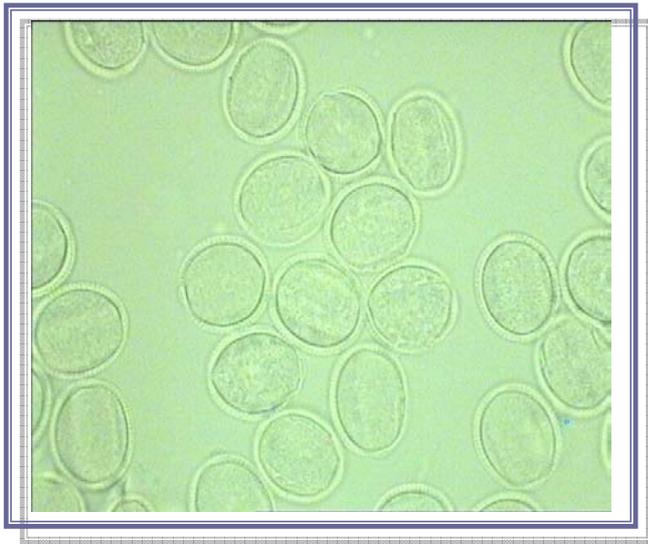
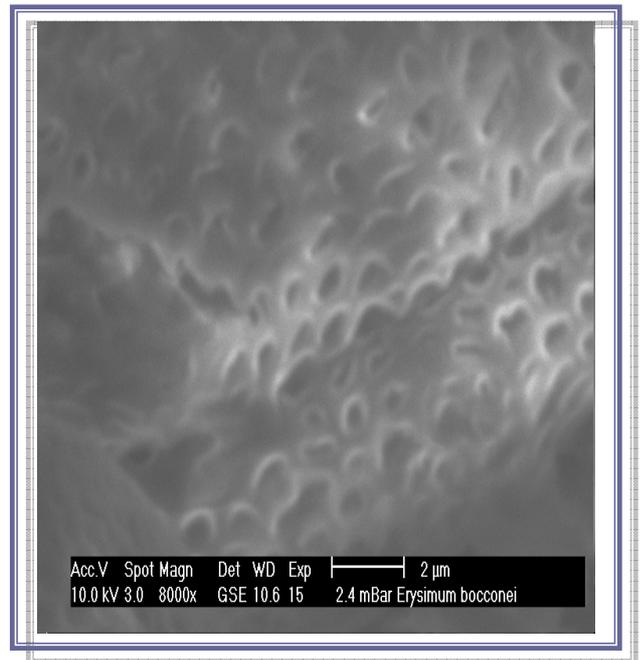


Figure 31(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Eruca viscaria*



A

B



C

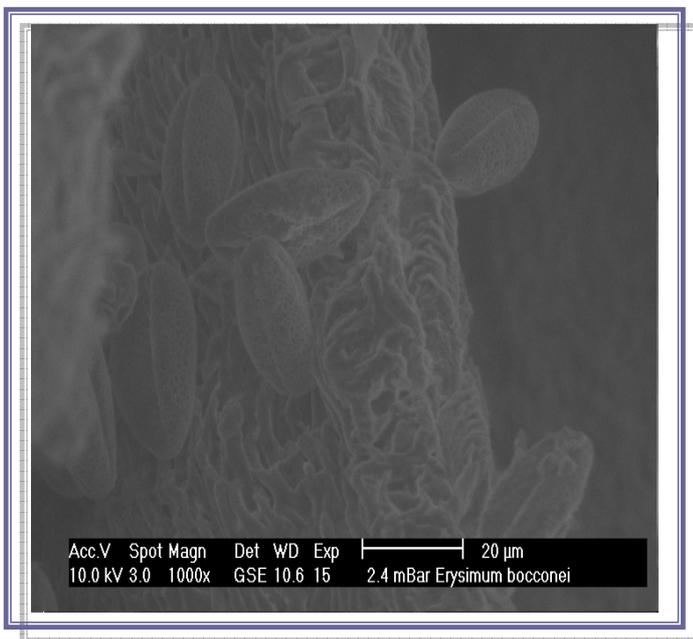
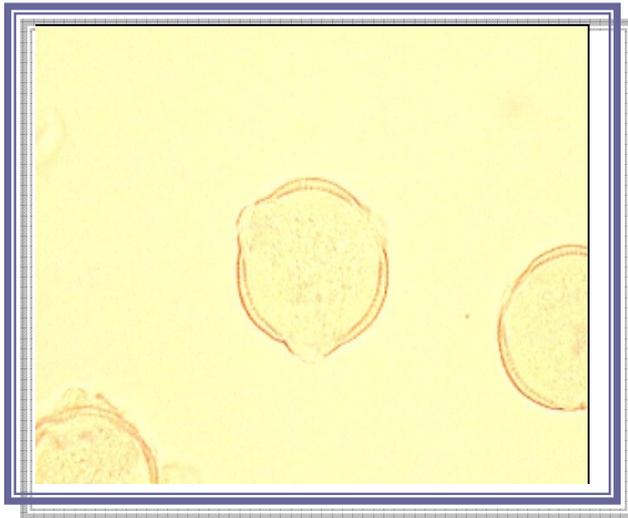
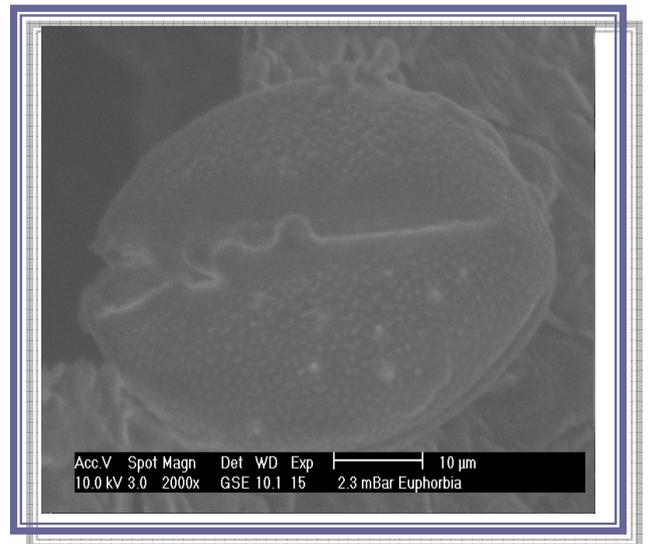


Figure 32(A,B,C) : Observations microscopiques Mph(GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Erysimum bocconeii*



A

B



C

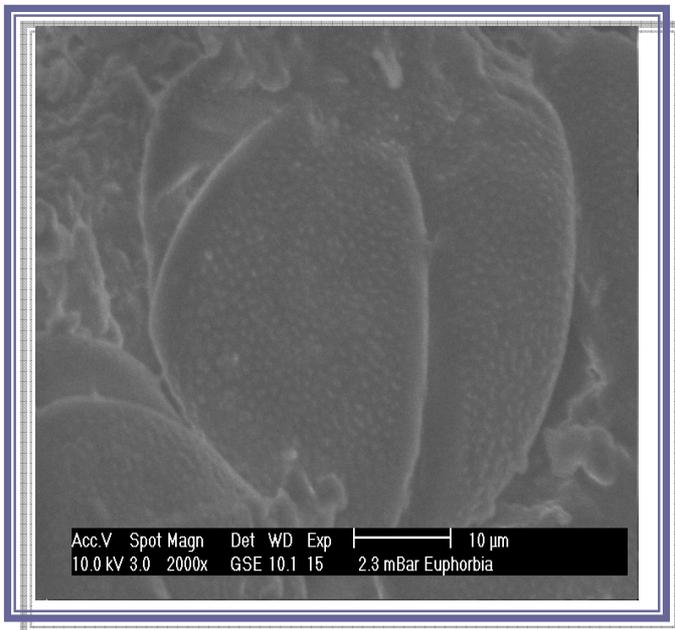
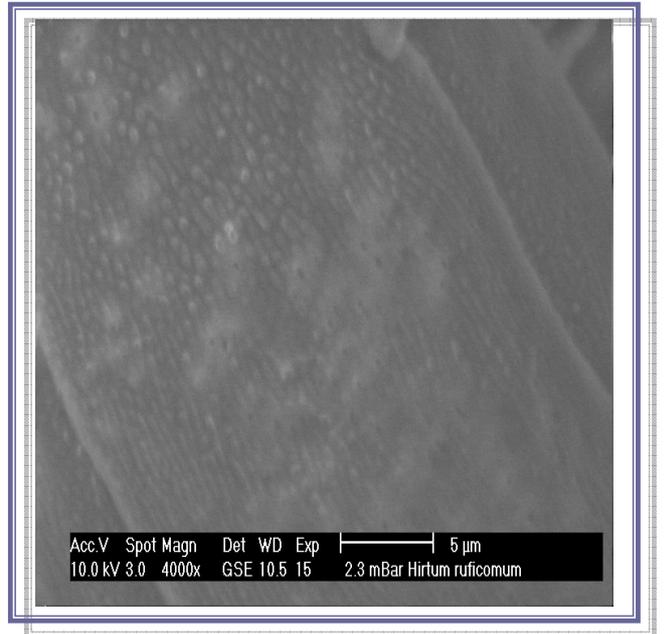


Figure 33(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Euphorbia akenocarpa*



A

B



C

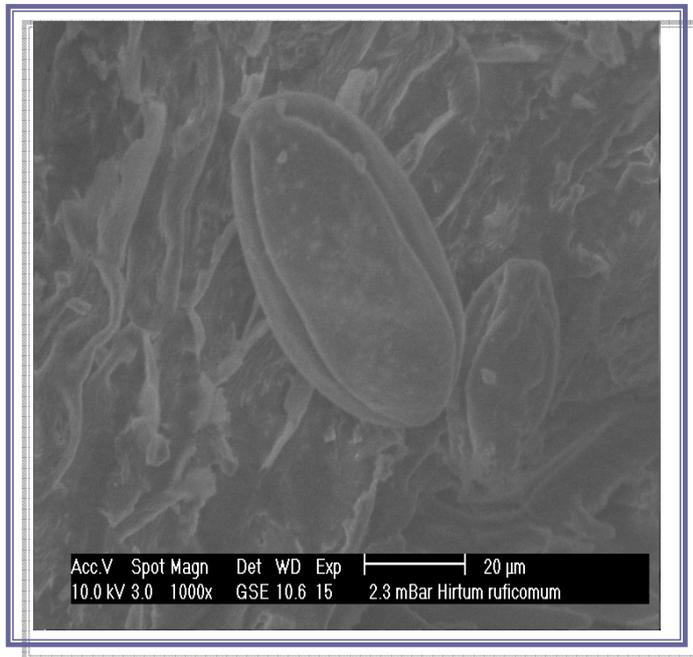
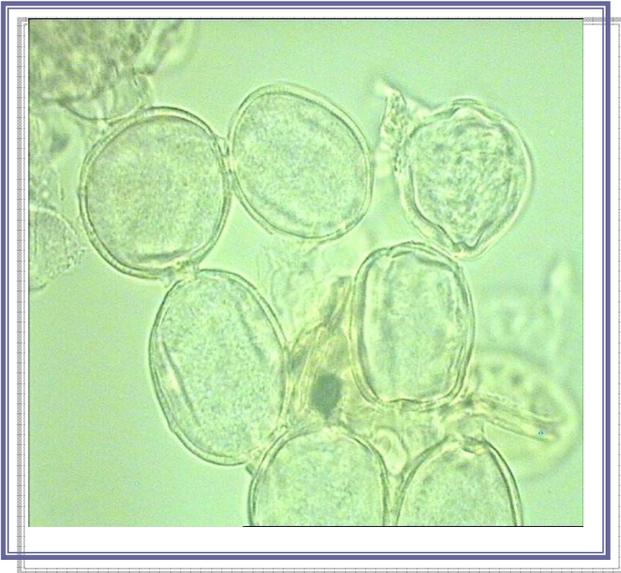


Figure 34(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Hirtum ssp. ruficomum*



A

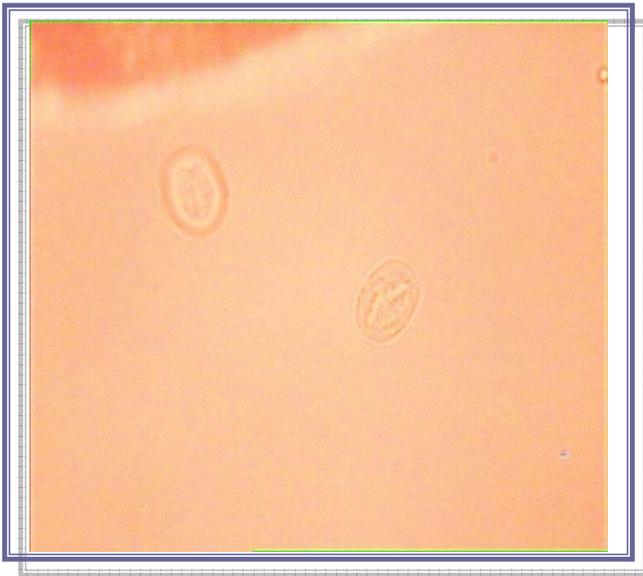
B



C

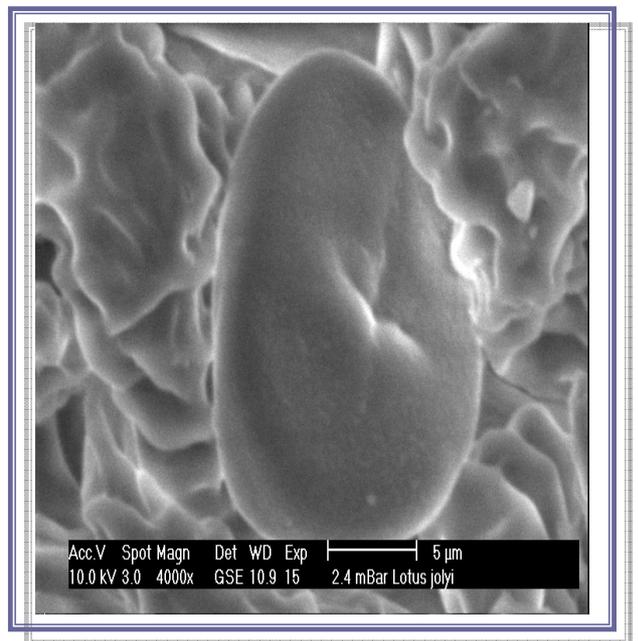


Figure 35(A,B,C) : Observations microscopiques Mph(GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Helianthemum virgatum*



A

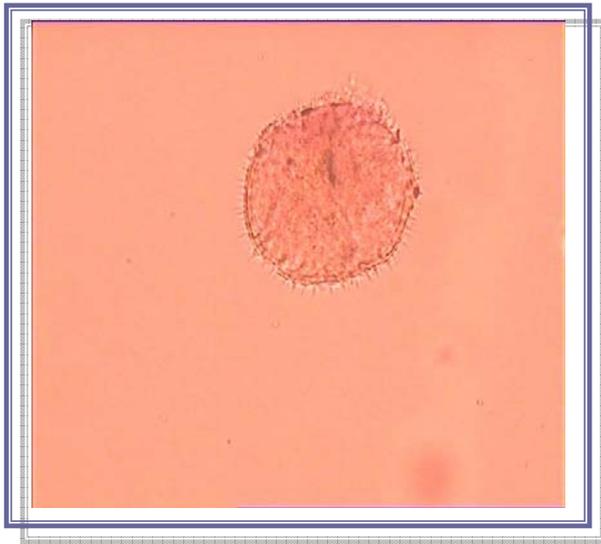
B



C



Figure 36(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Lotus jolyi*

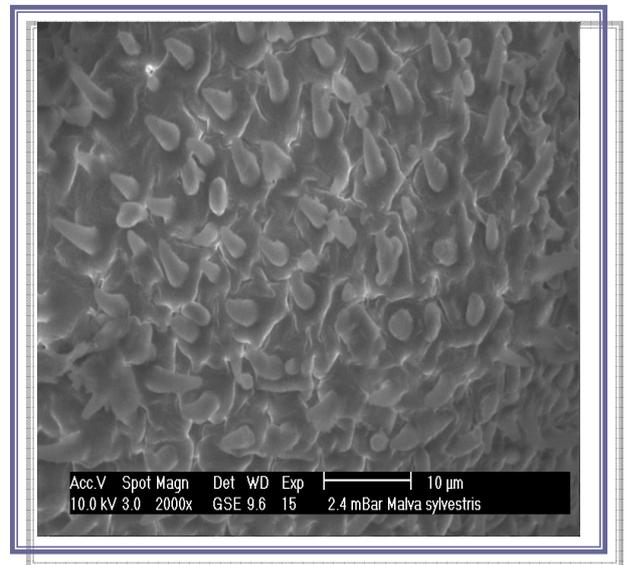
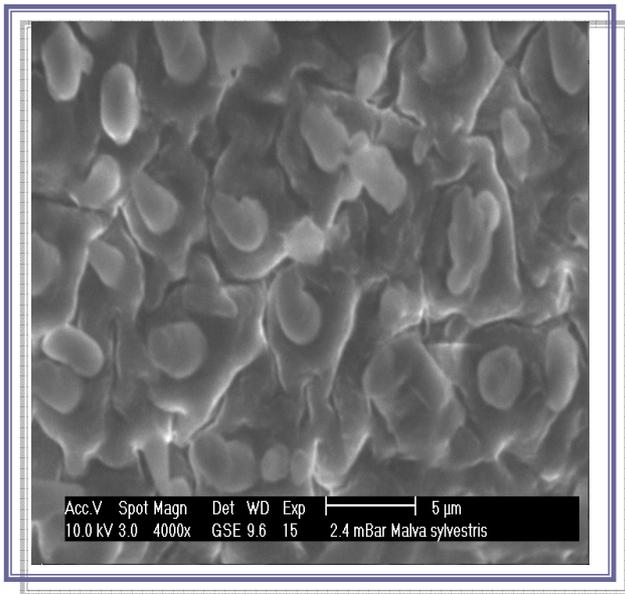


A

B



C



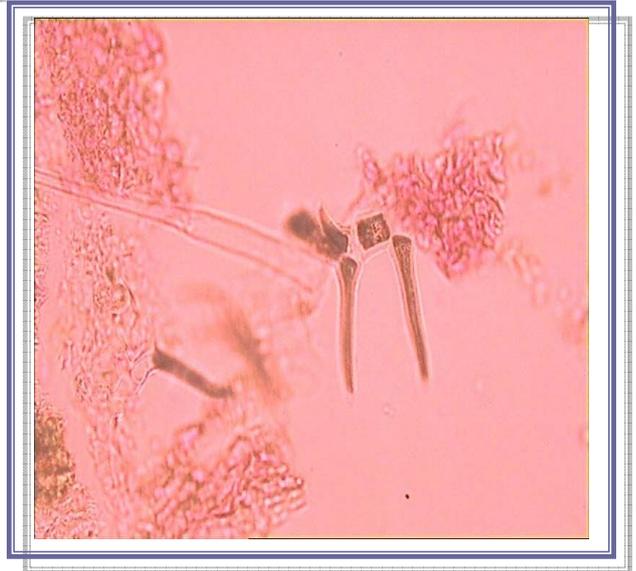
D

Figure 37(A,B,C,D) : Observations microscopiques Mph (GrX100 et GrX40) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Malva sylvestris*



A

B



C

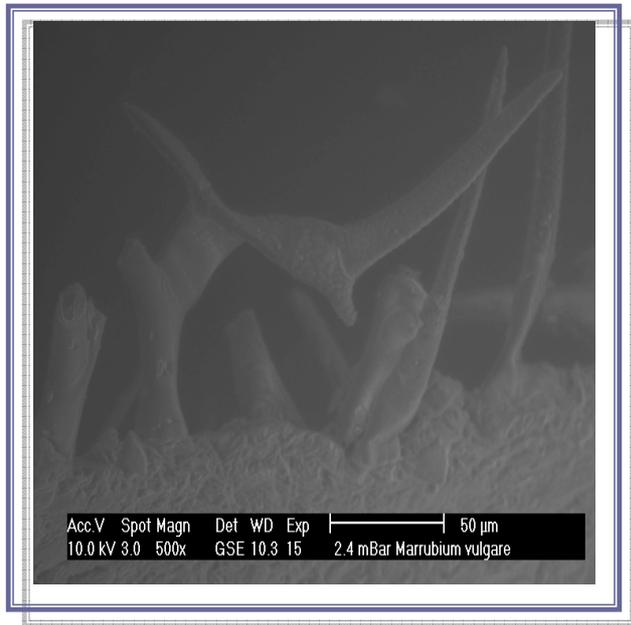
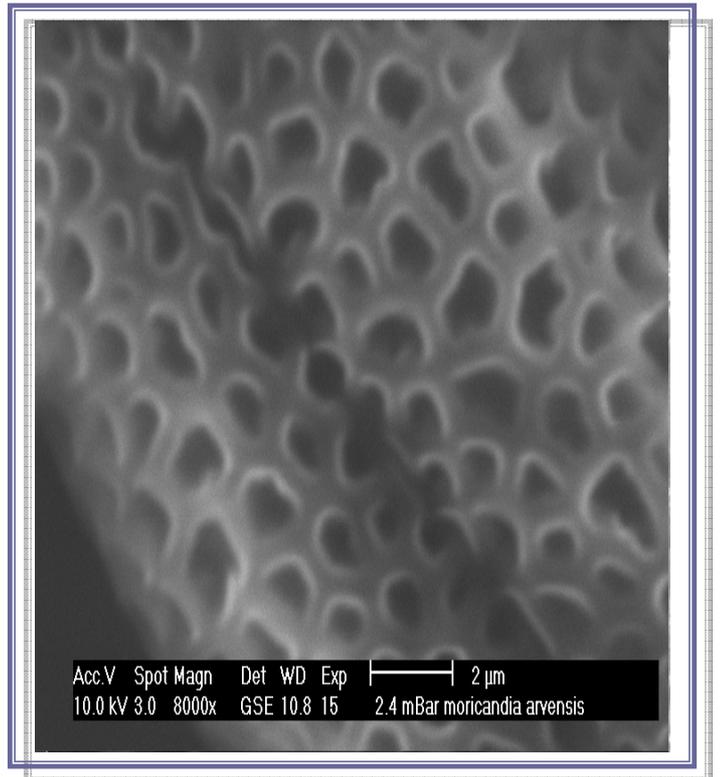


Figure 38(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100 et GrX40) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Marrubium deserti*



A

B



C

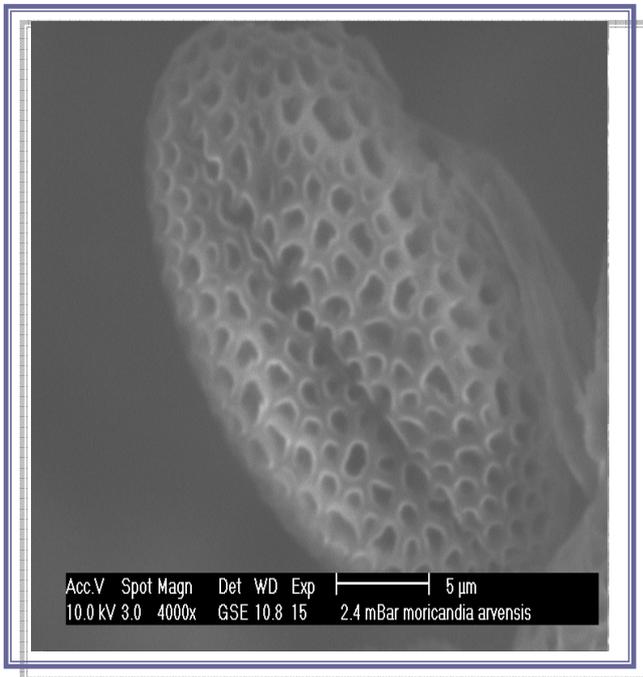
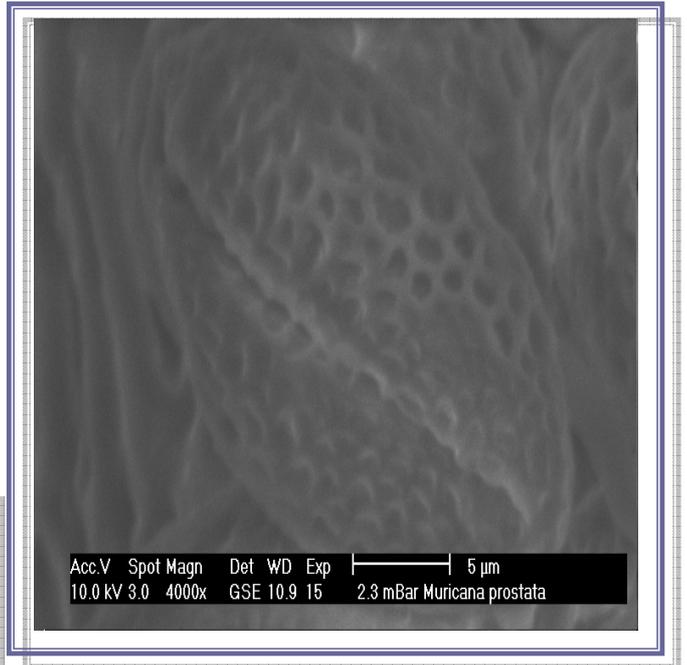


Figure 39(A,B,C) : Observations microscopiques Mph(GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Moricandia arvensis*



A

B



C

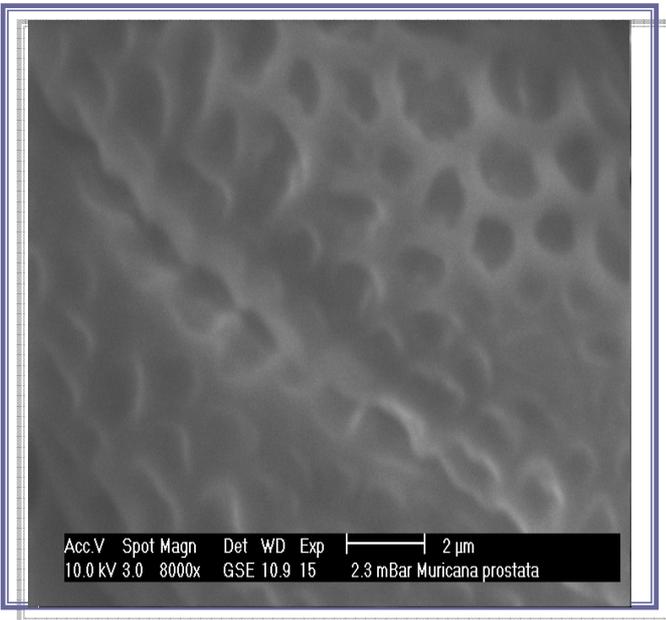
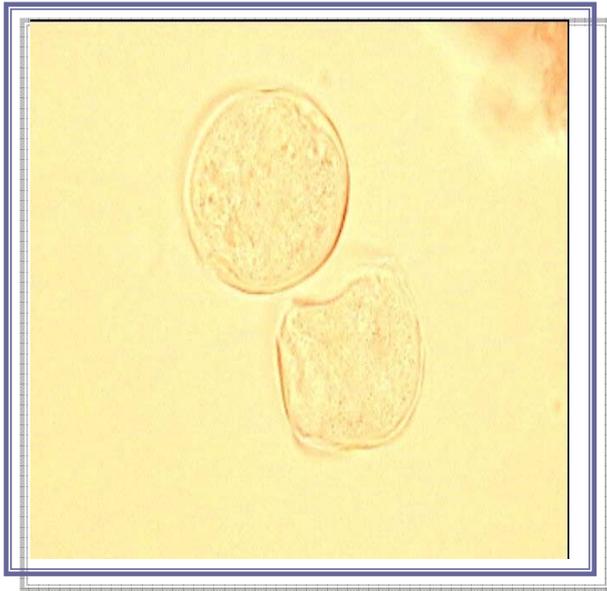
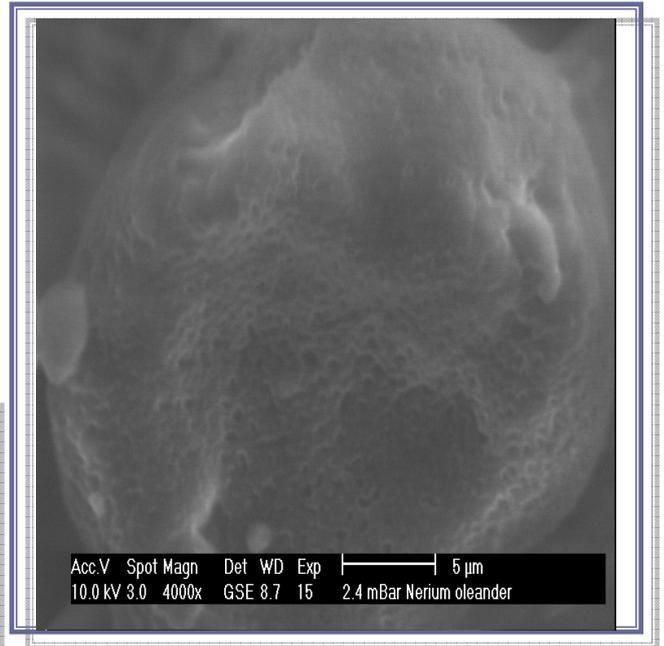


Figure 40(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Muricaria prostrata*



A

B



C

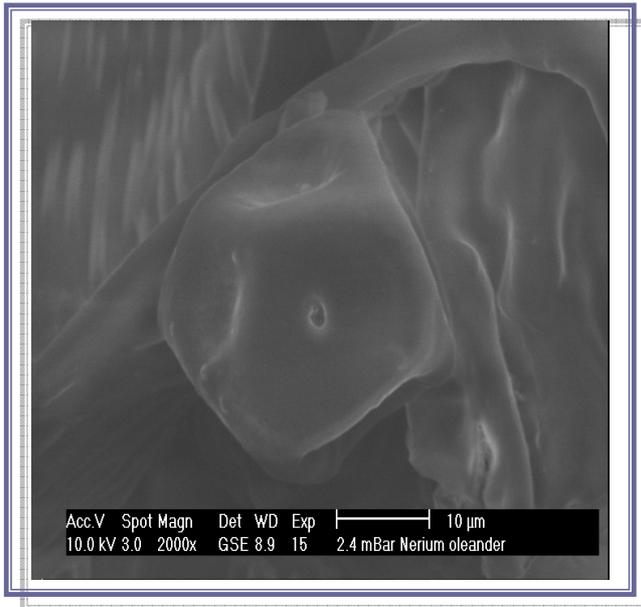
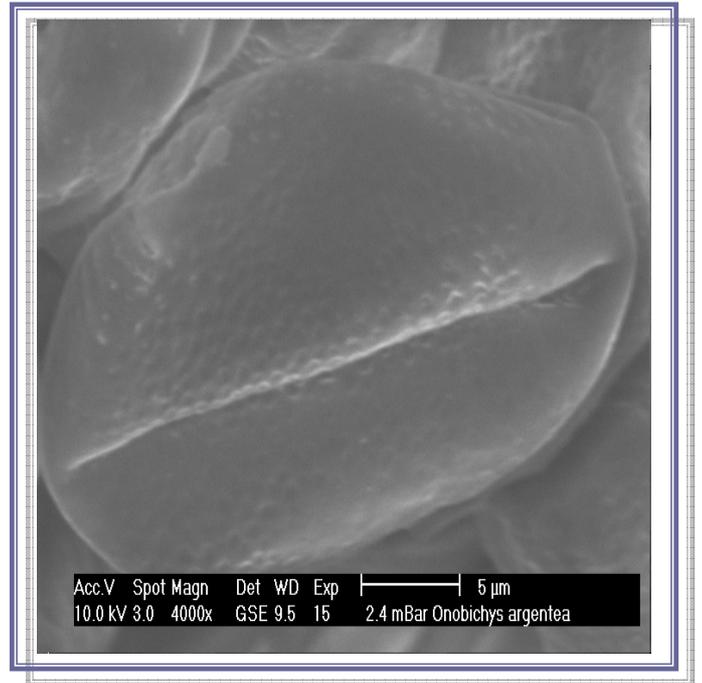


Figure 41(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Nerium oleander*



A

B



C

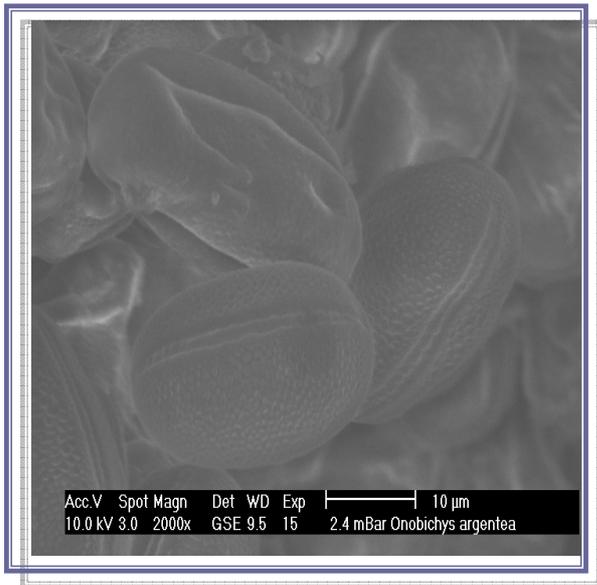
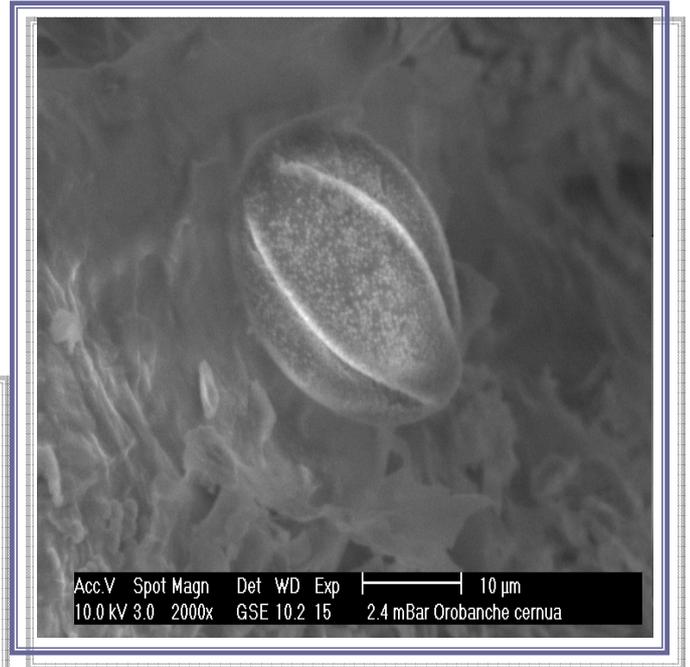


Figure 42(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Onobichys argentea ssp. africana*



A

B



C

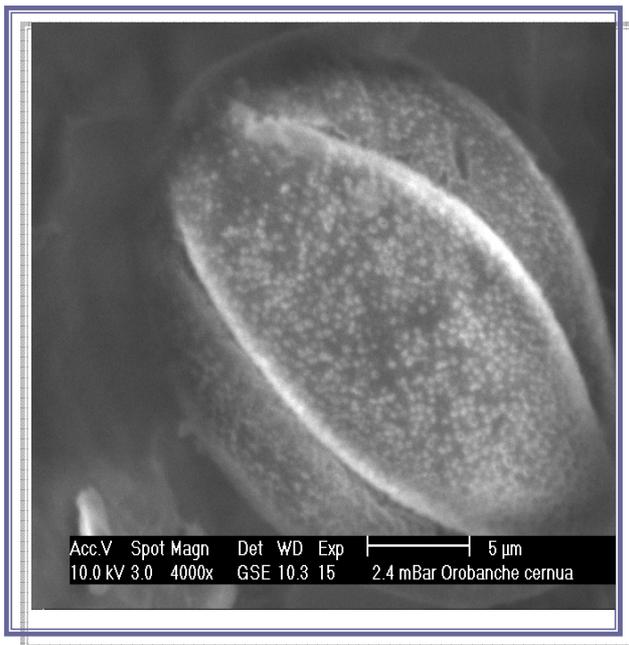
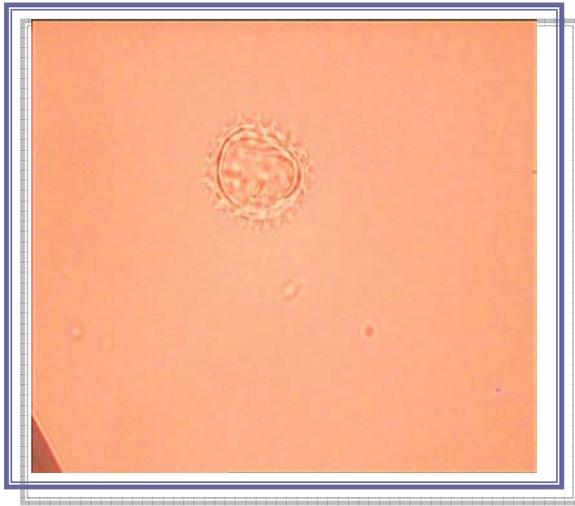
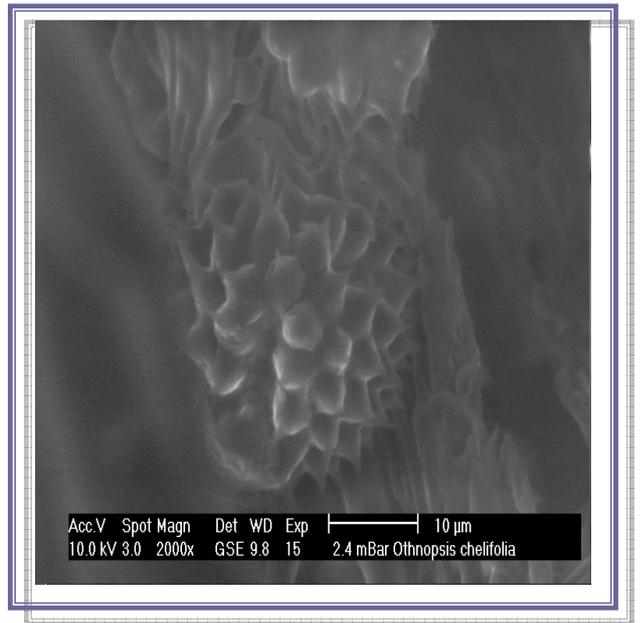


Figure 43(A,B,C) : Observations microscopiques Mph(GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Orobanche cernua* L.oeffl



A

B



C

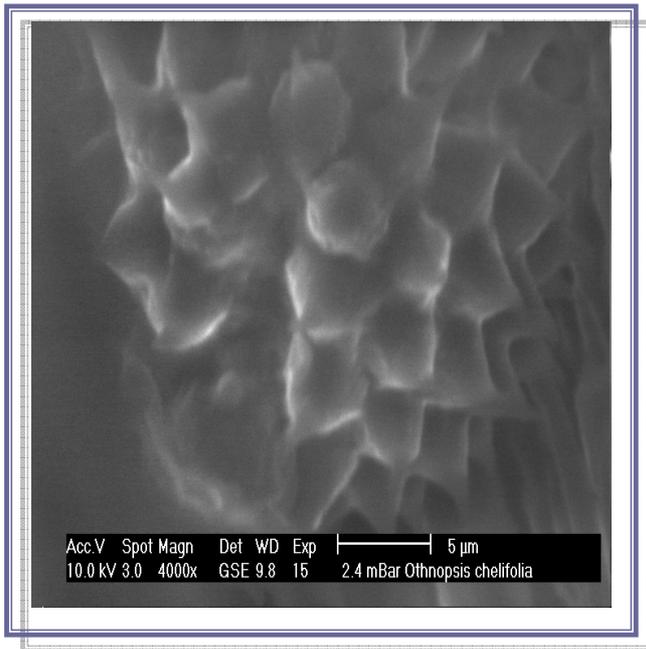
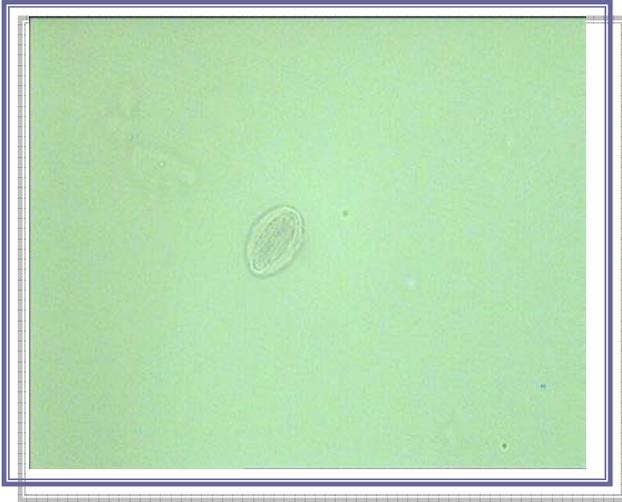
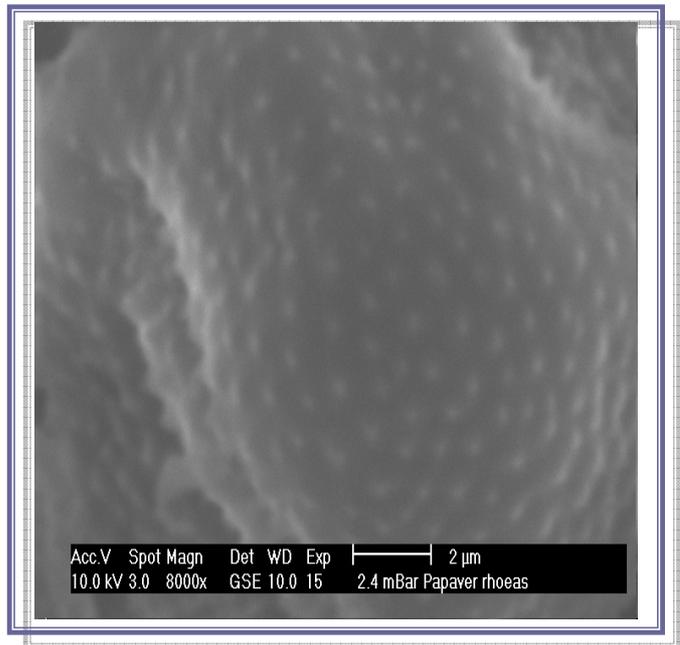


Figure 44(A,B,C) : Observations microscopiques Mph(GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Othonopsis cheirifolia*



A

B



C

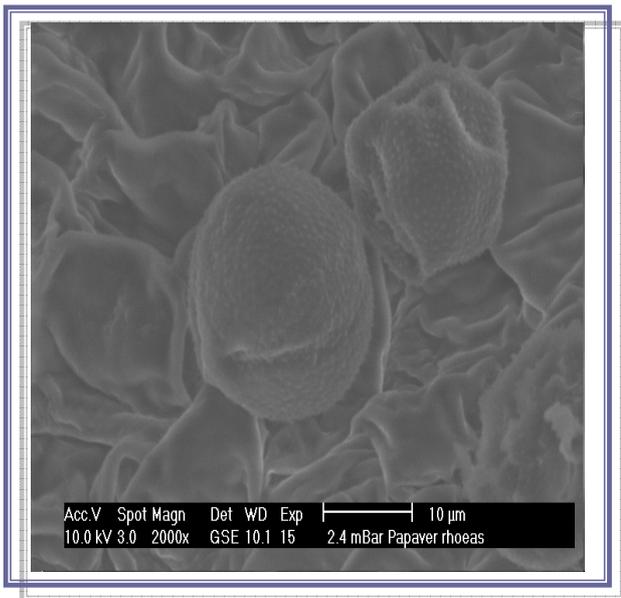
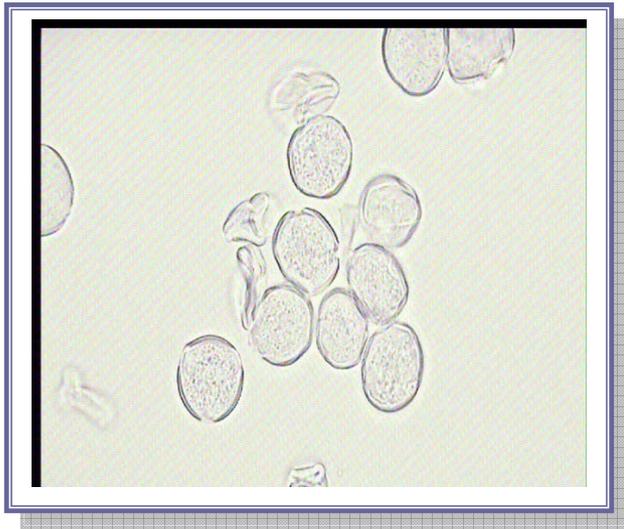
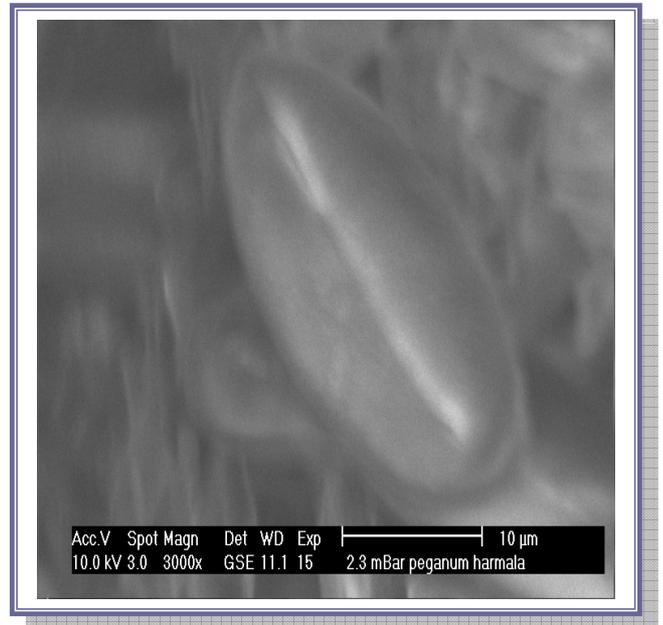


Figure 45(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Papaver rhoeas*



A

B



C

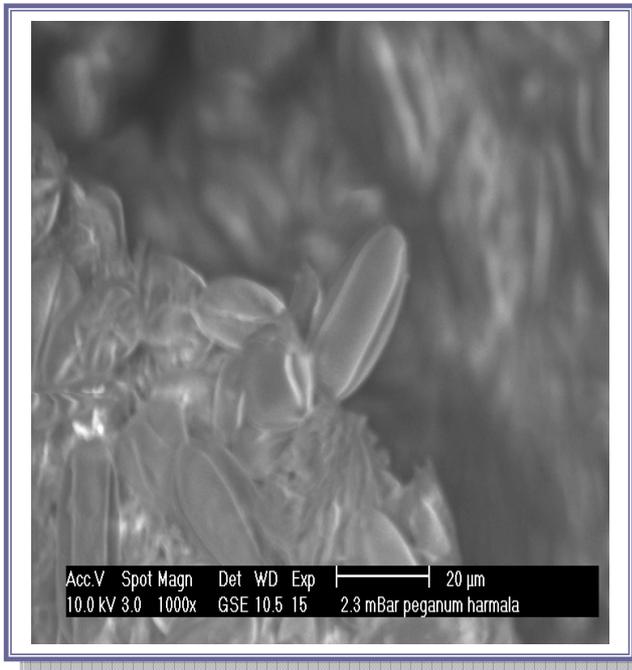
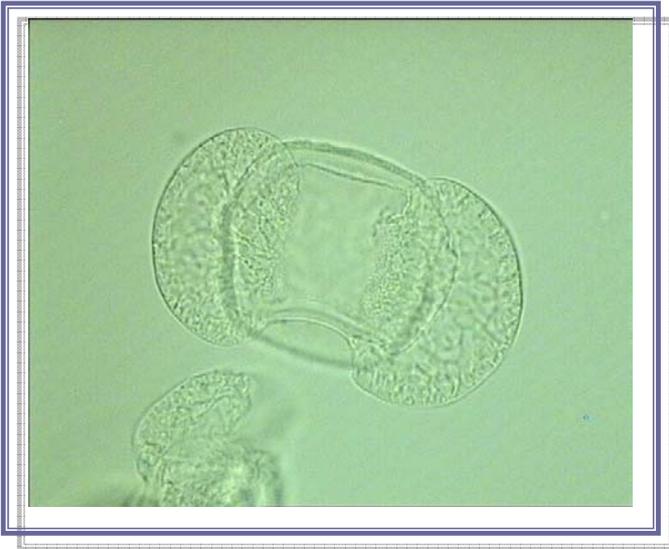
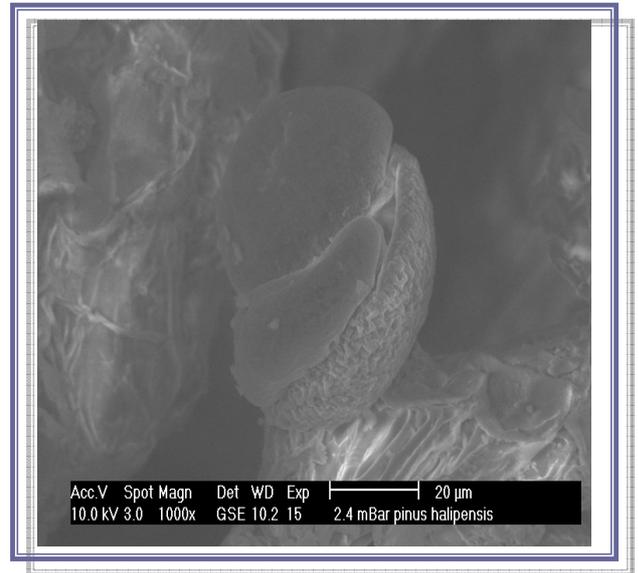


Figure 46(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Pegalum harmala*



A

B



C

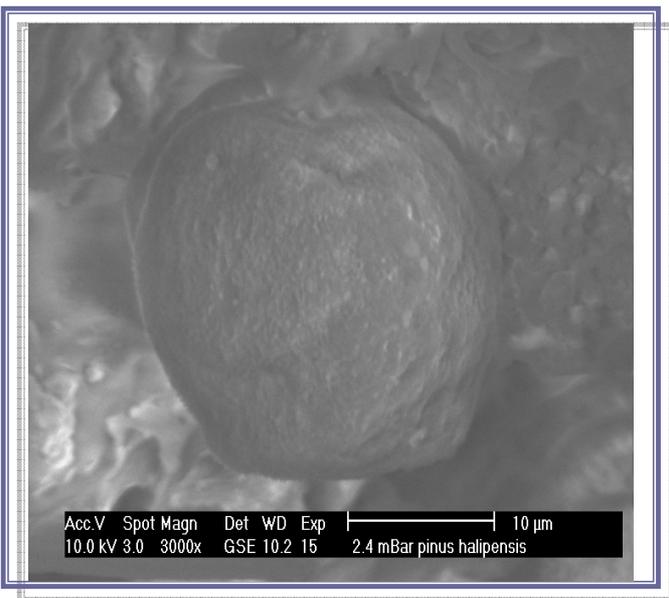


Figure 47(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Pinus halipensis*



A

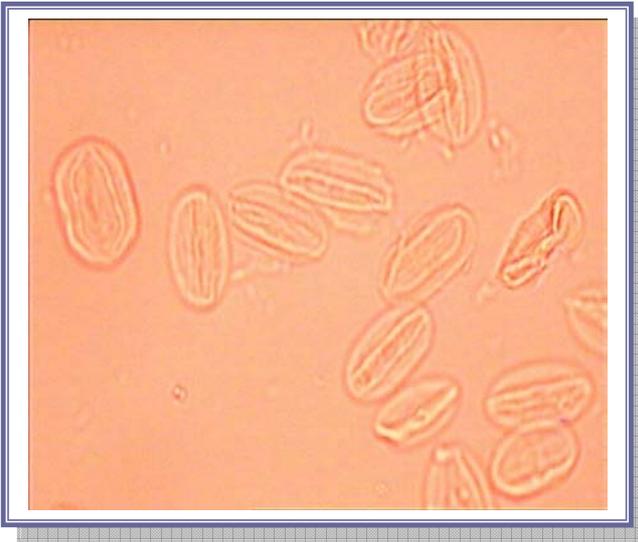
B



C

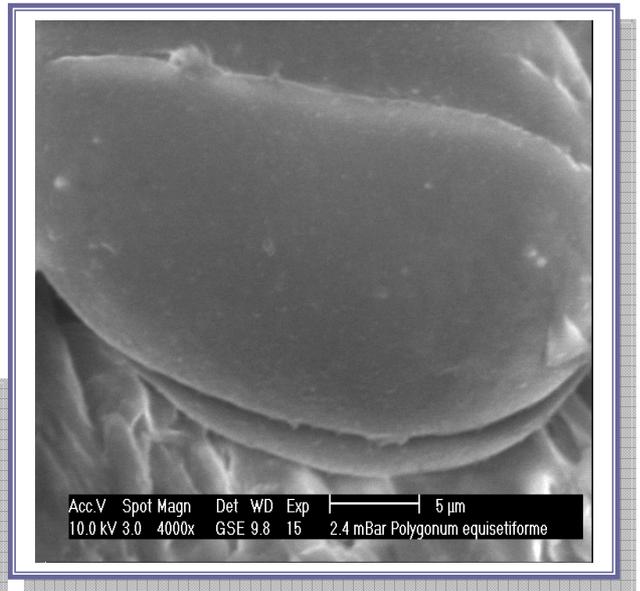


Figure 48(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Pistacia atlantica* DESF.



A

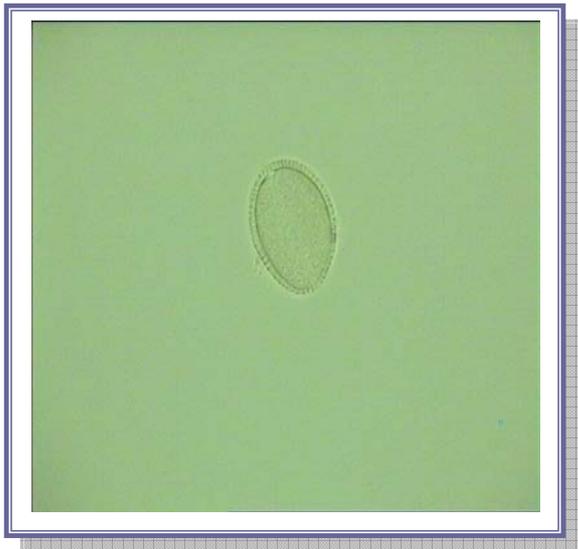
B



C

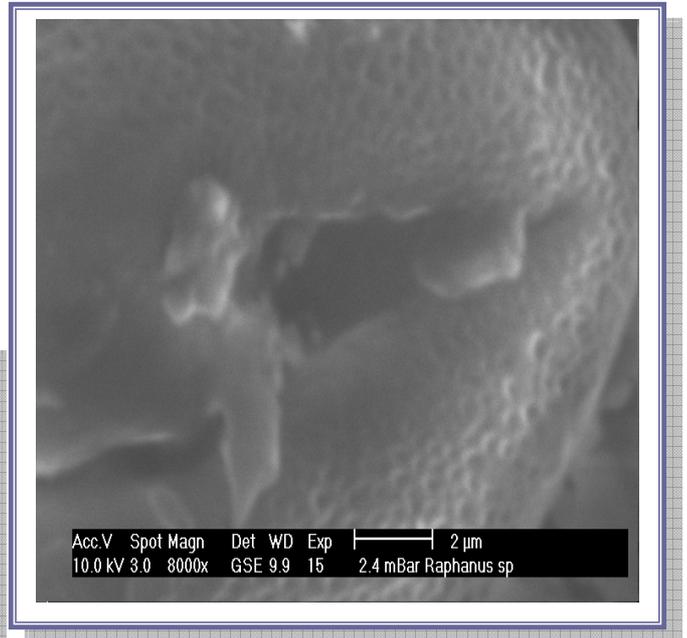


Figure 49(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Polygonum equisetiforme*



A

B



C

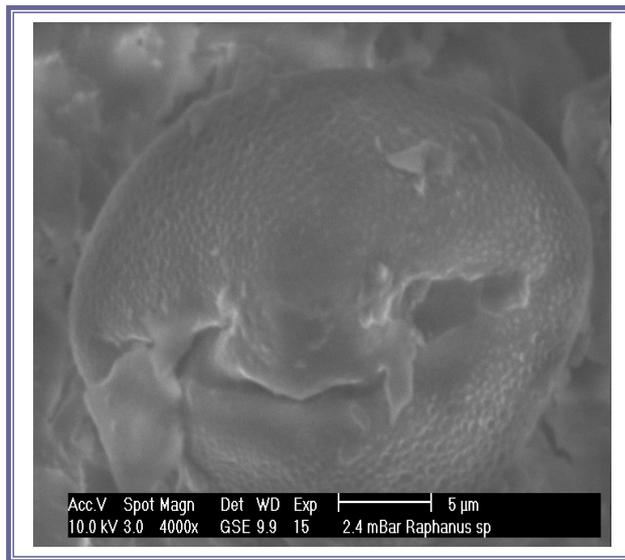
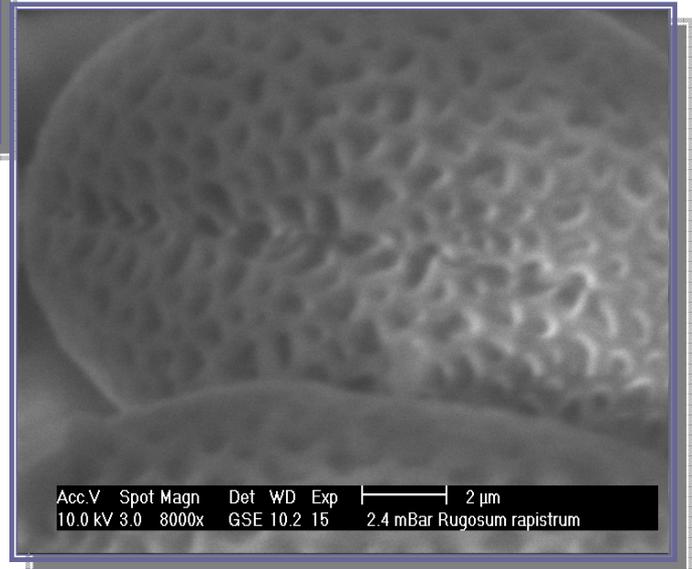


Figure 50(A,B,C) : observations microscopiques Mph(GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Raphanus ssp*



A

B



C

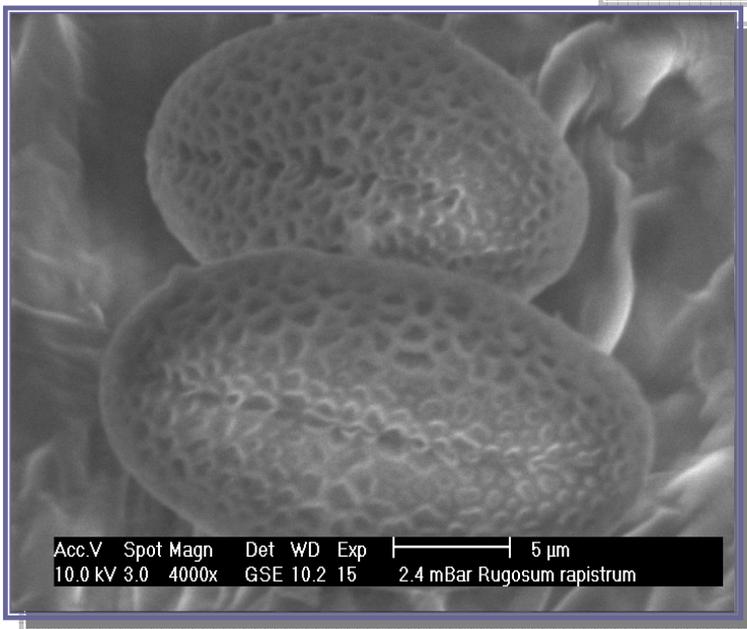
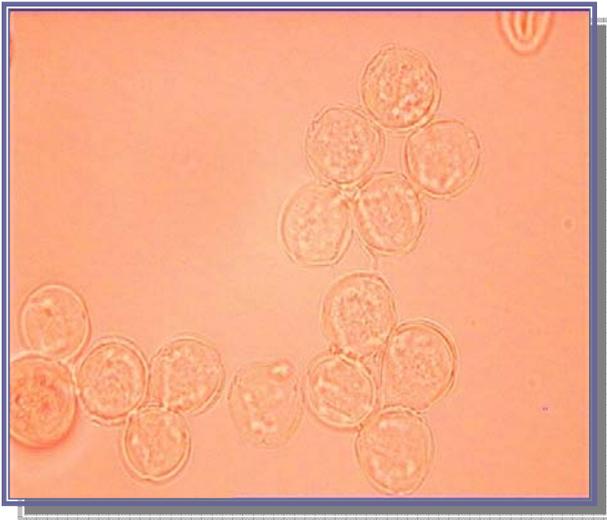


Figure 51(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Rapistrum rugosum*



A

B



C

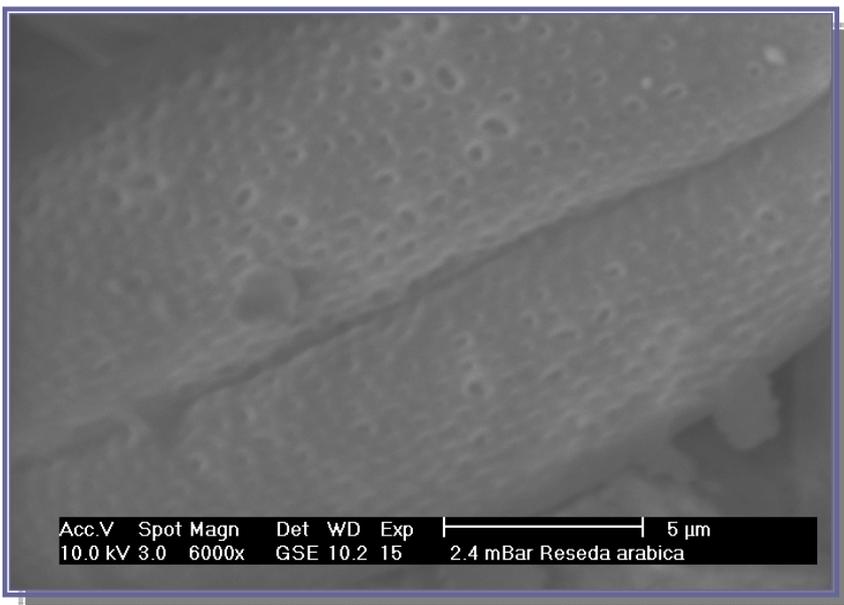
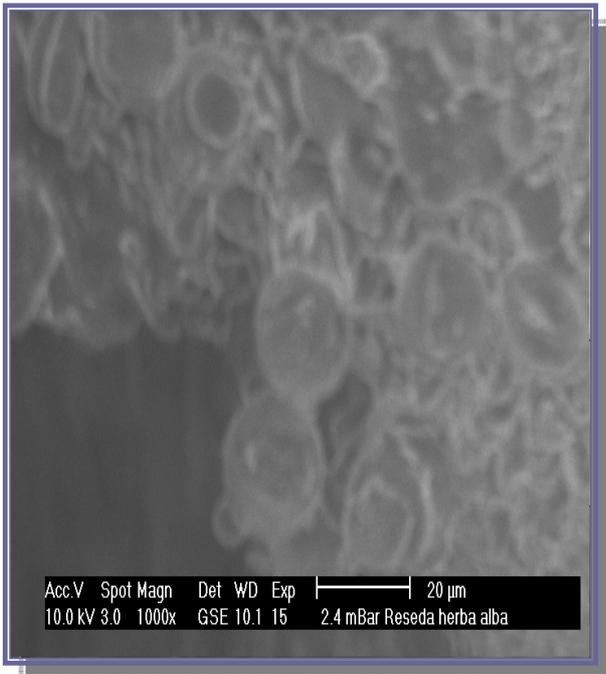
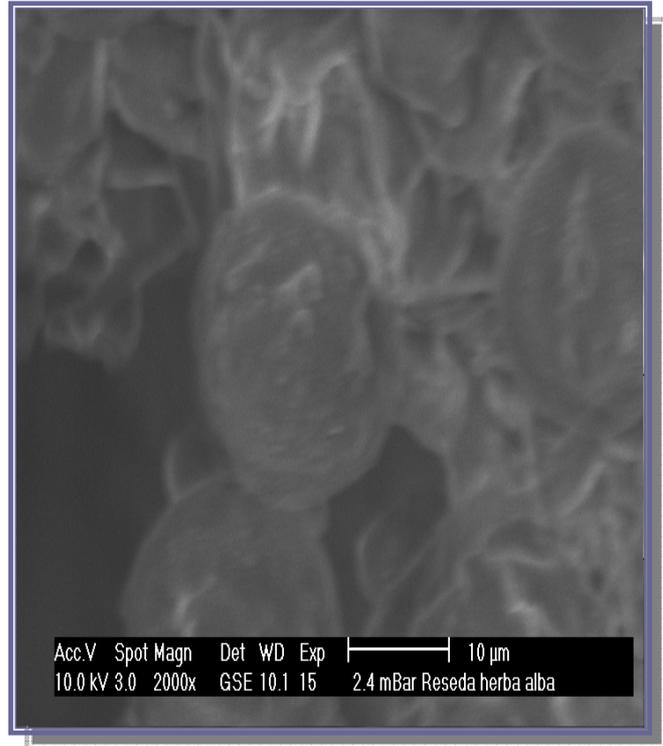


Figure 52(A,B,C) :Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Reseda arabica*



A

B

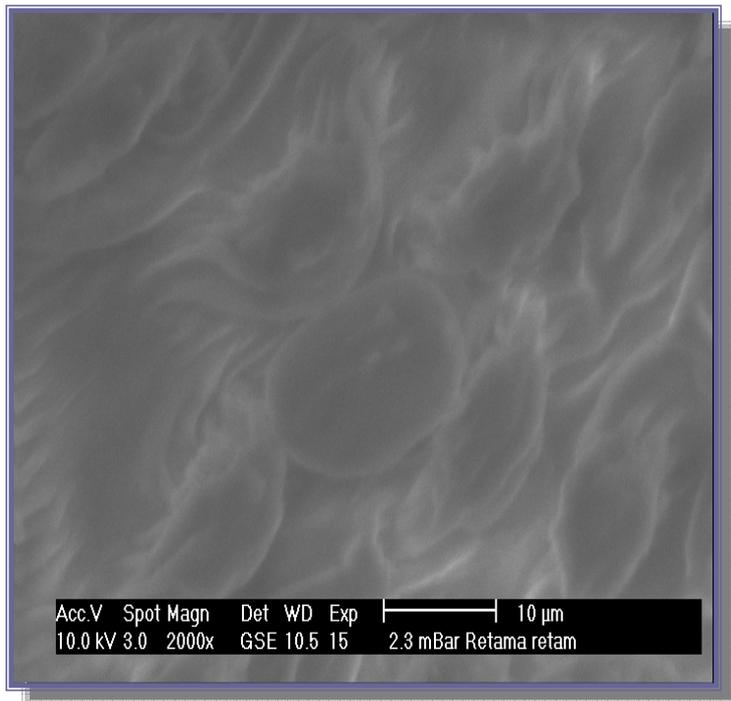


C

Figure 53(A,B,C) : Observations microscopiques Mph(GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Reseda herba alba*

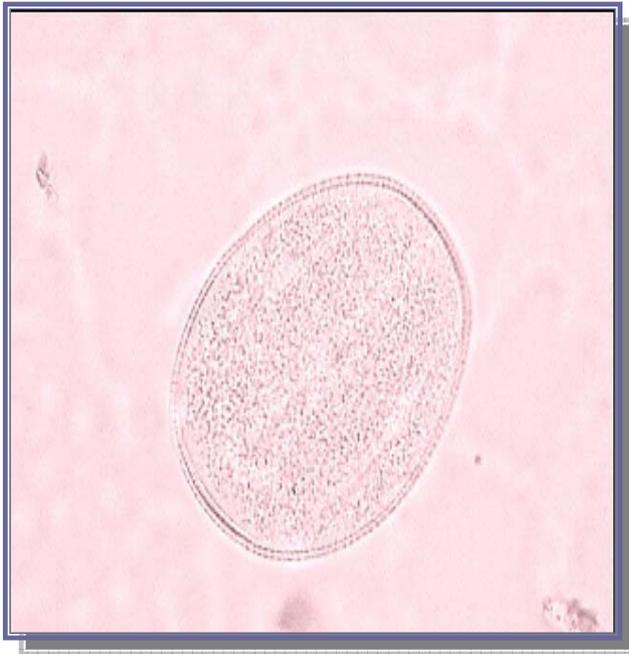


A



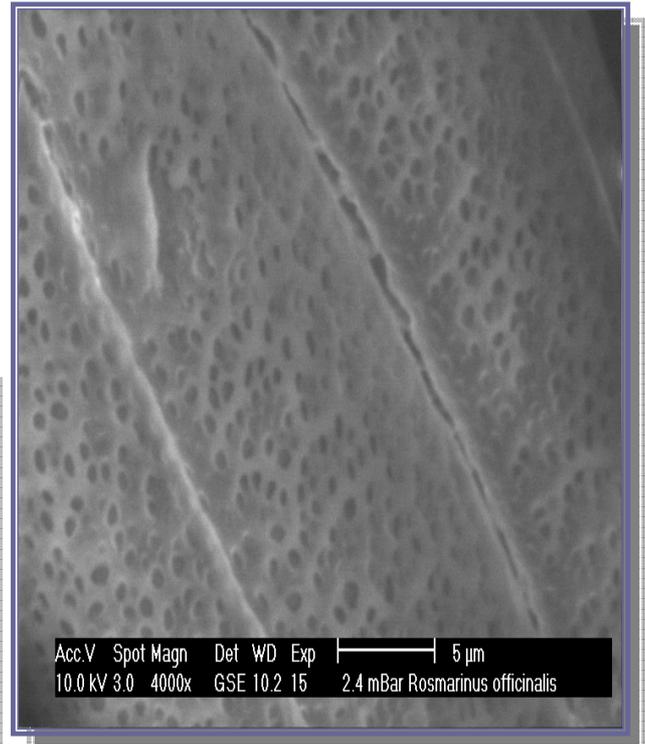
B

Figure 54(A,B) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Retama retam*



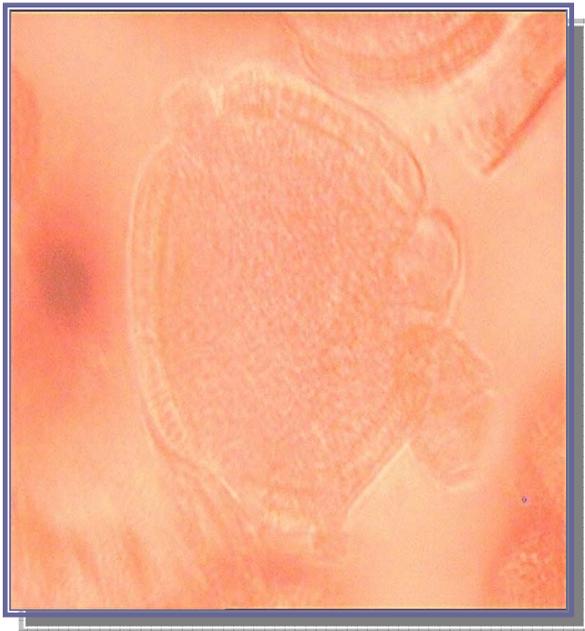
A

B



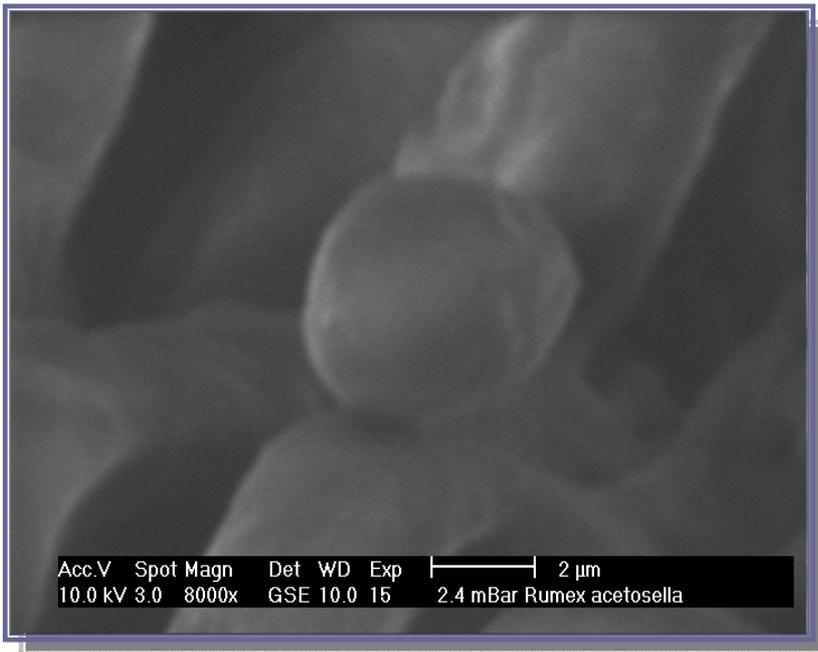
C

Figure 55(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Mebdes grains de pollen de l'espèce *Rosmarinus officinalis*



A

B



C

Figure 56(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Rumex acetosella*

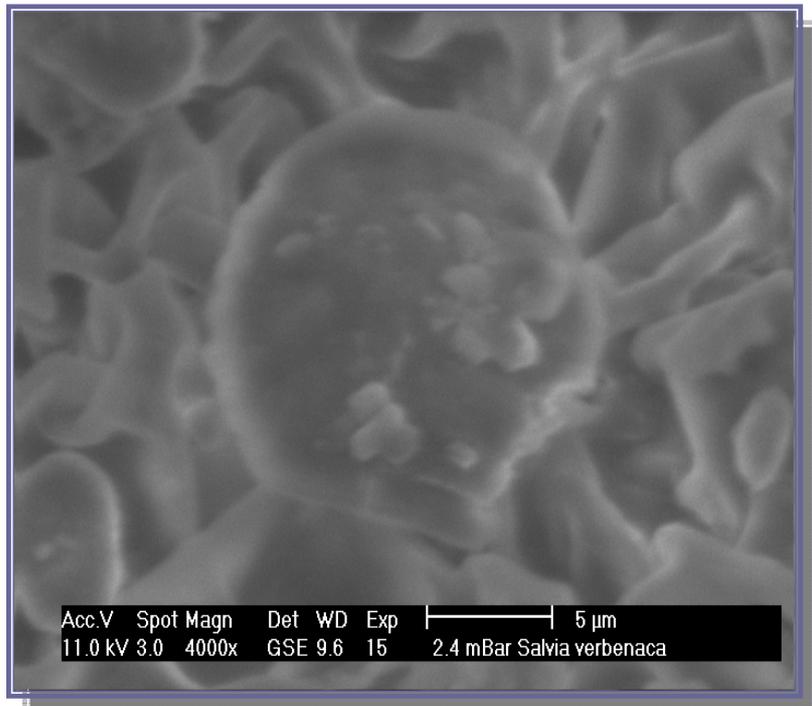
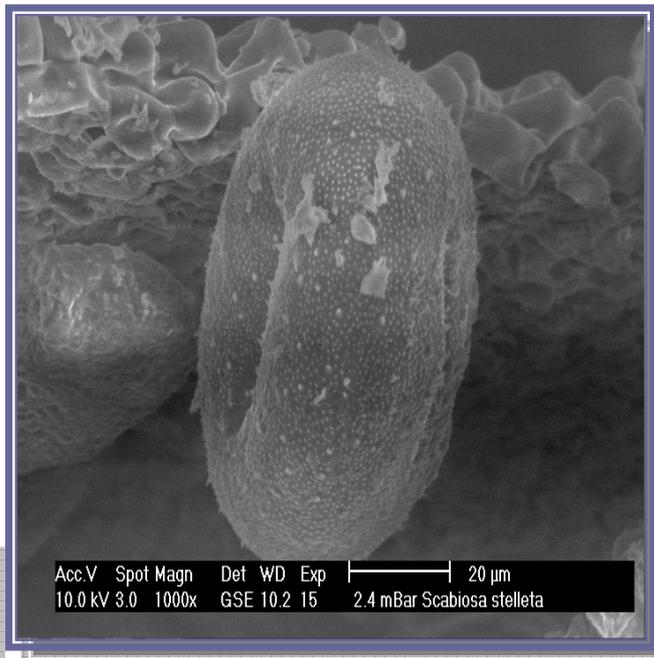


Figure 57(A,B) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Salvia verbenaca*



A

B



C

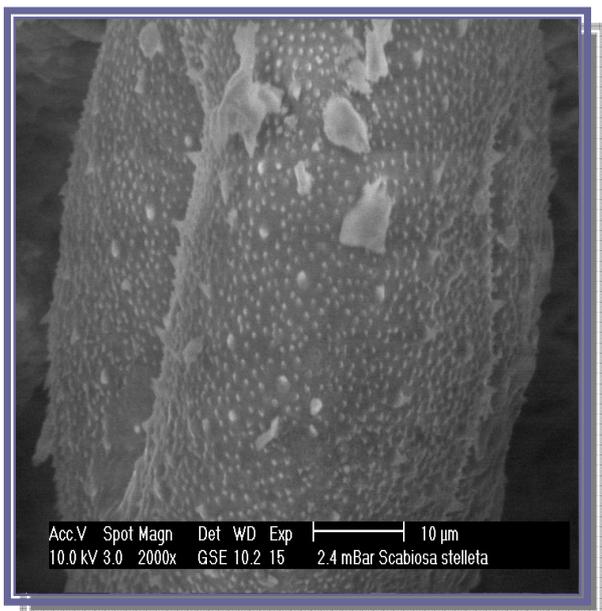
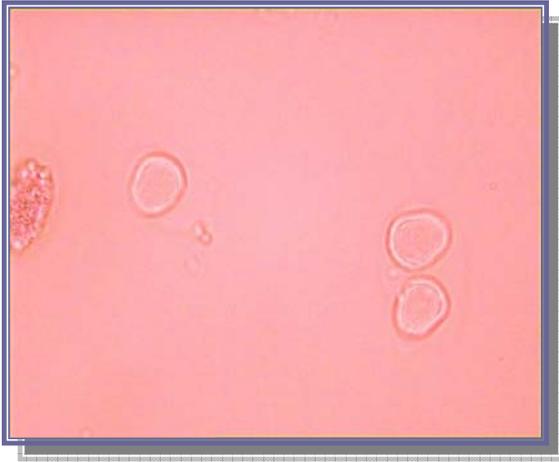


Figure 58(A,B,C) : Observations microscopiques Mph(GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Scabiosa stellata*

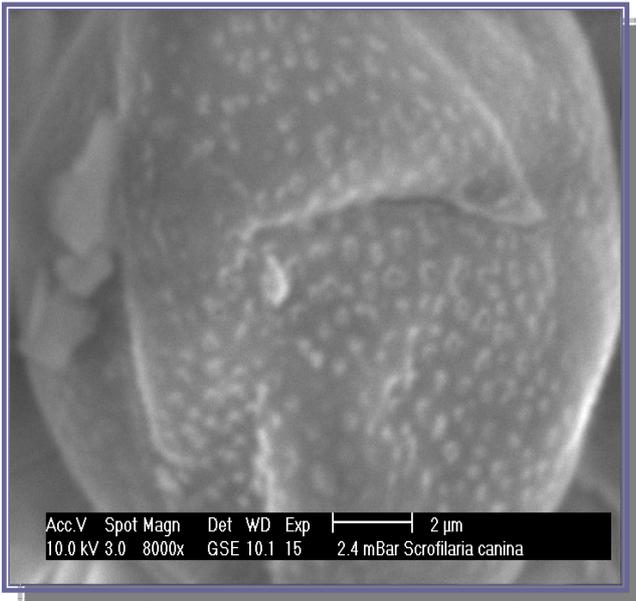
A



B



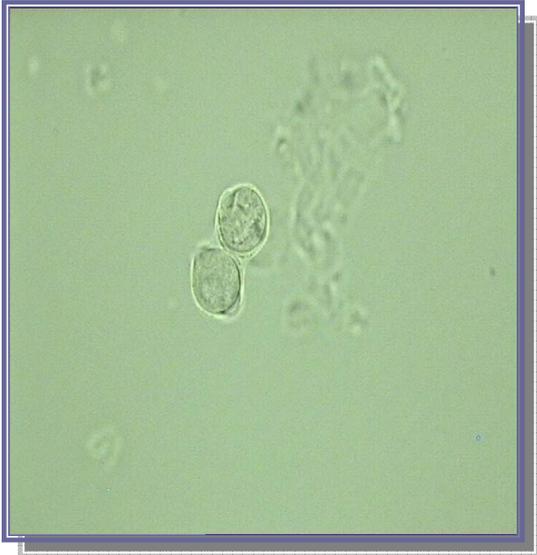
C



D

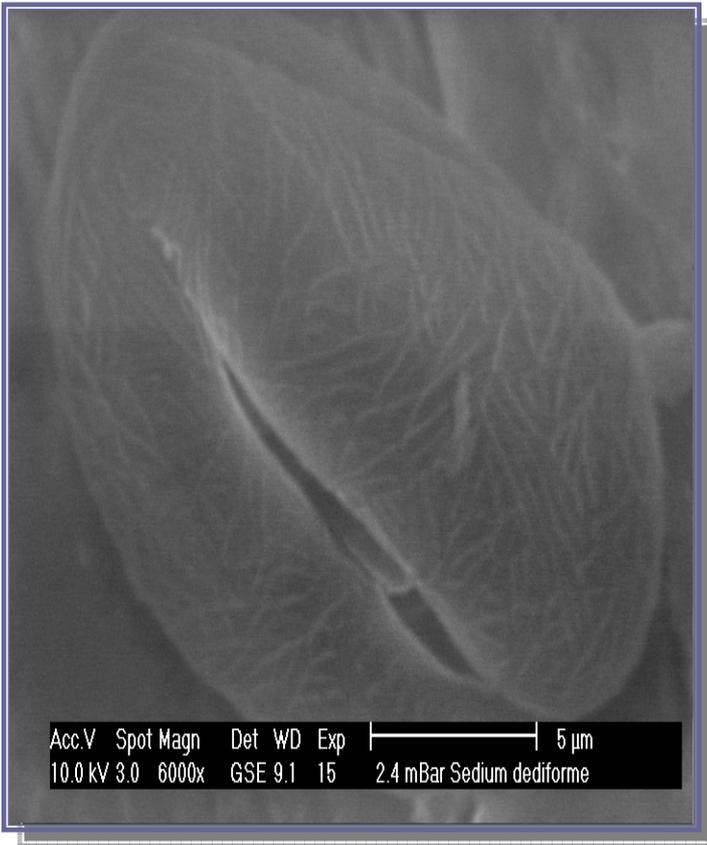


Figure 59(A,B,C,D) : Observations microscopiques Mph(GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Scrofilaria canina*



A

B



C

Figure 60(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Sedium dediforme*

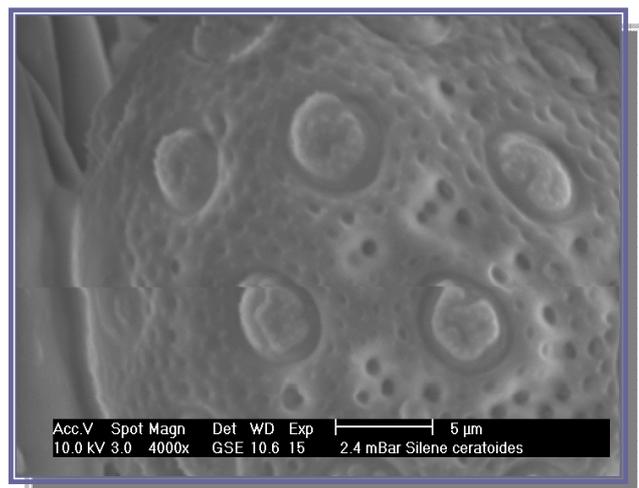
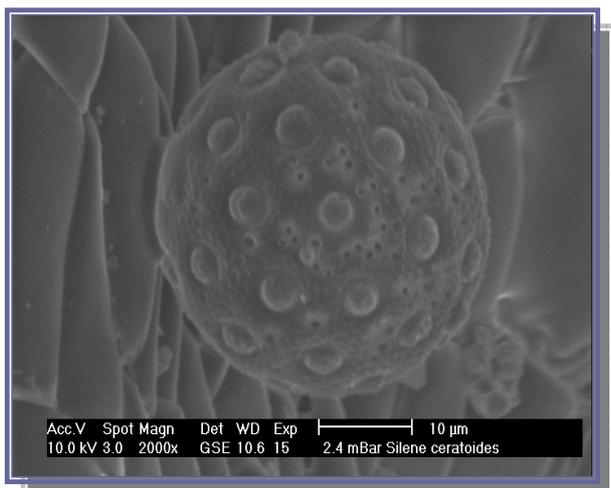
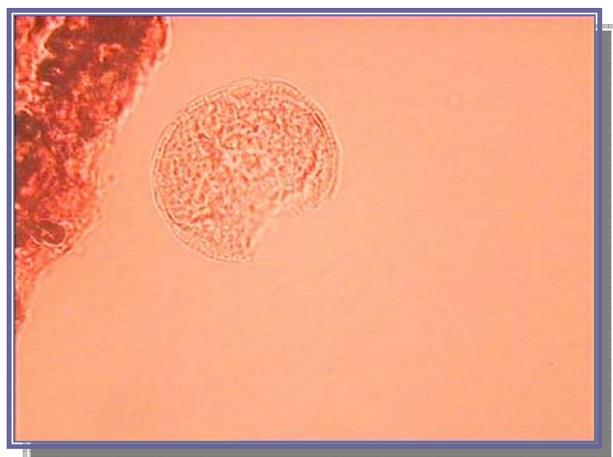
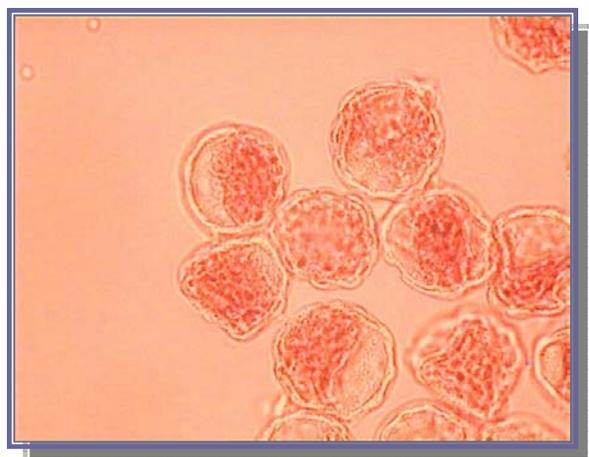
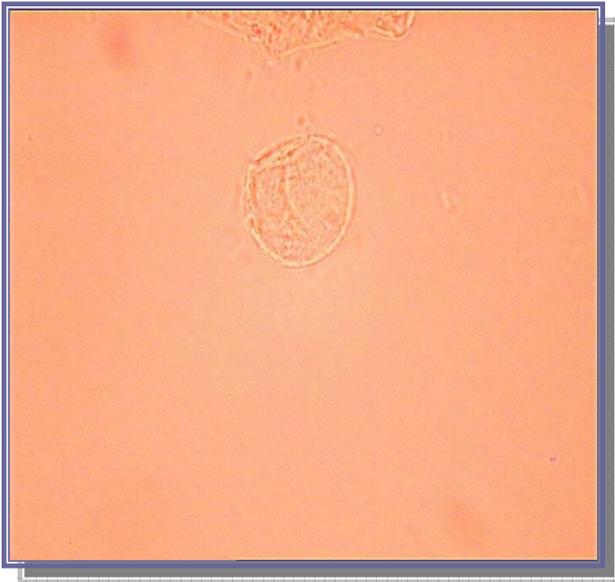
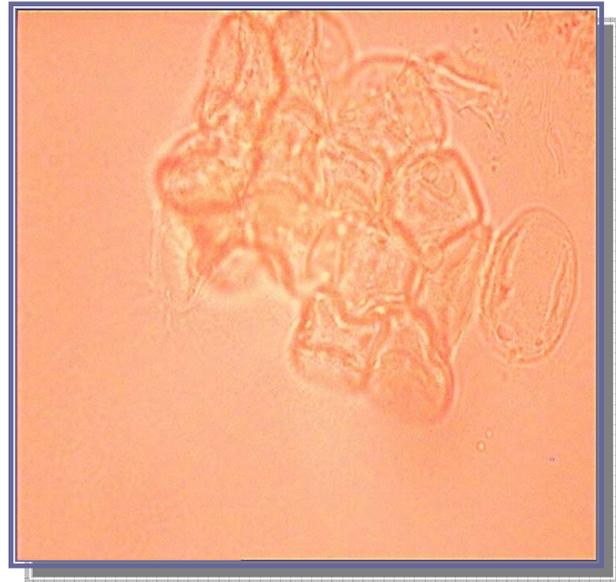


Figure 61(A,B,C,D) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Silene ceratioides L.*

A



B



C

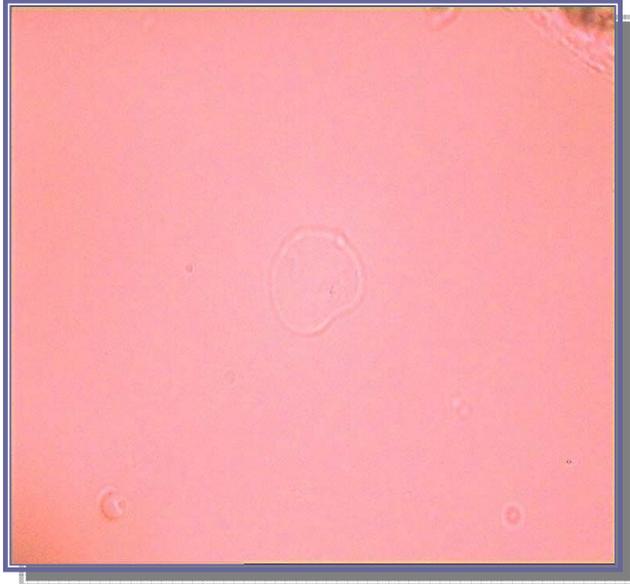


D



Figure 62(A,B,C,D) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Stipa parviflora*

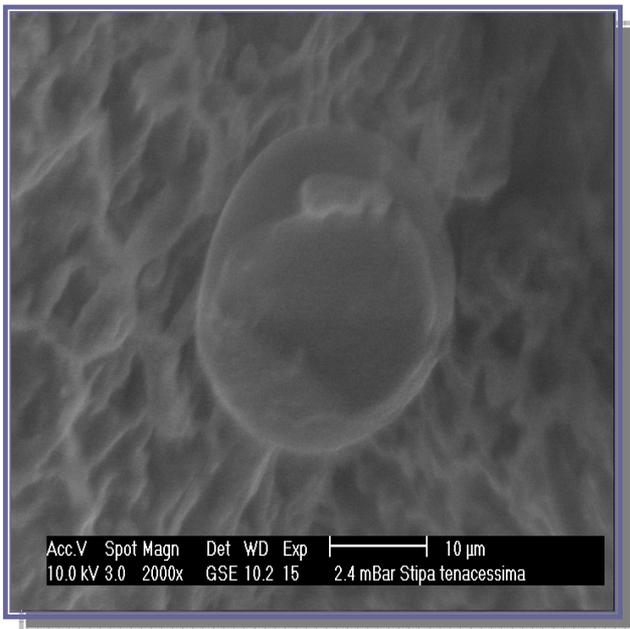
A



B



C



D

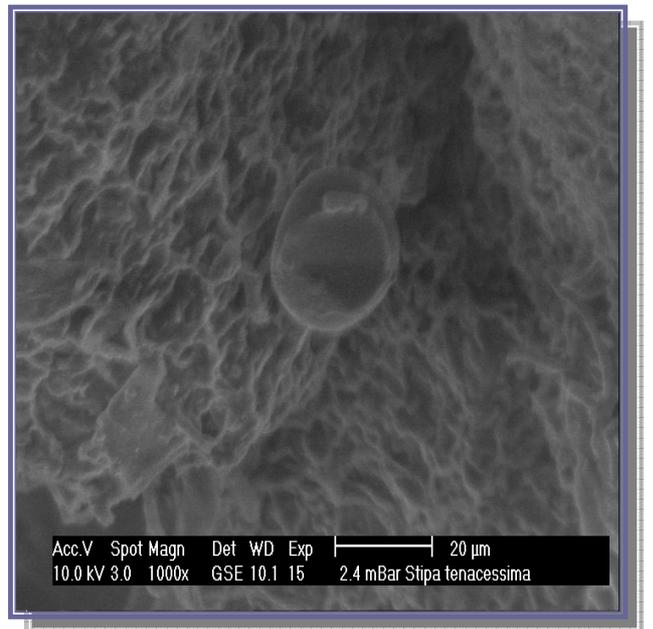
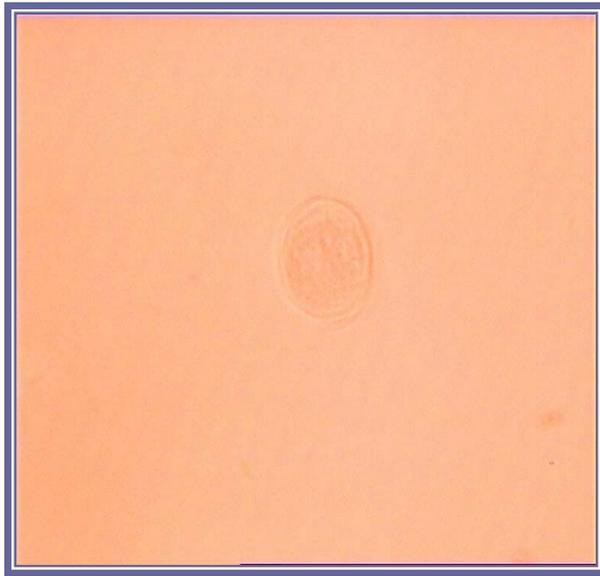
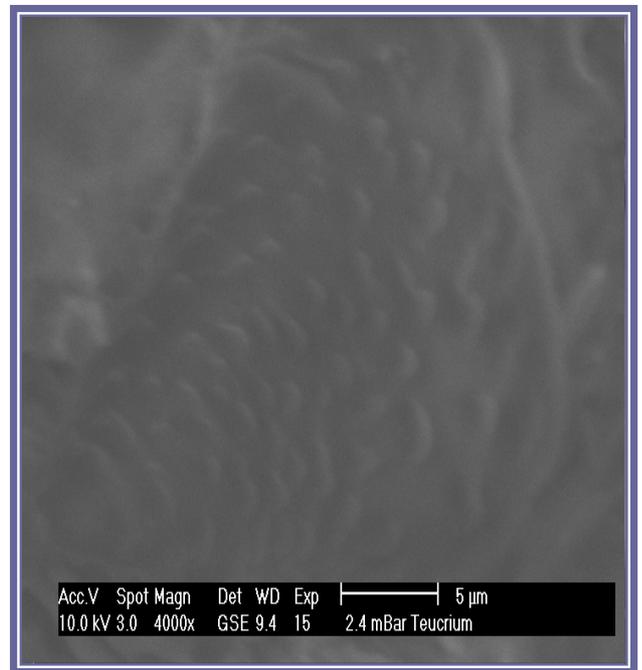


Figure 63(A,B,C,D) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Stipa tenacissima*



A

B



C

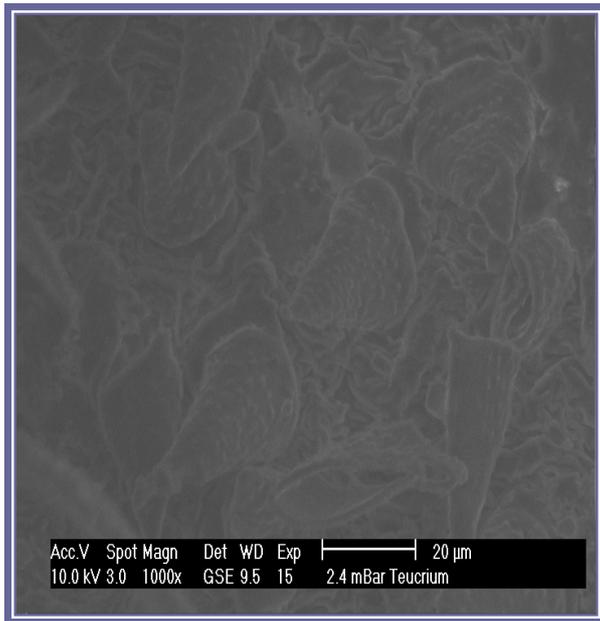
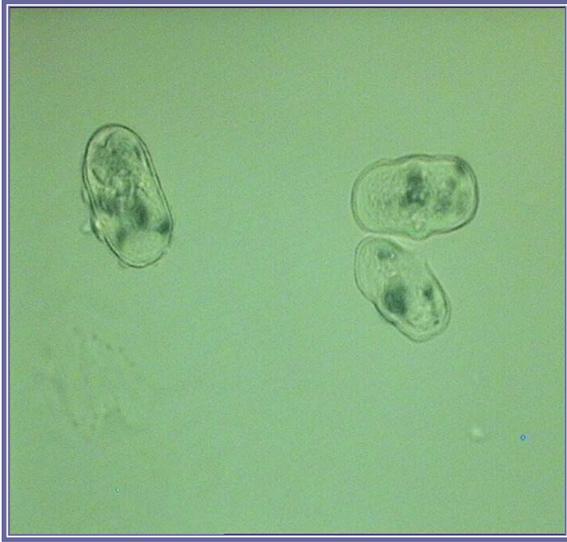
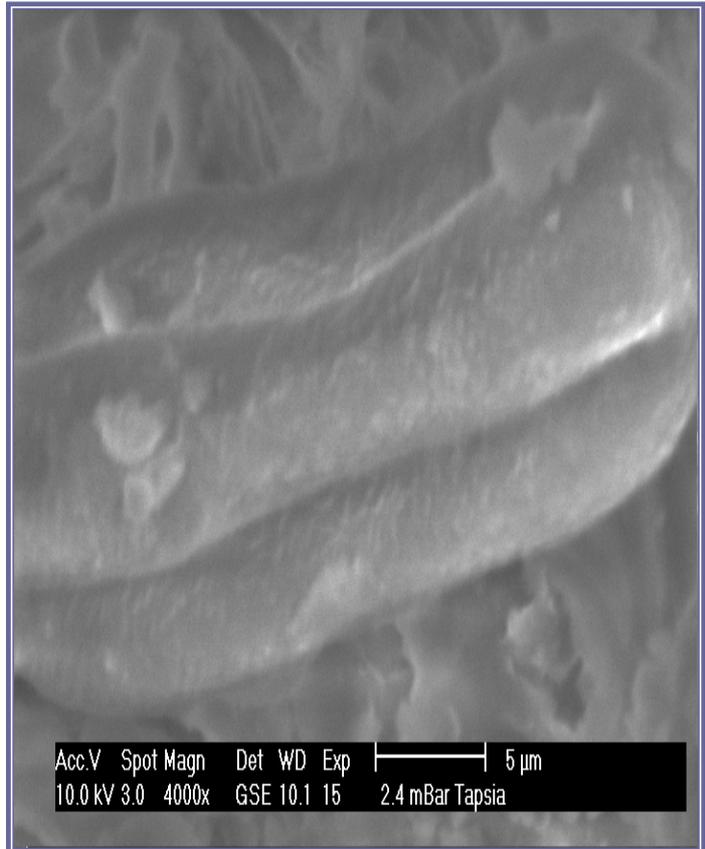


Figure 64(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Teucrium polium*

A



B



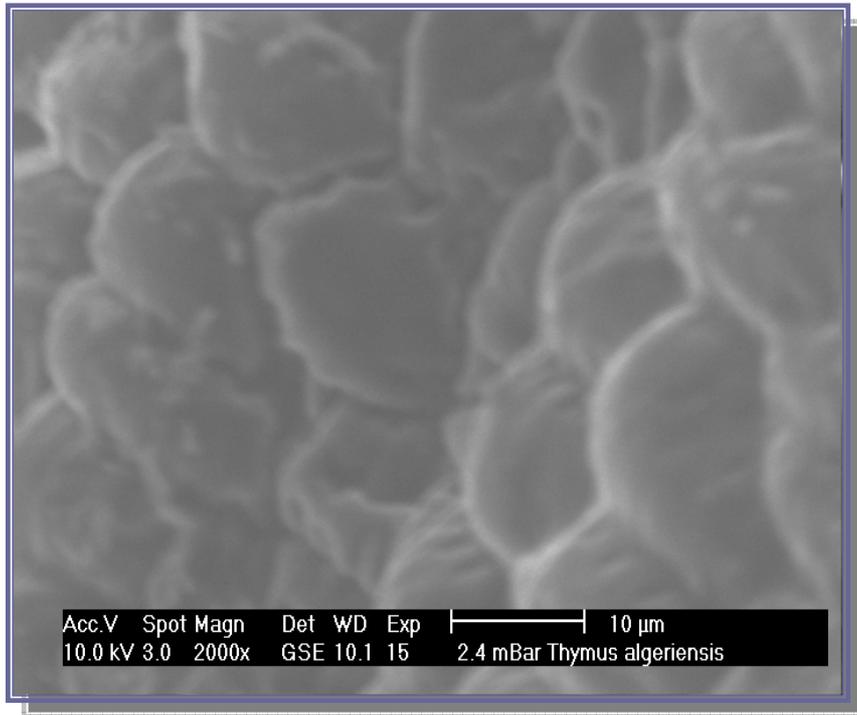
C



Figure 65(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Thapsia garganica*



A



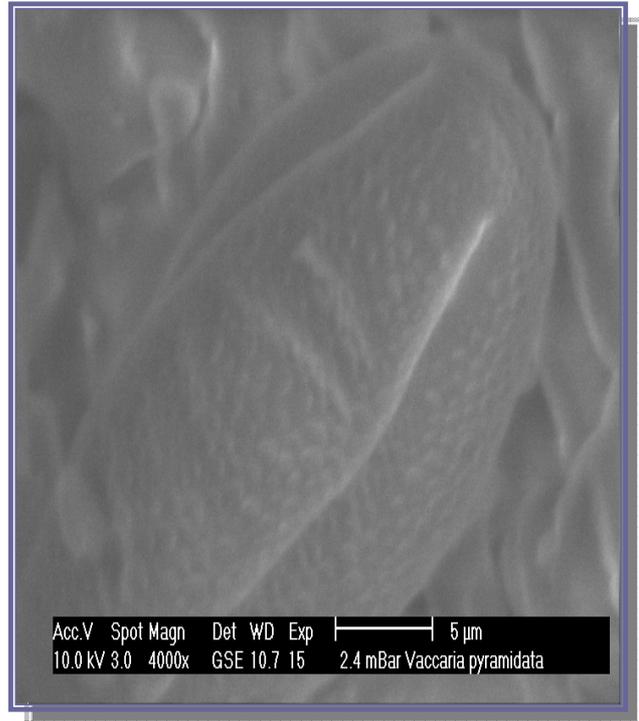
B

Figure 66(A,B) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Thymus algeriensis*



A

B



C

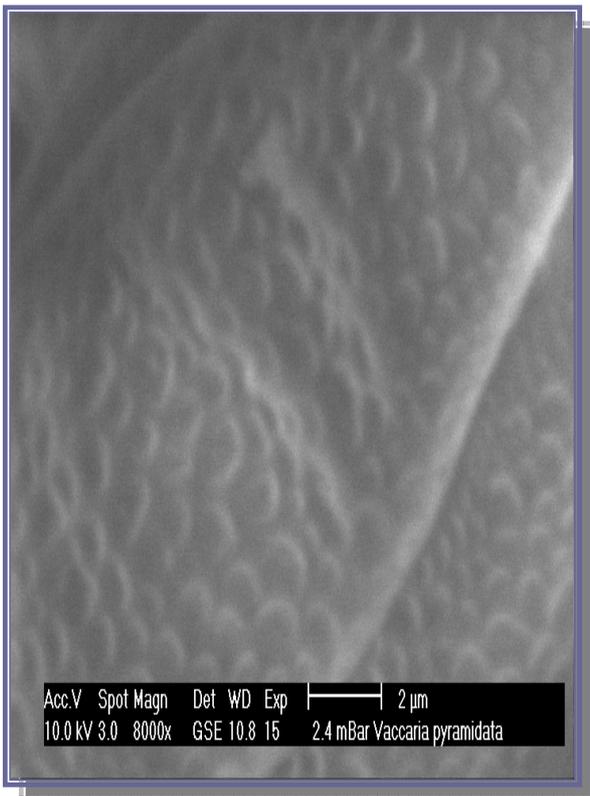


Figure 67(A,B,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Vaccaria pyramidata*



A

B

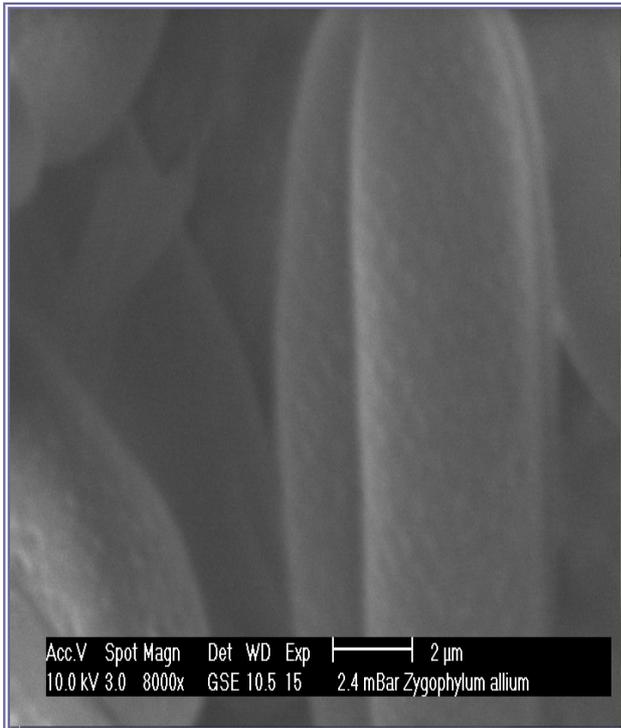
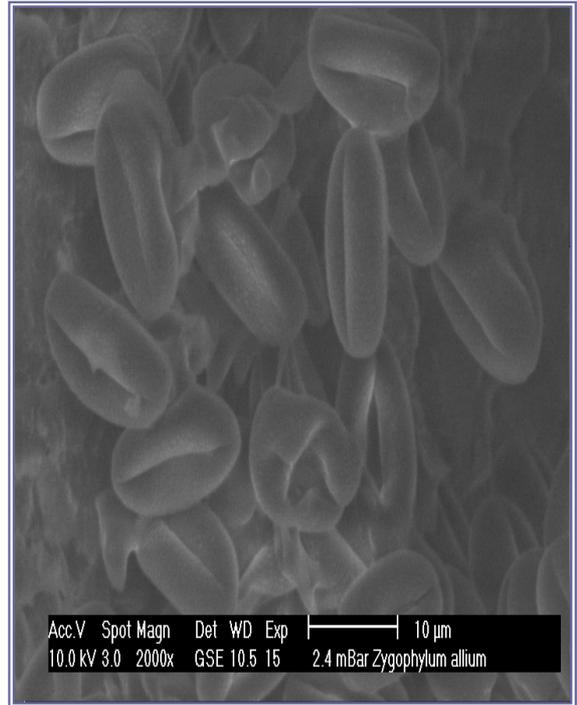


Figure 68(A,B ,C) : Observations microscopiques Mph (GrX100) et Meb des grains de pollen de l'espèce *Zygophyllum allium*

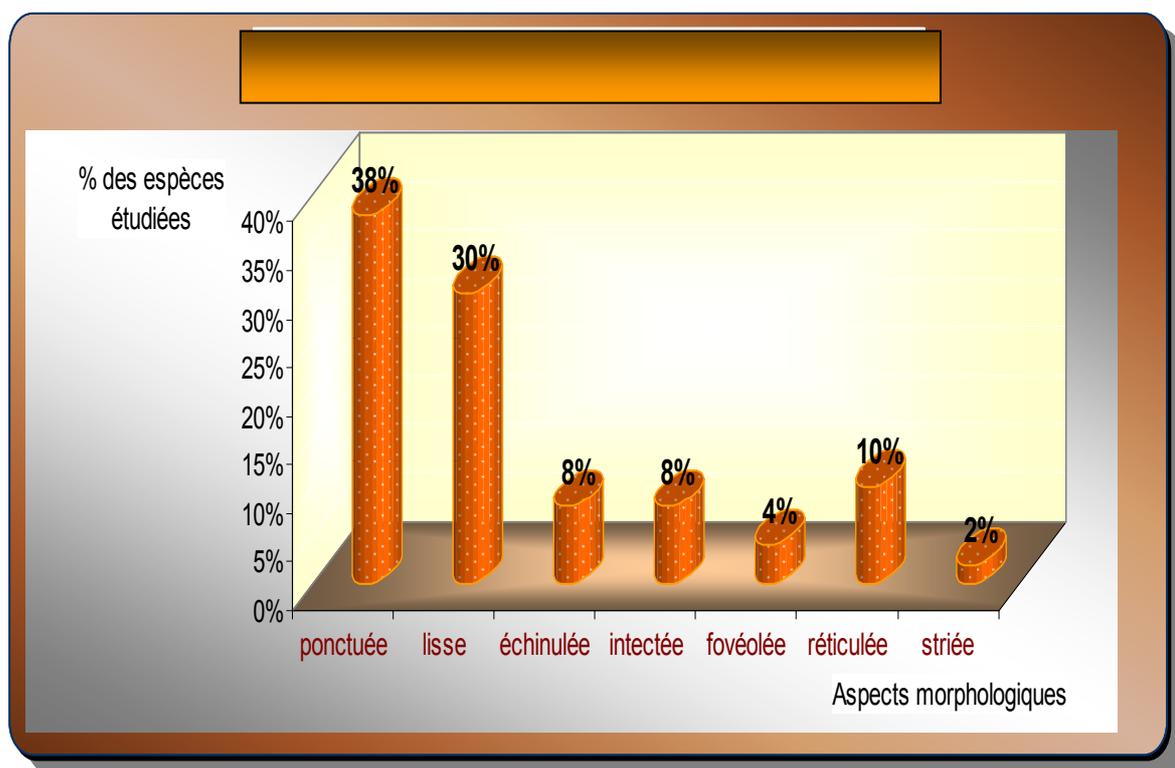


Figure 69: Aspects morphologiques de l'exine du pollen étudié.

Avec une exine **ponctuée**, le pollen des familles botaniques suivantes : Thérébinthacées ; Brassicacées ; Caryophyllacées ; Cistacées ; Dipsacées ; Euphorbiacées ; Fabacées ; Labiées ; Liliacées ; Orobanchacées ; Papavéracées ; Pinacées ; Poacées ; Renonculacées ; Resedacées ; Scrofilariacées ; Silenoideés et Apocynacées, se présente chez 38 % de l'ensemble des espèces steppiques étudiées.

L'aspect **lisse** de l'exine vient de caractériser les espèces des familles suivantes : Zygophyllacées ; Elaeagnacées ; Fabacées ; Graminées ; Labiées ; Mimosacées ; Poacées ; Polygonacées ; Resedacées et Apiacées avec un pourcentage de 30 %.

En troisième ordre, l'aspect **réticulé** et avec un pourcentage de 10 % caractérise les grains de pollen de notre étude.

Avec des pourcentages égaux (8 %), les deux aspects exiniques : **intecté** et **échiné** se présentent chez quelques familles botaniques de cette étude.

Pour l'aspect **strié** de l'exine, il est rarement présent chez l'ensemble des grains de pollen de cette étude descriptive (2 % seulement chez l'espèce *Sedum sediforme* : la famille des Crassulacées).

Tableau 8 : Aspects morphologiques des grains de pollen étudiés.

Famille	Espèce	Forme	Nombre d'aperture	Aspect de l'exine
Apiacées	<i>Thapsia garganica</i>	prolé	tricolporé	lisse
Apocynacées	<i>Nerium oleander</i>	prolé	polyrugate	ponctuée
Astéracées	<i>Othonopsis cheirifolia</i>	subprolé	tricolporé	échinulée
	<i>Chrysanthemum coronarium</i>	arrondie	inaperturé	échinulée
Boraginacées	<i>Echium pycnanthum ssp. humile</i>	prolé	dicolporé	réticulée
	<i>Elizaldia violacea DESF.</i>	perprolé	tricolporé	fovéolée
Brassicacées	<i>Diplotaxis acris</i>	arrondie	multicolporé	réticulée
	<i>Diplotaxis erucoïdes</i>	subprolé	tricolpé	réticulée
	<i>Rapistrum rugosum</i>	arrondie	dicolporé	réticulée
	<i>Eruca vesicaria</i>	ovale	monocolpé	intectée
	<i>Erysimum bocconeï</i>	ovale	monocolpé	réticulée
	<i>Moricandia arvensis</i>	arrondie	tricolporé	intectée
	<i>Muricaria prostrata</i>	prolé	tricolporé	intectée
	<i>Raphanus raphanistrum L.</i>	suboblé	tricolporé	ponctuée
Caryophyllacées	<i>Vaccaria pyramidata</i>	sphérique	tricolporé	ponctuée
Chenopodiacées	<i>Atriplex canescens</i>	arrondie	diporé	fovéolée
Cistacées	<i>Hirtum ssp. ruficonum</i>	prolé	tricolporé	ponctuée
	<i>Helianthemum virgatum</i>	prolé	tricolporé	ponctuée
Crassulacées	<i>Sedum sediforme</i>	ovale	tricolporé	striée
Dipsacées	<i>Scabiosa stellata</i>	suboblé	monocolporé	ponctuée
Elaeagnacées	<i>Elaeagnus L. angustifolia</i>	oblé sphérique	tricolporé	lisse
Euphorbiacées	<i>Euphorbia akenocarpa</i>	arrondie	tricolporé	ponctuée
Fabacées	<i>Retama retam</i>	sphérique	tricolporé	lisse
	<i>Onobychis argentea ssp. africana</i>	ovale	monocolporé	ponctuée
	<i>Lotus jolyi</i>	prolé	tricolporé	lisse
Graminées	<i>Stipa parviflora</i>	prolé	tricolporé	lisse

Famille	Espèce	Pollen	aperture	aspect
Labiées	<i>Rosmarinus officinallis</i>	suboblé	stephanocolpé	ponctuée
	<i>Salvia verbenaca</i>	suboblé	stephanoporé	lisse
	<i>Thymus algeriensis</i>	ovale	stephanoporé	lisse
	<i>Teucrium polium</i>	ovale	dicolpé	lisse
	<i>Marrubium deserti</i>	arrondie	triporé	échinulée
Liliacées	<i>Allium roseum</i>	oblé	monocolporé	ponctuée
	<i>Asphodelus tenuifolius</i> Cavan	suboblé	monocolporé	intctée
Malvacées	<i>Malva silvestris</i>	oblé	périporate	échinulée
Mimosacées	<i>Accacia cyanophylla</i>		inaperturé	lisse
Orobanchacées	<i>Orobanche cernua</i> Loeffl.	prolé	monocolporé	ponctuée
Papavéracées	<i>Papaver rhoaes</i>	ovale	tricolporé	ponctuée
Pinacées	<i>Pinus halipensis</i>		inaperture	ponctuée
Graminées	<i>Stipa tenacissima</i>	ovale	monoporé	lisse
	<i>Bunium incrassatum</i>	arrondie	périporé	ponctuée
Polygonacées	<i>Rumex acetosella</i>	prolé	tricolporé	lisse
	<i>Polygonum equisetiforme</i>	ovale	tricolporé	lisse
Renonculacées	<i>Adonis dentata</i>	prolé	monocolporé	ponctuée
Resedacées	<i>Reseda arabica</i>	arrondie	tricolporé	ponctuée
	<i>Reseda herba alba</i>	arrondie	tricolporé	lisse
Scrofilariacées	<i>Scrofilaria canina</i>	ovale	tricolporé	ponctuée
Silenoidées	<i>Silenes</i>	oblé	stephanocolpé	ponctuée
Thérébinthacées	<i>Pistacia atlantica</i> DESF.	arrondie	stephanoporé	ponctuée
Zygophyllacées	<i>Zygophyllum allium</i>	prolé	tricolporé	lisse
	<i>Peganum harmala</i>	prolé	tricolporé	lisse

1.2.1.3. La forme du pollen par familles étudiées

De la lecture des observations réalisées sur les grains de pollen de l'étude, on peut tirer le résultat (voir Figure 70 ci-dessous et Tableau 8) qui confirme la dominance de la **forme prolé** des grains de pollen pour la quasi-totalité des familles botaniques : Apiacées ; Apocynacées ; Zygophyllacées ; Renonculacées ; Orobanchacées ; Graminées ; Cistacées. Une telle forme est signalée chez au moins une espèce des familles suivantes : Polygonacées ; Fabacées ; Boraginacées ; Brassicacées.

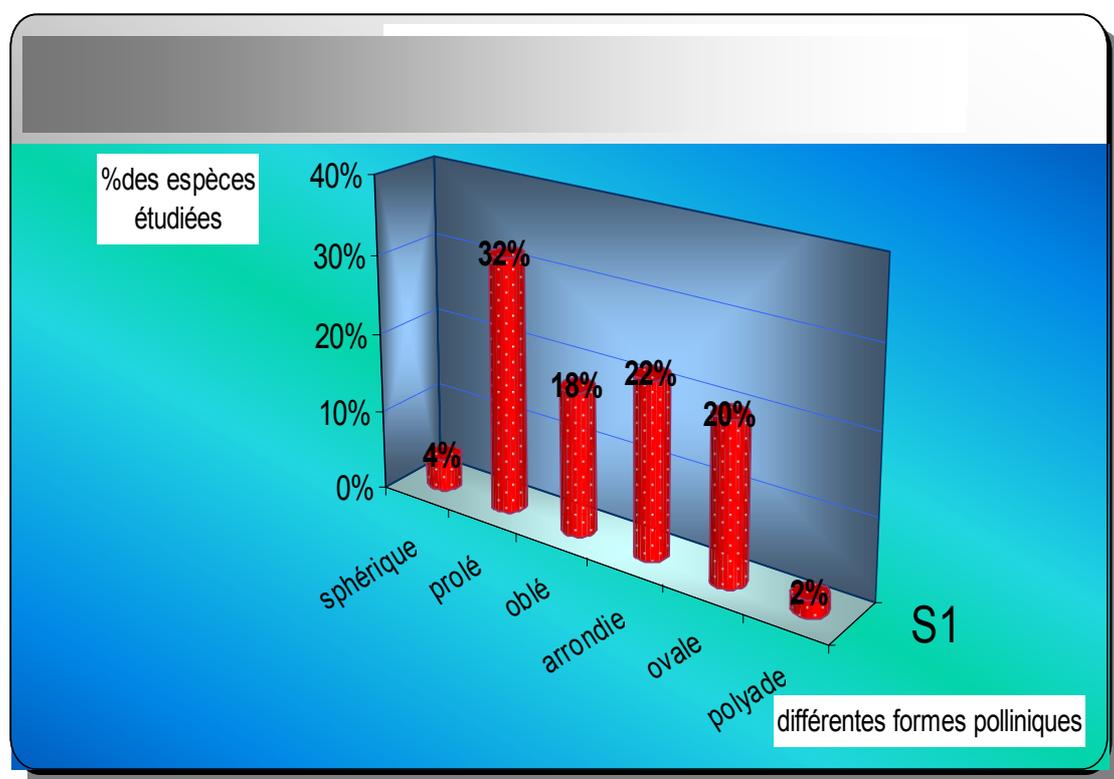


Figure 70: Répartition des différentes formes des grains de pollen étudiés.

A la suite, la **forme arrondie** vient de caractériser les grains de pollen des Résédacées ; Euphorbiacées ; Chenopodiacées et Thérébinthacées et qui est répandue chez les Brassicacées ; les Poacées ; les Labiées et les Astéracées.

La **forme ovale** est dite caractéristique des familles des Crassulacées ; Papavéracées et Scrofilariacées ; elle est présente chez les Fabacées ; Brassicacées ; Labiées ; Poacées et Polygonacées.

1.2.2. Ornementation de l'exine du pollen étudié

Quant à la description de l'exine par la détermination de son aspect et par la présence des pores et des sillons, nos grains de pollen ont engendrés une multitude d'aspects structuraux (voir Figure 71ci-dessous).

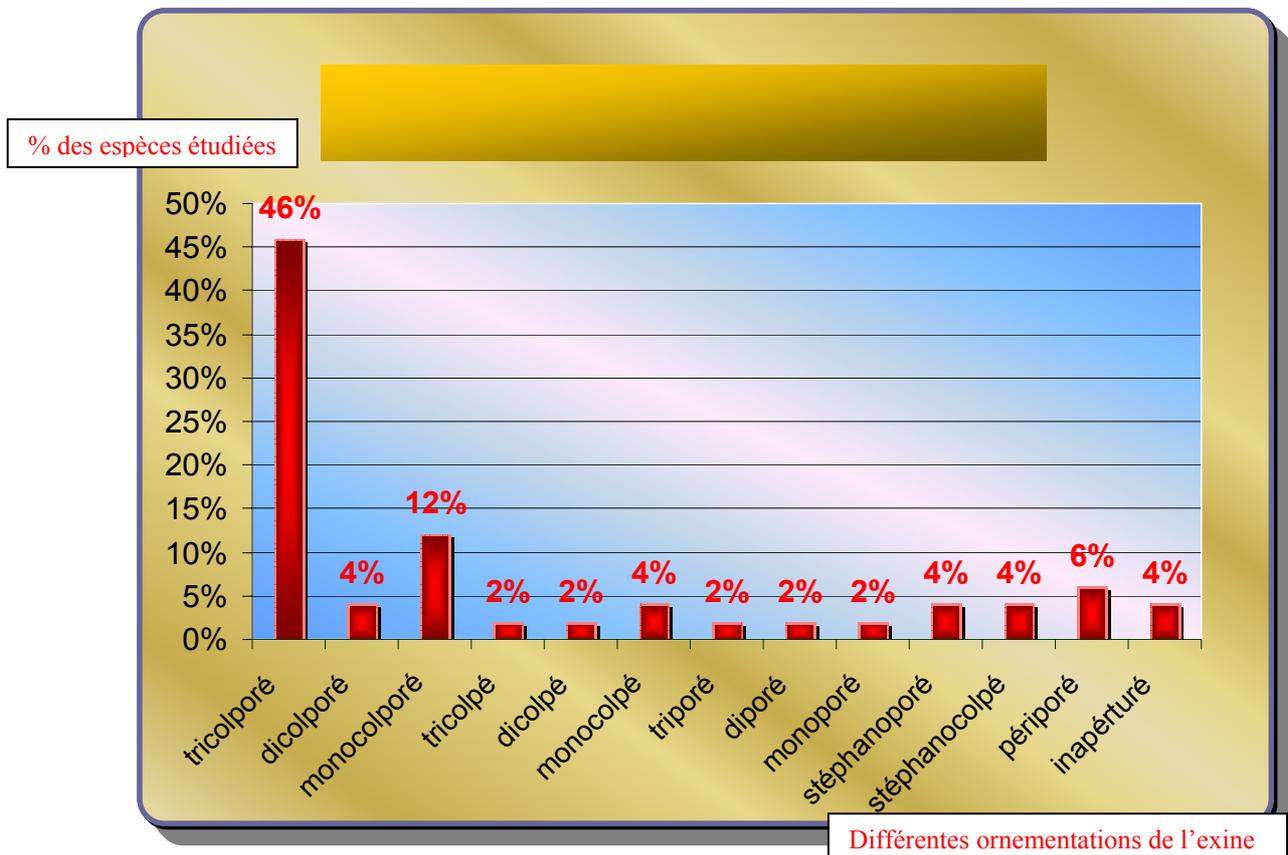


Figure 71: Répartition des différentes ornementations de l'exine du pollen étudié.

En observant la figure 71 et le Tableau 8, il nous paraît évident que 46 % des 50 espèces étudiées ont un pollen dit **tricolporé** avec la présence de 3 sillons et trois pores, cet aspect structurale est présent chez les familles botaniques suivantes : Apiacées ; Astéracées ; Boraginacées ; Brassicacées ; Caryophyllacées ; Cistacées ; Crassulacées ; Elaeagnacées ; Euphorbiacées ; Fabacées ; Graminées ; Papavéracées ; Polygonacées ; Resedacées ; Scrofulariacées et les Zygophyllacées.

Pour l'aspect **monocolporé** qui vient à la suite du premier, il est représenté par 12 % des espèces, il est réparti entre les familles suivantes : Dipsacées ; Fabacées ; Liliacées ; Renonculacées et les Orobanchacées.

L'aspect ou l'ornementation de l'exine (ouvertures et sillons) est considéré comme un critère variable d'une espèce à l'autre, mais au sein de la même espèce, une certaine stabilité est remarquée (Reille, 1990 et Bonnefille et Riollet, 1980).

Pons (1958) et par son analyse du pollen des différentes espèces a pu démontrer que l'aspect de l'exine est fixe (ouvertures fixes par leur structure et répartition sur la surface du grain de pollen et ornements fixes par leur densité et leur type de dessin) et que seules, nature de pollinisation (Dumas, 1984 in Pesson et Louveaux, 1984) et taille du grain de pollen lors de sa formation dans les anthères (Caillas, 1968 ; Bigazzi et selvi, 2000 ; Mal et Hermann, 2000 et Roulston et *al*, 2000), qui modifient cette stabilité morphologique à l'échelle spatio-temporelle.

2. Taux de fertilité

Une estimation du taux de fertilité du pollen des plantes étudiées est nécessaire pour compléter cette description morphologique et pour déterminer la stérilité mâle de quelques plantes steppiques, cette stérilité exprime l'incapacité de l'espèce de produire du pollen viable pour diverses raisons (Pons, 1958 ; Dumas, 1984 in Pesson et Louveaux, 1984 ; Heller et *al*, 1995 et Gorenflot, 1997) :

2.2. d'ordre nutritionnelle ;

2.3. d'ordre parasitaire ;

2.4. d'ordre génétique.

Sur le plan écologique (voir Figure 72), un taux de fertilité élevé permet une grande dissémination du pollen des différentes plantes steppiques ; ce qui permet d'envisager un calendrier

pollinique pour la délimitation spatio-temporelle de l'aire de répartition de l'espèce végétale (Dumas, 1984 in Pesson et Louveaux, 1984).

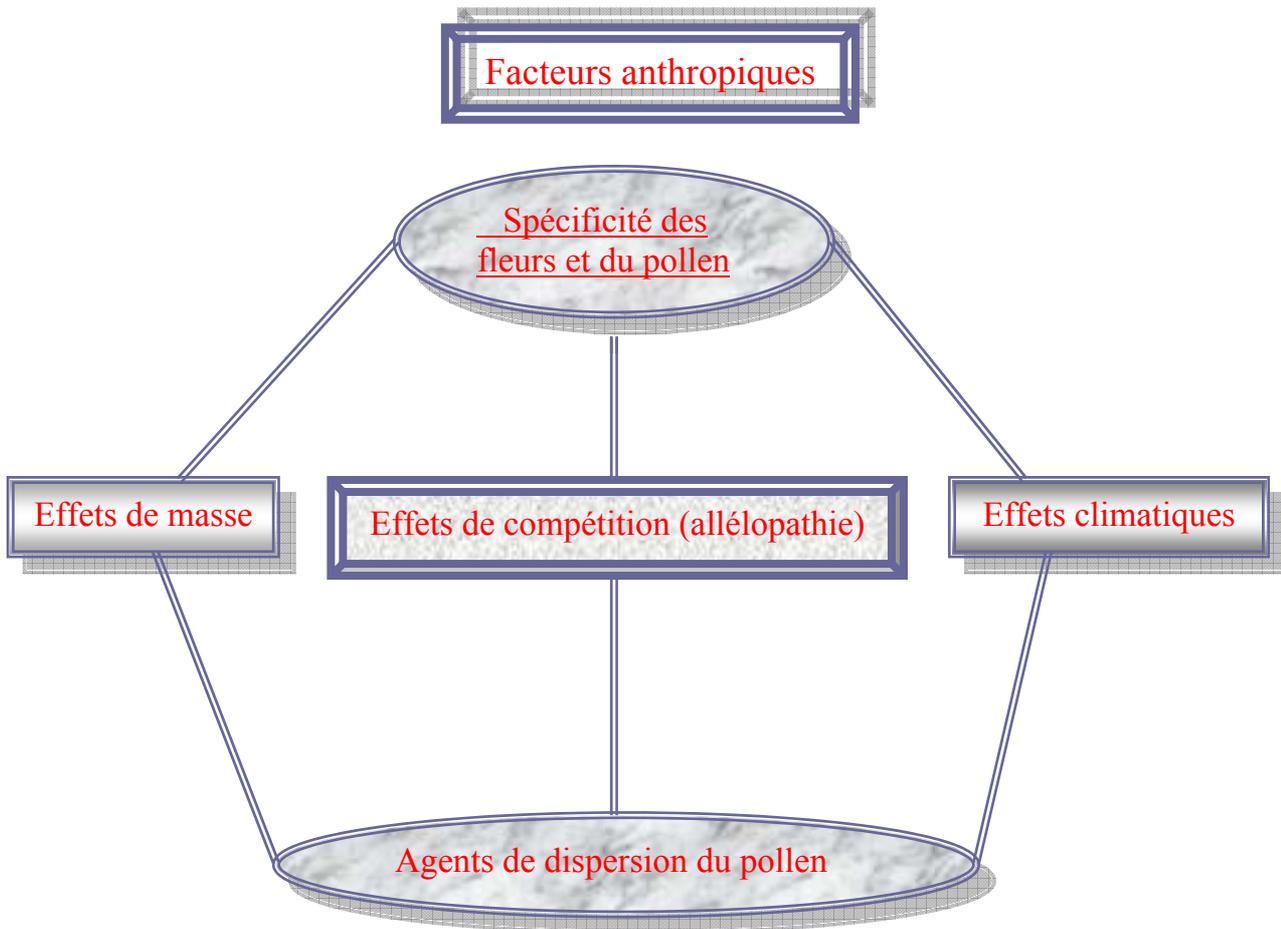


Figure 72 : Ecologie de la pollinisation d'après Dumas, 1984 in Pesson et Louveaux, 1984 (modifiée)

L'observation de la Figure 73 ainsi que l'analyse du Tableau 9 (voir Annexes) montrent clairement que pour la majorité des plantes étudiées, le taux de fertilité est compris entre deux pourcentages élevés 70 et 80 % ce qui est expliqué par la période où on a effectué notre échantillonnage qui se coïncide avec la saison fertile de l'année ; début de floraison des fleurs (du pollen frais). Le maximum et le minimum des valeurs ont été engendré par les espèces suivantes respectivement :

- *Adonis dentata* (famille des Renonculacées) avec E- type =8,575, Variance = 73,533 et une Moyenne = 95,478
- *Salvia verbenaca* (famille des Labiées) avec E- type =29,232, Variance = 854,510 et une Moyenne = 59,667

3. Variabilité de la fertilité du pollen étudié en fonction de sa forme

Répondant à une caractérisation qualitative et quantitative du pollen étudié, et selon les méthodes d'analyse de la diversité génétique (Kremer, 1994 in Hubert et Bastien, 1999) ; Une mesure de diversité définie pour ces caractères correspond aux estimations de moyennes, variances et corrélations issues des méthodes de la génétique quantitative (Scheff, 1989 in Parizeau, 1997). La probabilité d'une corrélation entre la forme des grains de pollen avec leur fertilité est réalisée par une comparaison des variances en groupes indépendants (**test t**) entre les données brutes de **DP**, **DE** et des taux de fertilité enregistrés par les grains de pollen de cette étude.

L'analyse du Tableau 10 ci-dessous et de la Figure 74 fait ressortir une probabilité significative à très hautement significative des deux diamètres avec le taux de fertilité. Une corrélation significative négative a été enregistrées pour les espèces suivantes : *Zygophyllum allium* ; *Adonis dentata* ; *Diplotaxis acris* ; *Diplotaxis erucoïdes* ; *Eruca visicaria* ; *Erysium bocconeï* ; *Lotus jolyi* ; *Marrubium deserti* ; *Moricandia arvensis* ; *Muricaria prostata* ; *Onobychis argentea* ; *Orobanche cernua* ; *Othonopsis cherifolia* ; *Papaver rhoeas* ; *Peganum harmala* ; *Pistacia atlantica* ; *Polygonum equisetiforme* ; *Raphanus raphanistrum* L ; *Reseda arabica* ; *Reseda herba alba* ; *Retama retam* ; *Scrofularia canina* ; *Sedium sediforme* ; *Silene ceratioides* ; *Stipa parviflora* ; *Stipa tenacissima* ; *Teucrium polium* ; *Vaccaria pyramidata* et *Rapistrum rugosum*.

Tableau 10 : Analyse corrélative du taux de fertilité avec les mesures des deux diamètres DP et DE des grains de pollen étudiés.

N	Espèce	Valeur t (DP, TX)	P (DP, TX)	Valeur t (DE, TX)	P (DE, TX)	dl
1	<i>A. cyanophylla</i>	6,728	0,000	6,949	0,000	58
2	<i>A. dentata</i>	-22,027	0,000	-24,545	0,000	58
3	<i>A. roseum</i>	1,816	0,074	-3,944	0,000	58
4	<i>A. tenuifolius</i> Cavan	15,724	0,000	9,132	0,000	58
5	<i>A. canescens</i>	-1,636	0,107	-1,669	0,100	58
6	<i>B. incrasatum</i>	0,957	0,342	0,969	0,337	58
7	<i>C. coronarium</i>	-1,366	0,177	-1,959	0,055	58
8	<i>D. acris</i>	-6,724	0,000	-7,674	0,000	58
9	<i>Di. eruroides</i>	-3,601	0,001	-4,078	0,000	58
10	<i>E. pycnanthum</i>	-2,599	0,012	-1,645	0,105	58
11	<i>E. L. angustifolia</i>	1,126	0,265	-1,185	0,241	58
12	<i>E. violacee</i>	2,086	0,041	-1,620	0,111	58
13	<i>E. visicaria</i>	-11,957	0,000	-12,719	0,000	58
14	<i>E. bocconeii</i>	-7,586	0,000	-9,718	0,000	58
15	<i>E. akenocarpa</i>	4,256	0,000	3,739	0,000	58
16	<i>H. ruficomum</i>	3,220	0,002	-1,115	0,269	58
17	<i>H. virgatum</i>	-0,395	0,694	-4,485	0,000	58
18	<i>L. jolyi</i>	-14,023	0,000	-15,399	0,000	58
19	<i>M. sylvestris</i>	30,580	0,000	26,803	0,000	58
20	<i>M. deserti</i>	-3,061	0,003	-2,702	0,009	58
21	<i>M. arvensis</i>	-7,003	0,000	-8,200	0,000	58
22	<i>M. prostata</i>	-10,079	0,000	-13,317	0,000	58
23	<i>N. oleander</i>	2,241	0,029	1,111	0,271	58
24	<i>O. argentea</i>	-4,875	0,000	-16,011	0,000	58
25	<i>O. cernua</i>	-10,935	0,000	-14,546	0,000	58

N	Espèce	Valeur t (DP, TX)	P (DP, TX)	Valeur t (DE, TX)	P (DE, TX)	dl
26	<i>O. cherifollia</i>	-6,514	0,000	-8,862	0,000	58
27	<i>P. rhoeas</i>	-6,831	0,000	-8,729	0,000	58
28	<i>P. harmala</i>	-12,536	0,000	-14,363	0,000	58
29	<i>P. halipensis</i>	9,398	0,000	8,764	0,000	58
30	<i>P. atlantica</i>	-2,471	0,016	-6,629	0,000	58
31	<i>P. equisetiforme</i>	-7,628	0,000	-16,580	0,000	58
32	<i>R. raphanistrum</i> L.	-7,897	0,000	-13,606	0,000	58
33	<i>R. rugosum</i>	-11,819	0,000	-15,913	0,000	58
34	<i>R. arabica</i>	-11,875	0,000	-11,562	0,000	58
35	<i>R. herba alba</i>	-9,423	0,000	-9,408	0,000	58
36	<i>R. retam</i>	-8,244	0,000	-10,369	0,000	58
37	<i>R. officinalis</i>	7,679	0,000	5,490	0,000	58
38	<i>R. acetosella</i>	23,650	0,000	19,916	0,000	58
39	<i>S. verbenaca</i>	3,994	0,000	1,152	0,254	58
40	<i>S. stellata</i>	13,956	0,000	11,863	0,000	58
41	<i>S. canina</i>	-6,300	0,000	-6,329	0,000	58
42	<i>S. sediforme</i>	-9,266	0,000	-10,511	0,000	58
43	<i>S. ceratioides</i>	-3,947	0,000	-5,213	0,000	58
44	<i>S. parviflora</i>	-3,945	0,000	-5,017	0,000	58
45	<i>S. tenacissima</i>	-3,598	0,001	-5,324	0,000	58
46	<i>T. polium</i>	-2,823	0,007	-3,208	0,002	58
47	<i>T. garganica</i>	-1,383	0,172	-12,237	0,000	58
48	<i>t. algeriensis</i>	-0,100	0,921	-4,344	0,000	58
49	<i>V. pyramidata</i>	-5,366	0,000	-8,751	0,000	58
50	<i>Z. allium</i>	-22,140	0,000	-22,178	0,000	58

Ce qui nous laisse supposer que la fertilité des grains de pollen diminue avec l'augmentation de leur taille et vice versa ; contrairement aux espèces suivantes : *Asphodelus tenuifolius* Cavan ; *Euphorbia akenocarpa* ; *Malva sylvestris* ; *Pinus halipensis* ; *Rosmarinus officinalis* ; *Rumex acetosella* ; *Scabiosa stellata* et *Accacia cyanophylla* qui sont caractérisées par une corrélation significative positive, le taux de fertilité augmente ou diminue parallèlement avec les dimensions des grains de pollen.

3.1. La variabilité DP et taux de fertilité

Le Tableau 10 confirme que la fertilité du pollen étudié est étroitement liée avec la valeur du diamètre polaire **DP** pour les espèces suivantes : *Nerium oleander* ; *Salvia verbenaca*, *Elizaldia violacea* et *Hirtum ruficomum*..

3.2. La variabilité DE et taux de fertilité

La lecture du même Tableau 10 fait ressortir une probabilité significative négative entre la valeur du diamètre équatorial **DE** et le taux de fertilité pour les espèces suivantes : *Allium roseum* ; *chrysanthemum coronarium* ; *Hyliantemum virgatum* ; *Thapsia garganica* ; *thymus algeriensis*, qui veut dire qu'un faible taux de fertilité est lié à une augmentation en épaisseur des grains de pollen de ces espèces et inversement.

Conclusión general

Conclusion générale

L'étude de quelques marqueurs morphologiques et la fertilité des grains de pollen des plantes des parcours naturels de la région de Djelfa entre dans le cadre d'une caractérisation morphologique du programme mâle de la flore steppique qui présente une diversité floristique importante (Abdelguerfi, 1988 ; Bouattoura, 1988 ; Hakimi, 1988 ; Lepart, 1997 ; Scheff, 1959 in Parizeau, 1997 ; Kremer 1994 in Hubert et Bastien, 1999 et Hubert et Bastien, 1999) soumise à des facteurs de dégradation et de régression des aires de répartition tels que la désertification et l'aridification du climat qui s'accroît d'une année à l'autre à cause du changement du climat du globe terrestre. Une grande menace est exercée principalement par le facteur anthropique sur cette diversité biologique (Lecoche, 1990 ; UICN et PNUE, 1992 in Isik et al, 2001 et Hervé, 2002) par l'essor démographique et économique impressionnant de l'espèce humaine et ses conséquences pour la steppe.

Le travail que nous avons entrepris consiste à l'étude des caractéristiques morphologiques des grains de pollen des 50 espèces des plantes des parcours steppiques, ceci a été réalisé par la mise au point d'un test de fertilité et par la réalisation des mesures biométriques telles que le diamètre polaire **DP** et le diamètre équatorial **DE** des grains de pollen ainsi la détermination de l'aspect morphologique de l'exine.

I. Cette étude nous a permis d'aboutir aux résultats suivants :

- ✚ Pour l'étude de la taille des grains de pollen ; les grandes valeurs ont été enregistrées par l'espèce *Rumex coloratus* (Famille des Polygonacées) ; l'espèce *Zygophyllum allium* (Famille des Zygophyllacées) se caractérise par les petits grains de pollen.
- ✚ L'étude corrélative des deux paramètres **DP** et **DE** montre que 62 % des espèces étudiées ont marquées une corrélation significative à hautement significative: plus le DP augmente, le DE augmente en parallèle et inversement.
- ✚ La corrélation négative des deux diamètres (**DP** et **DE**) est exprimée morphologiquement par la forme prolé ou la forme oblé du grain de pollen.
- ✚ L'analyse de la variabilité morphologique intra-spécifique des deux diamètres **DP** et **DE** des grains de pollen des espèces étudiées fait ressortir une variabilité exprimée par la forme légèrement variable des grains de pollen au sein de la même espèce ; cette variabilité intra-

spécifique de la forme est liée à une croissance non proportionnée sur les deux axes polaire **P** et équatorial **E** de 74 % des espèces étudiées.

II. Quant à l'étude des grains de pollen par la microscopie électronique à balayage, les résultats ont été comme suit :

- ✚ 46 % des espèces ont un pollen dit tricolporé suivie par l'aspect monocolporé, avec 12 % des espèces, qui vient de caractériser les familles choisies.
- ✚ L'analyse de la forme confirme la dominance de la forme prolate (32 %) des grains de pollen pour la quasi-totalité des familles botaniques suivie par la forme arrondie (22 %) et la forme ovale (20 %).
- ✚ Les grains de pollen de cette étude ont, dans la majorité, une exine dite ponctuée (38 %) ; l'aspect lisse de l'exine se présente chez 30 % des grains de pollen étudiés suivi par l'aspect réticulé avec 10 %.
- ✚ L'étude de la fertilité des grains de pollen, montre que la majorité des plantes étudiées, ont engendrées des taux compris entre deux pourcentages très élevés 70 et 80 %.
- ✚ L'étude corrélative du taux de fertilité avec la taille du grain de pollen est réalisée par l'analyse de la variance des deux paramètres. Une corrélation significative négative a été enregistrée par la quasi totalité des espèces étudiées dont la fertilité des grains de pollen diminue avec l'augmentation de la taille de ceux-ci et contrairement. La corrélation significative positive est exprimée par l'augmentation ou la diminution parallèle de ces mêmes paramètres.

Dans la perspective de l'étude descriptive du pollen steppique ; les résultats de cette étude, sont en premier, une ébauche pour des travaux ultérieurs menés sur une analyse de structure approfondie.

Une description de référence nécessite des observations à différents grossissements pour les deux types de microscope (Photonique et Electronique).

D'autres analyses faites par la microscopie électronique à transmission devront suivre cette analyse dans le but d'identifier le type structural de l'exine du pollen steppique.

Références

bibliographiques

Références bibliographiques

Abdelguerfi A. (1988).

Les ressources phylogénétiques d'intérêts fourragers, états de la recherche à l'Institut National Agronomique. Annales I.N.A. El harrach. Tome I. Vol.2. Pp.95-111

Abdoun F. (2001).

Exemple de fécondation par le pollen. IMEP
CNRS.Marseille.INRA.URL : www.inra.fr/presse/communiqués/comm_47.htm.

Alphandry R. (1981).

Un rucher naïf. Ed .L.U.A. Paris, Pp.31-129

Benabid A. (2000).

Flore et écosystème du maroc, evaluation et préservation de la biodiversité. / Préface du professeur Quezel. Edit : Ibis Press (Paris).

Librairie et édition Kalila wa Dimna- Rabat. 359p.

Bigazzi M. et Selvi F. (2000).

Stigma form and srface in the tribe boragineae (boraginaceae): micromorphological diversity, relationships with pollen, and systematic relevance. R.C.B.(Revue Canadienne de botanique) 78(3).Pp. 388-408

Bonnefille R. et Riollet G. (1980).

Pollens des savanes d'afrique orientale. Edit du Centre National de la Recherche Scientifique. Paris.129p.

Bouattoura N. (1988).

Les ressources phylogénétiques ; importance préservation-
Programme en cours. Annales I.N.A. El-harrach.Tome I.Vol.2.Pp.43-70

Boucher A., Belmonte J., Hidalgo P., Thonnat M. et Galan C. (2001).

Reconnaissance 3D de grains de pollen basée sur la connaissance palynologique . Agnes.cortell@sophia.inria.fr
www.ifi.refer.org/personnel/alain.boucher/publis/index.html-25k

Boudy P. (1948).

Economie forestière nord Africaine, milieu physique et humain. Larose,

Paris. 686p.

Caillas A. (1968).

Quelques notions de palynologie pratiques pollens spécifiques de la
flore du Sud Est Méditerranéen Français

Chataeuneuf J.J. et Reyere Y. (1974).

Elément de palynologie, applications
géologiques. Laboratoire de Paléontologie de l'Université de Genève. Pp. 30-41

Chenu C. (2000).

Qu'est ce que la microscopie électronique ? Service de Microscopie
électronique. Centre de Versailles. INRA.

Dany B. (1983).

La récolte moderne du pollen. Ed européennes apicoles Bruxelles. 140p.

Djebaili S. (1984).

Steppe algérienne, phytosociologie et écologie. Office des Publications
Universitaires. Académie de Montpellier. Université des Sciences et Techniques
du Languedoc. 176 p.

Delpine L. (2004).

La microscopie électronique.

Webiologie.free.fr/techniques/microscopie/électronique.html. 10k

Donadieu Y. (1978).

Le pollen thérapeutique naturel. 2 Ed Librairie, Maloine, Paris. 36p.

Duval A. et Bouquillon A. (2004).

La microscopie électronique à balayage. Laboratoire de
recherche des musées de France.

Dulucq N. et Tulon M. (1998).

La palynologie et l'environnement du passé. Conférence
de M.F. Diot, Ingénieur de Recherche au Centre National de Préhistoire, UMR
9933 du CNRS.

E. E. C. (1996).

Etude du schéma directeur d'assainissement de la ville de Messaad.

Mission1.Pp.45-57

Ferguson K.I. et Muller J. (1976).

The evolutionary significance of the exine.Linnean

Society Symposium Series, N°1. Academic Press. Pp.499-509

Fischer J.C. et Gayrard-Valy Y. (1977).

Je découvre les fossiles. Collection agir et
connaître. Imprimerie Louis-Jean, Publications scientifiques et littéraires.
TYPO-OFFSET.137p.

Gallant D.J. (1981).

Techniques d'analyse et de contrôle dans les I.A.A. les principes des
techniques d'analyse, techniques et documentation (Microscopie électronique).

APRIA. Pp. 224-242

Gorenflot R. (1997).

Biologie végétale, plantes supérieures, appareil végétatif. 6^{ème}

édition de l'abrégé. Enseignement des sciences de la vie. Masson édition.286p.

**Gouyon P.H. , Penet L., Sannier J., Forchiono A. , Raquin C. , Ressayre A. , Allbert
B. et Nadot S. (2004).**

Evolution de la morphologie du pollen : contrainte ou sélection.

Petit pois Dérivé M.N.H.N.

**Guerin B. , Bousquet , Cour P. , Ervard J. , Guerin F. , Nolard N. , Peltre G. et Sell
Y. (1993).**

Pollen et allergies. Edit : Allerbio..279 p.

Guillaumin D. (1980).

La pratique d microscope électronique à balayage en biologie.

Masson, Paris, New York, Barcelone, Milan.124 p

Hakimi M. (1988).

Contribution des méthodes traditionnelles à la conservation et la
gestion des ressources phylogénétiques. Annales I.N.A. El-harrach.

TomeI Vol.2.Pp.36-42

Heller R. ; Esnault R. et Lance C. (1995).

Physiologie végétale.2. Développement. 5^{ème} Edition Masson.Pp.240-251

Hervé M. (2002).

La biodiversité du vivant menacée par la mondialisation

Terresacree.org/mondial2.htm-19k (www.sos-planet.org).

Hoen P. (1993).

Glossary of pollen and spore terminology. La boratoire de paleobotany et de palynologie. Second and revised edition Lightspam, academy excellence. Award. 88p.

Hubert C. et Bastien C. (1999).

Gain génétique, risque économique, risque écologique :

quels liens ? Revue Forestière. Fr. Li. 4. Pp. 496-508

Isik K.; Yaltrik F. et Akesen A. (2001).

Forêts, diversité biologique et conservation du

patrimoine naturel. www. Fao.org/montes/foda/wforcog/publi/v2/tof.htm_6k

Jahier J. Chevre A.M. ; Eber F. ; Delmore R. et Tanguy A.M. (1992).

Techniques de cytogénétique végétale. INRA. Paris.180p.

Jeanne F. (1983).

Les répulsifs chimiques en apiculture. Ed Opida.36 p.

Laaidi K. (2005).

Synergie entre pollution biologique et pollution chimique, les risques

croisés. Climat et santé- centre d'épidémiologie de population, faculté de médecine.

Lecochec F. (1990).

Variabilité génétique, héritabilité et corrélation de 15 caractères d'une population de clones de topinambour (*Helianthus tuberosus* L.).

Amélioration des plantes. Agronomie 10, Elsevier/INA. France. Pp.790-809

Lehouerou H.N. (1986).

The desert and arid zones of North Africa. Elsevier Science
Publishers B. V., Amsterdam. Pp. 101-104

Lehouerou H.N. (1995).

Bioclimatologie et biogéographie des steppes arides d nord de
l'Afrique, diversité biologique, développement durable et désertisation. Options
Méditerranéennes. CIHEAM.153p.

Lepart J. (1997).

De la diversité spécifique à la biodiversité, les raisons d'un succès.
Pp.4-10

Leroyer C. et Allenet G. (2004).

La palynologie. Centre National de Préhistoire, Perigeux.
Association d'Aéropalynologie, perigourdine.

Louveaux J. ; Maurizio A. et Vorwohl G. (2005).

Les méthodes de la mélikso-palynologie. Commission Internationale de
Botanique Apicole de l'U.L.S.B., Institut National de la Recherche
Agronomique, [mailto: cetam@club-internet.fr](mailto:cetam@club-internet.fr)

Louveaux J. (1968).

Composition, propriétés et technologie du miel in « traité de biologie
de l'abeille ». Tome 3, les produits de la ruche. Edit. Masson et Cie,
Paris.Pp.277-319

Mal K.T. et Hermann P.B. (2000).

Quantitative evaluation of pollen polymorphism in a
tristylous weed, *Lythrum salicaria* (Lythraceae). Revue Canadienne de
botanique 78(8). Pp.1086-1094

Marchanel P. (1994).

L'homme et l'abeille. Ed. Sud, Paris, Pp.37-40

Ozenda P. (1958).

Flore du Sahara septentrional et central. Ed. CNRS. France.Centre National de
la Recherche Scientifique. 463 p.

Parizeau M.H. (1997).

La biodiversité. Tout conserver ou tout exploiter ? Sciences
éthiques sociétés. Doebock université. 209p.

Pesson P. et Louveaux J. (1984).

Pollinisation et productions végétales. INRA. Paris. 189p.

Pokrovskaia M. (1950).

Analyse pollinique. Annales des services d'information
géologique du B.R.G.G.M. N°24. Pp. 34-45

Pons A. (1958).

Le pollen. Que sais-je ? Le point des connaissances actuelles. N°783. Paris. 125 p.

Prost J.P. (1987).

L'apiculture, connaître l'abeille, connaître le rucher. Ed. J.B. Baillière,
Paris, Pp.309-348

Pouget M. (1980).

Les relations sol climat végétation dans les steppes sud Algérois. Thèse
DOC. Ed. Orostom. Paris. 555 p.

Quezel P. (2002).

Réflexions sur l'évolution de la flore et de la végétation du Maghreb
Méditerranéen. Ibis Press- Paris. Pp.65-67

Quezel P. et Medail F. (2003).

Ecologie et biogéographie des forêts du bassin
méditerranéen. Collection Environnement. Editions Scientifiques et Médicales
Elsevier SAS. Pp.94-97

Rabiet E. (1986).

Choix et culture des plantes apicoles. Ed. Rabiet. Pp .1-3

Reille M. (1990).

Leçons de palynologie et d'analyse pollinique. Edition du Centre
National de la Recherche Scientifique. Paris. Pp. 1-59 et 199-201

Renault-Miskovsky J. et Petzold M. (1989).

Spores et pollen. Edition La Duraulie. 360p.

Renault J. Rabiet E. et Jeanne (1992).

Spores et pollens. Ed. Neuchatel- Suisse.Pp. 92- 194

Riad B. (2003).

La steppe algérienne, l'avancée du désert. Voila.fr/desertification-1k

Ricciadelli d'albore G. (1998).

Mediterranean melissopalynologie. Institute of

Agricultural Entomology, University of Perugia, Italy. 466p.

Robards A.W et Hall Mc Graw (1970).

Electron microscopy and ultrastructure. Publishing Company Limited. 297p.

Roulston H.T.; Cane H.J. et Buchmann L.S. (1999).

What governs protein content of pollen: pollinator preferences, pollen-pistil interactions, or phylogeny? Ecological Monographs: Vol.70, N° 4, Pp.617-643

Usinger H. (1980).

Une relation entre la taille du pollen et le climat ? Mémoires du

Muséum National d'Histoire Naturelle. Nouvelle Série, Série B, Botanique

TOME XXVII. Paris. Editions du Muséum. Pp.51-55

Van Compo M. (1982).

Pollen et spores. Publication trimestrielle, Muséum National

d'Histoire Naturelle. Paris. Vol. XXIV- N°3-4. Pp.369-395

Wang B.S.P. ; Downie B. et Charest P.J. (1994).

Conservation ex situ de pollen et de graines et de culture invitante de plantes ligneuses pérennes. FAO. Pp. 29-46

Yousfi M. (1997).

Etude phytosociologique des groupements végétaux steppiques –cas de

la région de Aïn Maabed, Wilaya de Djelfa. Mémoire d'Ingénieur INFSA,

Mostaganem, Alger.73p.

Amberes

The image features the word "Amberes" written in a highly decorative, cursive script. The letters are filled with a vibrant, multi-colored landscape photograph showing a river, green hills, and a blue sky. The text is set against a white background and is accompanied by a large, semi-transparent, light green shadow that follows the curve of the letters, creating a sense of depth and movement.

Annexes

Tableau 5 : Mesures et forme des grains de pollen étudiés.

N	Espèce	Var DP	Var DE	E-type DP	E-type DE	N	P	DP/DE	Forme
1	<i>A. cyanophylla</i>	104,340	181,920	10,210	13,490	0,940	p=,000	DP < DE	Bréviaxe
2	<i>A. dentata</i>	26,840	10,820	5,180	3,290	-0,119	p=,530	DP > DE	Longiaxe
3	<i>A. roseum</i>	26,130	3,100	5,110	1,760	0,021	p=,913	DP > DE	Longiaxe
4	<i>A. tenuifolius</i> Cavan	105,410	225,590	10,270	15,020	0,011	p=,954	DP > DE	Longiaxe
5	<i>A. canescens</i>	44,690	42,000	6,690	6,480	0,594	p=,001	DP > DE	Longiaxe
6	<i>B. incrasatum</i>	31,680	60,700	5,630	7,790	0,884	p=,000	DP < DE	Bréviaxe
7	<i>C. coronarium</i>	28,530	30,990	5,340	5,570	0,721	p=,000	DP > DE	Longiaxe
8	<i>D. acris</i>	20,160	21,520	4,490	4,640	0,785	p=,000	DP > DE	Longiaxe
9	<i>D. eruroides</i>	22,760	194,990	4,770	13,960	-0,259	p=,167	DP > DE	Longiaxe
10	<i>E. pycnanthum</i>	74,370	38,250	8,620	6,180	-0,608	p=,000	DP < DE	Bréviaxe
11	<i>E. L.angustifolia</i>	21,500	47,500	4,640	6,890	0,607	p=,000	DP > DE	Longiaxe
12	<i>E. violacee</i>	107,070	45,660	10,350	6,760	0,686	p=,000	DP > DE	Longiaxe
13	<i>E. visicaria</i>	10,460	7,600	3,230	2,760	0,441	p=,015	DP > DE	Longiaxe
14	<i>E. bocconeii</i>	13,300	2,040	3,650	1,430	-0,366	p=,047	DP > DE	Longiaxe
15	<i>E. akenocarpa</i>	68,360	28,860	8,270	5,370	-0,466	p=,010	DP > DE	Longiaxe
16	<i>Hi. ruficomum</i>	130,200	66,090	11,410	8,130	0,119	p=,530	DP > DE	Longiaxe
17	<i>H. virgatum</i>	71,390	13,930	8,450	3,730	-0,071	p=,710	DP > DE	Longiaxe
18	<i>L. jolyi</i>	14,800	25,110	3,850	5,010	-0,307	p=,100	DP > DE	Longiaxe
19	<i>M. sylvestris</i>	90,730	547,720	9,530	23,400	0,072	p=,704	DP < DE	Bréviaxe
20	<i>M. desrti</i>	18,650	23,000	4,320	4,800	0,850	p=,000	DP < DE	Bréviaxe
21	<i>M. arvensis</i>	3,860	5,280	1,960	2,300	-0,062	p=,745	DP > DE	Longiaxe
22	<i>M. prostata</i>	17,290	24,450	4,160	4,940	0,109	p=,565	DP > DE	Longiaxe
23	<i>N. oleander</i>	18,740	154,040	4,330	12,410	0,609	p=,000	DP > DE	Longiaxe
24	<i>O. argentea</i>	45,710	24,460	6,760	4,950	0,457	p=,011	DP > DE	Longiaxe
25	<i>O. cernua</i>	38,690	22,100	6,220	4,700	-0,407	p=,026	DP > DE	Longiaxe
N	Espèce	Var DP	Var DE	E-type DP	E-type DE	N	P	DP/DE	Forme
26	<i>O. cherifolia</i>	9,980	56,830	3,160	7,540	-0,534	p=,002	DP > DE	Longiaxe

27	<i>P. rhoeas</i>	36,740	54,810	6,060	7,400	-0,132	p=,486	DP > DE	Longiaxe
28	<i>P. harmala</i>	5,150	8,440	2,270	2,910	0,111	p=,560	DP > DE	Longiaxe
29	<i>P. halipensis</i>	1575,470	1339,230	39,690	36,600	-0,603	p=,000	DP > DE	Longiaxe
30	<i>P. atlantica</i>	32,320	12,980	5,690	3,600	0,426	p=,019	DP > DE	Longiaxe
31	<i>P. equisetiforme</i>	19,220	16,030	4,380	4,000	0,586	p=,001	DP > DE	Longiaxe
32	<i>R. raphanistrum</i> L.	40,340	3,840	6,350	1,960	0,287	p=,124	DP > DE	Longiaxe
33	<i>R. rugosum</i>	18,640	5,790	4,320	2,410	-0,243	p=,196	DP > DE	Longiaxe
34	<i>R. arabica</i>	7,440	6,650	2,730	2,580	-0,053	p=,782	DP < DE	Bréviaxe
35	<i>R. herba alba</i>	9,480	143,860	3,080	11,990	0,474	p=,008	DP > DE	Longiaxe
36	<i>R. retam</i>	12,020	12,030	3,470	3,470	0,460	p=,010	DP > DE	Longiaxe
37	<i>R. officinalis</i>	837,740	749,920	28,940	27,380	0,771	p=,000	DP > DE	Longiaxe
38	<i>R. acetosella</i>	279,920	333,920	16,730	18,270	0,652	p=,000	DP > DE	Longiaxe
39	<i>S. verbenaca</i>	164,790	192,760	12,840	13,880	0,949	p=,000	DP > DE	Longiaxe
40	<i>S. stellata</i>	80,810	38,210	8,990	6,180	0,263	p=,160	DP > DE	Longiaxe
41	<i>S. canina</i>	8,660	9,300	2,940	3,050	0,011	p=,953	DP > DE	Longiaxe
42	<i>S. sediforme</i>	8,310	4,390	2,880	2,090	-0,075	p=,692	DP > DE	Longiaxe
43	<i>S. ceratioides</i>	25,330	51,520	5,030	7,180	-0,312	p=,094	DP > DE	Longiaxe
44	<i>S. parviflora</i>	33,330	54,810	5,770	7,400	-0,428	p=,018	DP > DE	Longiaxe
45	<i>S. tenacissima</i>	237,990	163,800	15,430	12,800	0,615	p=,000	DP > DE	Longiaxe
46	<i>T. polium</i>	150,400	81,800	12,260	9,040	0,889	p=,000	DP > DE	Longiaxe
47	<i>T. garganica</i>	18,930	10,270	4,350	3,200	0,622	p=,000	DP > DE	Longiaxe
48	<i>T. algeriensis</i>	207,790	98,400	14,420	9,920	0,560	p=,001	DP > DE	Longiaxe
49	<i>V. pyramidata</i>	39,510	7,250	6,290	2,690	-0,398	p=,029	DP > DE	Longiaxe
50	<i>Z. allum</i>	2,240	0,550	1,500	0,740	-0,624	p=,000	DP < DE	Bréviaxe

Tableau 7 : Description morphologique des grains de pollen étudiés.

N°	espèce	structure	symétrie	forme	aspect	ornementation
1	<i>A. cyanophylla</i>	polyade	bilatérale	polyade	inaperturé	lisse
2	<i>A. dentata</i>	monade	bilatérale	prolé	monocolporé	ponctuée
3	<i>A. roseum</i>	monade	bilatérale	oblé	monocolporé	ponctuée
4	<i>A. tenuifolius</i> Cavan	monade	bilatérale	suboblé	monocolporé	intectée
5	<i>A. canescens</i>	monade	radiale	arrondie	diporé	fovéolée
6	<i>B. incrasatum</i>	monade	radiale	arrondie	périporé	ponctuée
7	<i>C. coronarium</i>	monade	radiale	arrondie	inaperturé	échinulée
8	<i>D. acris</i>	monade	radiale	arrondie	multicolporé	réticulée
9	<i>D. eruroides</i>	monade	radiale	subprolé	tricolpé	réticulée
10	<i>E. pycnanthum</i>	monade	radiale	prolé	dicolporé	réticulée
11	<i>E. L.angustifolia</i>	monade	radiale	oblé sphérique	tricolporé	lisse
12	<i>E. violacee</i>	monade	radiale	perprolé	tricolporé	fovéolée
13	<i>E. visicaria</i>	monade	radiale	ovale	monocolpé	intectée
14	<i>E. bocconeii</i>	monade	radiale	ovale	monocolpé	réticulée
15	<i>E. akenocarpa</i>	monade	radiale	arrondie	tricolporé	ponctuée
16	<i>H. ruficomum</i>	monade	radiale	prolé	tricolporé	ponctuée
17	<i>H. virgatum</i>	monade	radiale	prolé	tricolporé	ponctuée
18	<i>L. jolyi</i>	monade	radiale	prolé	tricolporé	lisse
19	<i>M. sylvestris</i>	monade	radiale	oblé	périporate	échinulée
20	<i>M. deserti</i>	monade	radiale	arrondie	triporé	échinulée
21	<i>M. arvensis</i>	monade	radiale	arrondie	tricolporé	intectée
22	<i>M. prostata</i>	monade	radiale	prolé	tricolporé	intectée
23	<i>N. oleander</i>	monade	radiale	prolé	polyrugate	ponctuée
24	<i>O. argentea</i>	monade	radiale	ovale	monocolporé	ponctuée
25	<i>O. cernua</i>	monade	radiale	prolé	monocolporé	ponctuée

N°	espèce	structure	symétrie	forme	aspect	ornementation
26	<i>O. cherifolia</i>	monade	radiale	subprolé	tricolporé	échinulée
27	<i>P. rhoeas</i>	monade	radiale	ovale	tricolporé	ponctuée
28	<i>P. harmala</i>	monade	radiale	prolé	tricolporé	lisse
29	<i>P. halipensis</i>	monade visiculé	bilatérale		inaperture	ponctuée
30	<i>P. atlantica</i>	monade	radiale	arrondie	stephanoporé	ponctuée
31	<i>P. equisetiforme</i>	monade	radiale	ovale	tricolporé	lisse
32	<i>R. raphanistrum</i> L.	monade	radiale	subblé	tricolporé	ponctuée
33	<i>R. rugosum</i>	monade	radiale	arrondie	dicolporé	réticulée
34	<i>R. arabica</i>	monade	radiale	arrondie	tricolporé	ponctuée
35	<i>R. herba alba</i>	monade	radiale	arrondie	tricolporé	lisse
36	<i>R. retam</i>	monade	radiale	sphérique	tricolporé	lisse
37	<i>R. officinalis</i>	monade	radiale	suboblé	stephanocolpé	ponctuée
38	<i>R. acetosella</i>	monade	radiale	prolé	tricolporé	lisse
39	<i>S. verbenaca</i>	monade	radiale	suboblé	stephanoporé	lisse
40	<i>S. stellata</i>	monade	radiale	suboblé	monocolporé	ponctuée
41	<i>S. canina</i>	monade	radiale	ovale	tricolporé	ponctuée
42	<i>S. sediforme</i>	monade	radiale	ovale	tricolporé	striée
43	<i>S. ceratioides</i>	monade	radiale	oblate	stephanocolpé	ponctuée
44	<i>S. parviflora</i>	monade	radiale	prolé	tricolporé	lisse
45	<i>S. tenacissima</i>	monade	radiale	ovale	monoporé	lisse
46	<i>T. polium</i>	monade	radiale	ovale	dicolpé	lisse
47	<i>T. garganica</i>	monade	radiale	prolé	tricolporé	lisse
48	<i>T. algeriensis</i>	monade	radiale	ovale	stephanoporé	lisse
49	<i>V. pyramidata</i>	monade	radiale	sphérique	tricolporé	ponctuée
50	<i>Z. allum</i>	monade	radiale	prolé	tricolporé	lisse

Tableau 9 : Statistique descriptive du taux de fertilité des grains de pollen des plantes étudiées.

N°	Espèce	Moy	Var	E-type	N°	Espèce	Moy	Var	E-type
1	<i>A. cyanophylla</i>	60,412	333,381	18,259	26	<i>O. cherifolia</i>	78,787	223,138	14,938
2	<i>A. dentata</i>	95,478	73,533	8,575	27	<i>P. rhoeas</i>	79,894	631,793	25,135
3	<i>A. roseum</i>	72,688	622,521	24,950	28	<i>P. harmala</i>	80,725	282,657	16,812
4	<i>A. tenuifolius</i> Cavan	76,011	105,248	10,259	29	<i>P. halipensis</i>	75,376	217,691	14,754
5	<i>A. canescens</i>	64,284	859,177	29,312	30	<i>P. atlantica</i>	79,172	312,497	17,678
6	<i>B. incrasatum</i>	75,766	466,507	21,599	31	<i>P. equisetiforme</i>	83,739	222,108	14,903
7	<i>C. coronarium</i>	60,022	598,465	24,464	32	<i>R. raphanistrum</i> L.	82,078	159,821	12,642
8	<i>D. acris</i>	79,535	388,145	19,701	33	<i>R. rugosum</i>	77,590	251,278	15,852
9	<i>D. erucoïdes</i>	70,103	653,419	25,562	34	<i>R. arabica</i>	78,009	258,715	16,085
10	<i>E. pycnanthum</i>	64,090	482,643	21,969	35	<i>R. herba alba</i>	79,876	442,723	21,041
11	<i>E. L.angustifolia</i>	73,977	402,102	20,052	36	<i>R. retam</i>	80,486	259,215	16,100
12	<i>E. violacee</i>	82,311	562,377	23,715	37	<i>R. officinalis</i>	74,832	455,830	21,350
13	<i>E. visicaria</i>	80,220	335,389	18,314	38	<i>R. acetosella</i>	74,471	353,520	18,802
14	<i>E. bocconeï</i>	80,089	336,247	18,337	39	<i>S. verbenaca</i>	59,667	854,510	29,232
15	<i>E. akenocarpa</i>	73,031	546,320	23,373	40	<i>S. stellata</i>	81,017	545,892	23,364
16	<i>H. ruficomum</i>	79,999	461,106	21,473	41	<i>S. canina</i>	68,662	856,989	29,274
17	<i>H. virgatum</i>	86,443	114,649	10,707	42	<i>S. sediforme</i>	76,391	582,481	24,135
18	<i>L. jolyi</i>	77,233	201,427	14,193	43	<i>S. ceratioides</i>	79,497	716,900	26,775
19	<i>M. sylvestris</i>	63,217	364,523	19,092	44	<i>S. parviflora</i>	74,474	365,718	19,124
20	<i>M. deserti</i>	71,208	406,543	20,163	45	<i>S. tenacissima</i>	87,777	663,850	25,765
21	<i>M. arvensis</i>	76,044	523,503	22,880	46	<i>T. polium</i>	74,980	464,174	21,545
22	<i>M. prostata</i>	81,674	185,062	13,604	47	<i>T. garganica</i>	74,213	225,211	15,007
23	<i>N. oleander</i>	84,545	261,883	16,183	48	<i>T. algeriensis</i>	84,468	290,406	17,041
24	<i>O. argentea</i>	82,646	169,613	13,024	49	<i>V. pyramidata</i>	77,873	383,166	19,575
25	<i>O. cernua</i>	82,405	211,578	14,546	50	<i>Z. allum</i>	82,218	220,353	14,844