

République Algérienne Démocratique et Populaire
الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
Ministère de l'enseignement supérieur et de la recherche scientifique
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ecole Nationale Supérieure Agronomique d'El Harrach
المدرسة الوطنية العليا للفلاحة بالحراش

THESE

En vue de l'obtention du Diplôme de Doctorat En Sciences Agronomiques
Spécialité : Production Animale

Présentée et Soutenue Publiquement par :

Chahra MAKHLOUFI

MELISSOPALYNOLOGIE ET ETUDE DES ELEMENTS BIOACTIFS DES MIELS ALGERIENS

Devant le Jury composé de :

Président :	Mme B. DOUMANDJI-MITICHE	Professeur à l'ENSA d'Alger
Directeur de thèse:	Mr A. CHOUKRI	Professeur à l'Université de Djelfa
Examineur :	Mr M. B. LAHRECH	Professeur à l'Université de Djelfa
Examineur :	Mr M. L. BERKANI	Maître de Conférences à l'ENSA d'Alger
Examineur :	Mr M. SAHNOUN	Maître de Conférences à l'Université de Tiaret
Examineur :	Mr L. BOUKRAA	Maître de Conférences à l'Université de Tiaret

Année Universitaire 2010/2011

REMERCIEMENTS

Je remercie tout d'abord notre grand Dieu qui m'a donné la volonté et le courage pour faire ce travail.

Je tiens à remercier vivement mon Directeur de Thèse Mr A Choukri qui a bien voulu suivre et diriger ce travail, qu'il reçoive l'expression de ma profonde gratitude.

Je remercie le Professeur B Doumandji-Mitiche pour avoir bien voulu nous faire l'honneur de présider le jury. Qu'elle trouve ici l'expression de mes sentiments les plus respectueux.

Mes vifs remerciements vont à Mr M. B. Lahrech, à Mr M. L. Berkani, à Mr M. Sahnoun et à Mr L. Boukraa pour l'honneur qu'ils me font en acceptant de juger ce travail.

Je dois beaucoup à monsieur P. Schweitzer, responsable du Laboratoire d'Analyses et d'Ecologie Apicole à Guénange (France) ainsi qu'à tous les membres de son équipe. Qu'ils reçoivent l'expression de ma profonde gratitude pour toute l'aide et les précieux conseils et orientations qu'ils ont données lors de la réalisation du présent travail.

Je tiens à remercier vivement Mme L. Persano Oddo, Mr G. Ricciardelli d'Albore, Professeurs à l'université de Perugia (Italie) et Mr J.D. Kerkvliet, Professeur à l'Université de Netherlands, pour leurs aides et leurs précieux conseils.

J'exprime ma profonde reconnaissance à ma mère, à mon fils et à tous les membres de ma famille pour leurs aides et leurs encouragements.

Résumé

Ce travail vise à évaluer la qualité des miels algériens qui ont fait l'objet de peu d'études et de vérifier leur conformité avec les normes internationales.

L'étude a été effectuée sur 66 échantillons de miels provenant de différentes régions d'Algérie sur la base des analyses microscopiques (analyse méliissopalynologique qualitative et quantitative) et physico-chimiques.

Les résultats des analyses physico-chimiques indiquent que 83,33% des échantillons sont en conformité avec les valeurs fixées par les normes internationales.

L'exclusion du reste des miels est due aux taux élevés d'hydroxy-méthyl-furfural, à l'activité diastasique non conforme aux normes et à la teneur en eau élevée.

Les caractéristiques polliniques ont permis de tirer les conclusions suivantes:

- 124 types polliniques appartenant à 49 familles ont été identifiés, dont les fabacées, astéracées, apiacées, Myrtacées et Brassicacées sont les principales familles;
- La dominance pollinique a été remarquée dans 41 échantillons par l'*Eucalyptus*, *Hedysarum*, *Pimpinella*, *Cistus*, *Tamarix*, *Rubus*, *Daucus*, *Vicia*, *Citrus*, *Centaurea* et Crassulacées Type *Sedum*
- Plus de 87% des échantillons possèdent moins de 18 formes polliniques;
- Plus de 40,9% des échantillons appartiennent à La classe II des miels moyennement riches en pollens.

Mots clés: Miel, Analyses physico-chimiques, Melissopalynologie, Origine florale, Plante mellifère.

Summary

This work aims to evaluate the quality of Algerian honeys and to check their compliance with the international standards as up to now not many papers have been dealing with this subject. Microscopic (qualitative and quantitative melissopalynological studies) as well as physico-chemical analyses have been carried out on 66 honey samples, originating from different regions.

Results of physico-chemical analyses indicated that 83,33% of the samples did comply with the international standards. The other samples had an elevated amount of HMF, too low diastase activity or too high moisture content.

From pollen analyses the following conclusions could be drawn:

- 124 pollen types were identified originating from 49 families of which the Fabaceae, Asteraceae, Apiaceae, Myrtaceae and Brassicaceae were the most important.
- In 41 samples predominant pollen grains were encountered: *Eucalyptus*, *Hedysarum*, *Pimpinella*, *Cistus*, *Tamarix*, *Rubus*, *Daucus*, *Vicia*, *Citrus*, *Centaurea* and Crassulaceae, type *Sedum*.
- More than 87% of the samples contained less than 18 pollen types.
- Concerning the pollen richness it was found that the majority of the samples belonged to class II.

Key words : Honey, Physico-chemical analyses, Melissopalynology, Floral origin, Melliferous plants.

الملخص

يهدف هذا العمل إلى تقييم جودة العسل الجزائري، حيث كان هذا الأخير محل قليل من الدراسات الخاصة بتطابقه مع المعايير الدولية. وقد أجريت الدراسة على 66 عينة من العسل من مناطق مختلفة من الجزائر وهذا على أساس التحليل المجهرى (تحليل الطلعي النوعي و الكمي) والخصائص الفيزيوكيميائية. نتائج التحاليل الفيزيوكيميائية تشير إلى أن نسبة 83,33% من العينات تتطابق مع النتائج الخاصة بالمعايير الدولية. استبعاد بقية العسل بسبب ارتفاع معدلات هيدروكسي ميثيل فورفورال في النشاط الخميري لم يتطابق مع المعايير الدولية مع ارتفاع كمية الماء.

وقد ساعدت خصائص حبوب الطلع من استخلاص النتائج التالية :

- ◆ 124 نوع من حبوب الطلع تنتمي إلى 49 عائلة التي تم تحديدها منها: البقوليات (fabacées)، النجميات (astéracées)، السناريات (apiacées)، آسيات (Myrtacées)، و الصليبيات (Brassicacées)، حيث تعتبر أهم العائلات.
- ◆ حبوب الطلع المهيمنة التي لوحظت كانت في 41 عينة منها: أوكالبتوس (*Eucalyptus*)، الحمضيات (*Citrus*)، بيقة (*Vicia*)، جزر (*Daucus*)، عليق (*Rubus*)، العريش (*Tamarix*)، قستوس (*Cistus*)، النباتات الشحمية (*Crassulacées Type Sedum*)، القطريون (*Centaurea*)، إيدوصارون (*Hedysarum*)، و أنيسون (*Pimpinella*).
- ◆ أكثر من 87% من العينات لديها أقل من 18 شكل طلعي.
- ◆ القسم الثاني من العسل الذي لديه غنى متوسط من حبوب الطلع هو المهيمن في العسل الذي أجري له تحليل.

الكلمات المفتاحية : العسل ، التحاليل الفيزيوكيميائية ، التحاليل الطلعي ، أصل الزهرة النبات الزهرية.

SOMMAIRE

INTRODUCTION.....	01
-------------------	----

CHAPITRE I. MIEL ET ÉLÉMENTS BIOACTIFS

1. MIEL.....	04
1.1. Origine.....	04
1.2. Composition chimique	06
1.3. Types	06
1.3.1. Matières premières.....	06
1.3.2. Miel de nectar	07
1.3.3. Miel de miellat	07
1.3.4. Miel biologique	08
1.3.5. Miel toxique.....	08
1.4. Technologie	08
1.4.1. Pasteurisation.....	08
1.4.2. Ensemencement.....	08
1.4.3. Conservation.....	08
1.5. Altération	08
1.5.1. Vieillesse.....	09
1.5.2. Traitement thermique	09
1.5.3. Fermentation	09
1.6. Cristallisation	09
2. PRINCIPAUX ELEMENTS BIOACTIFS.....	10
2.1. Activité antibactérienne	10
2.2. Teneur en eau	10
2.3. Acidité et pH.....	11
2.4. Sucres	11
2.5. Enzymes.....	12
2.6. Peroxyde d'hydrogène ou eau oxygénée (H ₂ O ₂).....	12
2.7. Poly phénols.....	12
2.8. Cendres.....	13
2.9. Conductivité électrique.....	13
2.10. Coloration.....	14
2.11. Hydroxymethylfurfural (HMF).....	14

CHAPITRE II. PALYNOLOGIE ET MÉLISSOPALYNOLOGIE

1. PALYNOLOGIE	15
1.1. Pollen.....	15
1.1.1. Nomenclature de détermination des grains de pollen	16
1.1.1.1. Polarité et symétrie.....	17
1.1.1.2. Forme.....	17
1.1.1.3. Taille.....	18
1.1.1.4. Apertures.....	18
1.1.1.5. Sporoderme.....	21
2. MÉLISSOPALYNOLOGIE.....	23
2.1. Analyse pollinique qualitative.....	23
2.2. Analyse pollinique quantitative.....	24
2.3. Origine du pollen présent dans le miel.....	25
2.4. Problèmes posés en méliissopalynologie.....	25

CHAPITRE III. ANALYSE DES ÉLÉMENTS BIOACTIFS

1. ORIGINE DES MIELS ETUDIÉS ET DESCRIPTION DE LA ZONE D'ETUDE	26
2. MATERIEL ET METHODOLOGIE.....	30
2.1. Détermination du pH, de l'acidité libre, des lactones et de l'acidité totale.....	31
2.2. Humidité	31
2.3. Peroxyde d'hydrogène ou eau oxygénée (H ₂ O ₂).....	32
2.4. Activité de l'amylase.....	32
2.5. Activité de l'invertase.....	33
2.6. Hydroxyméthylfurfural (HMF).....	35
2.7. Polyphénols.....	36
2.8. Conductivité électrique.....	36
2.9. Cendres.....	36
2.10. Couleur.....	37
2.11. Sucres.....	37
3. RESULTATS ET DISCUSSION.....	39
3.1. Résultats.....	39
3.2 Discussion.....	41
3.2.1. Humidité.....	41
3.2.2. H.M.F.....	42
3.2.3. pH et acidité.....	43
3.2.4. Couleur.....	45
3.2.5. Sucres.....	46
3.2.6. Conductivité électrique	47
3.2.7. Cendres	48

3.2.8. Activité enzymatique.....	49
3.2.9. Polyphénols.....	52
4. CONCLUSION.....	52

CHAPITRE IV. ANALYSES POLLINIQUES

1. MATERIEL ET METHODOLOGIE.....	54
1.1. Pollens de référence.....	54
1.2. Analyses polliniques du miel.....	55
2. RESULTATS ET DISCUSSION.....	57
2.1. Résultats.....	57
2.2. Discussion.....	63

CHAPITRE V. ANALYSES STATISTIQUES

1. ANALYSES STATISTIQUES DES RESULTATS	112
1.1. Méthodes d'ordination et de classification.....	112
1.1.1. Analyses factorielles.....	112
1.1.2. Classification ascendante hiérarchique (CAH).....	113
1.2. Résultats et discussion.....	113
1.2.1. Matrice de corrélation.....	113
1.2.2. Traitement des données palynologiques.....	116
1.2.3. Traitement des paramètres physico-chimiques.....	120
CONCLUSION GENERALE	124
PERSPECTIVES.....	126
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	127

ANNEXES

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 :	Principaux composants du miel en pourcentage (White et <i>al.</i> , 1962 cité par Philipp 1994).....	06
Tableau 2 :	Signification des termes des différents types polliniques en fonction du nombre et disposition des apertures (Renault- Miskovsky, 1992 cité par Belaid, 1999)	19
Tableau 3 :	Répartition de l'échantillonnage	27
Tableau 4 :	Présentation des échantillons de miels analysés	28
Tableau 5 :	Résultats des analyses des éléments bioactifs des échantillons de miels	39
Tableau 6 :	Pollens dominants des miels analysés	40
Tableau 7 :	Richesse en pollen, nombre de formes et mode d'extraction des miels analysés	57
Tableau 8 :	Pourcentage de chaque catégorie du nombre de grains de pollen par 10g de miel dans les 66 miels anal.....	59
Tableau 9 :	Nombre de formes de pollen par miel, nombre moyen de formes de pollen par miel pourcentage de chaque catégorie du nombre de formes de pollen par miel, évalués par région et les 66 miels analysés.....	60
Tableau 10 :	Pollens dominants et d'accompagnement des miels analysés	61
Tableau 11 :	Les résultats de fréquence de distribution des taxons dans les miels	68
Tableau 12 :	Richesse des familles en taxons	72
Tableau 13 :	Répartition des miels selon les classes de richesse en pollens	73
Tableau 14 :	Corrélations significatives entres les paramètres ($p < 0,05$)	115

LISTE DES FIGURES.

Figure 1 :	Origines du miel (Prost, 2005)	05
Figure 2 :	Formation des tétrades planes (Reille, 1990)	16
Figure 3 :	Formation des tétrades tétraédriques (Reille, 1990)	16
Figure 4 :	Orientation du grain de pollen dans la tétrade (Bui-Thi-Maï, 1974 cité par Renault - Miskovsky, 1990)	17
Figure 5 :	Les trois classes de formes des grains de pollen (Bui-Thi-Maï, 1974 cité par Renault-Miskovsky, 1990)	18
Figure 6 :	Différents types polliniques d'après le nombre et la disposition des ouvertures (Renault - Miskovsky, 1990).....	20
Figure 7 :	Coupe Théorique à travers le sporoderme d'un grain de pollen (Faegri - Apler, 1975).....	21
Figure 8 :	Quelques types d'éléments de sculptures et de structures (Reille, 1999)	22
Figure 9 :	Carte de répartition géographique des échantillons de miel en Algérie	29
Figure 10 :	Pourcentage de chaque catégorie de richesse en grains de pollen par gramme des miels analysés	64
Figure 11 :	Classes de richesse en grains de pollen des miels analysés	64
Figure 12 :	Différentes catégories du nombre de formes polliniques dans les miels analysés	66
Figure 13 :	Fréquence des principaux pollens dans les miels étudiés	69
Figure 14 :	Spectre de fréquence des familles végétales en % des échantillons de miels	71
Figure 15 :	Principaux grains de pollen identifiés dans les miels examinés	79
Figure 16 :	Analyse en composantes principales des données palynologiques dans le plan factoriel 1x2...	117
Figure 17 :	Dendrogramme du groupement hiérarchique des données palynologiques	119
Figure 18 :	Analyse en composantes principales des paramètres physicochimiques dans le plan factoriel 1x2	121
Figure 19 :	Dendrogramme du groupement hiérarchique des échantillons de miels	123

LISTE DES ABREVIATIONS

CETAM	: Centre d'Études Techniques Apicoles de Moselle
meq/kg	: Milliéquivalent/kilogramme
MΩ	: Mégaohm
N	: Normalité
nm	: Nanomètre
S/cm	: Siemens/centimètre
UV	: Ultra violet
μl	: Microlitre

Introduction

Les habitudes alimentaires actuelles font rechercher de plus en plus des aliments naturels, frais et de bonnes qualités.

Parmi ces aliments, les produits de la ruche (miel, gelée royale, pollen...) sont d'excellents produits naturels qui ont conservé le goût et le parfum des fleurs, visitées par les abeilles. Ils ont des couleurs, des odeurs et une consistance très diversifiées selon leur nature et leur provenance (Clément, 2000).

Le miel était la seule source ancienne de sucre concentré, et ce jusqu'au 15^{ème} siècle, avant l'apparition méditerranéenne de la canne à sucre qui s'est rapidement répandue, lors des découvertes géographiques et colonisation des européens, du fait de sa grande disponibilité contrairement au produit de la ruche. Aujourd'hui, traditions et données scientifiques s'accordent pour faire du miel, aux frontières du monde végétal et du règne animal, un véritable présent de la nature (Vannier, 1999 cité par Hadj Said *et al.*, 2009).

Le « miel » est: « la denrée alimentaire produite par les abeilles mellifiques à partir du nectar des fleurs ou des sécrétions provenant des parties vivantes des plantes ou se trouvant sur elles, qu'elles butinent, transforment, combinent avec des matières spécifiques propres, emmagasinent et laissent mûrir dans les rayons de la ruche. Cette denrée alimentaire peut être fluide, épaisse ou cristallisée » (Vannier, 1998 cité par Hadj Said *et al.*, 2009).

La composition du miel peut varier en fonction de nombreux facteurs (origine botanique, nature du sol, etc...) (Pham-Delégue, 1998). Il comporte principalement l'eau (10 à 20%) et les sucres (70-80%) (Ouchemoukh *et al.*, 2007) dont le glucose (30% environ) et le fructose (38% environ) sont les monosaccharides majoritaires, le maltose (7% environ), le saccharose (2% environ), et d'autres sucres rares, tels que l'erlose, le kestose et l'isomaltose. Les autres substances sont des vitamines en faible quantité, des oligoéléments, des flavoïdes et d'autres molécules encore mal connues qui donnent au miel des propriétés antibactériennes (Clément, 2000).

En effet, de plus en plus, la science a prouvé qu'il s'agit d'un produit naturel à grand intérêt thérapeutique par son action antiseptique et bactéricide, sans oublier son pouvoir cicatrisant et antioxydant (Cherbuliez et Domerego, 2003).

Dans L'antiquité déjà, le miel était apprécié pour ses vertus curatives (Molan, 1997; Clément, 2000) et en raison des connaissances actuelles sur ses propriétés antibiotiques, il a été récemment accepté au sein des hôpitaux principalement pour la cicatrisation des plaies (Postmes, 1997).

Bogdanov et Blumer (2001) rapportent que pendant longtemps, on supposa que l'activité antibiotique du miel reposait uniquement sur l'eau oxygénée (peroxyde d'hydrogène), mais il existe d'autres composants inhibiteurs naturels qui en font un produit vivant et qui sont :

- une teneur en sucre élevée (plus de 95% de la matière sèche);
- une humidité faible (14 à 21%);
- un pH faible;
- la présence de substances à activité antibactérienne;
- une teneur en azote basse.

Cependant certains composants antibactériens du miel et ses vertus curatives ne sont pas encore connus et ils continuent de constituer une énigme pour les chercheurs (Postmes, 1997).

Le miel renferme de nombreuses particules végétales, en particulier les pollens dont l'identification permet sa composition pollinique, selon l'origine florale et l'origine géographique. Ainsi le miel bénéficie d'appellations qui le valorisent et qui doivent être justifiées.

Analyser un miel, amène à connaître à la fois ses qualités physico-chimiques et ses origines botanique et géographique qui sont importantes pour l'économie d'un pays ainsi que pour l'industrie agro-alimentaire, l'origine et la qualité étant souvent reliées.

En Algérie l'apiculture est importante dans le Nord et Nord-Est du pays: Blida, Tizi Ouzou, Bejaia, Jijel, Skikda, Annaba, El Tarf, Souk Ahras, Guelma, Tébessa, Khenchla et Constantine (Chefrour, 2008).

Selon la F.A.O (2004), l'activité apicole en Algérie couvre réellement pour la production globale du miel doux (3 319 050 quintaux/an) une superficie de 2 212 700 ha à raison de production unitaire de 150 kg/ha. La production globale du miel amer des forêts est estimée à 530 910 quintaux/an sur une superficie de 663 638 ha, avec une production unitaire de 80 kg/ha.

La wilaya de Tizi Ouzou, est la première région mellifère du pays avec une production de miel annuelle estimée officiellement à 355 quintaux (Chefrour, 2008).

Selon Ouchemoukh *et al.* (2007), la région de Bejaia est parmi les plus importantes zones productrices de miel en Algérie, en 2003 la production a été estimée à 85 tonnes.

Malgré la situation géographique, la douceur du climat et la diversité des ressources mellifères, l'extension de l'apiculture est restreinte et le miel produit est exposé aux tentatives de fraudes de nature physico-chimique, botanique et géographique, aussi son utilisation diététique et thérapeutique a entraîné une hausse de son prix dans notre pays.

La satisfaction des besoins en miel de qualité de la population doit passer par :

- Une maîtrise de l'élevage des abeilles, liée à la disponibilité des ressources apicoles, aux conditions du milieu favorables et à la connaissance précise de la conduite d'élevage;
- Une extension de l'apiculture dans toutes les régions mellifères;
- Un contrôle de la qualité du miel par des analyses physico-chimiques et melissopalynologiques.

Dans notre pays, les laboratoires de contrôle de qualité et répression de fraudes travaillent avec des normes européennes de la commission du Codex Alimentaire.

Cependant, sur le marché national du miel, on distingue des apiculteurs qui vendent directement leur produit aux consommateurs et aux coopératives apicoles sans passer par le contrôle de qualité.

Au Maghreb particulièrement en Algérie, les miels ont fait l'objet de très peu d'études par conséquent les données restent encore très pauvres (Hadj Said *et al.*, 2009).

Ce présent travail se rapporte à l'étude de la qualité et origines des miels algériens sur la base des propriétés microscopiques (analyses polliniques quantitative et qualitative) et physico-chimiques (éléments bioactifs).

Le travail réalisé est présenté en cinq chapitres:

Le premier et le deuxième chapitres portent sur une étude bibliographique consacrée à l'origine et aux propriétés physico-chimiques du miel, à la palynologie et méliissopalynologie.

Le troisième chapitre regroupe les méthodes d'analyses physico-chimiques et le traitement des résultats obtenus.

Le quatrième chapitre concerne les méthodes de la méliissopalynologie ainsi que le traitement des données.

Le cinquième chapitre est une analyse statistique des résultats des paramètres considérés.

Enfin, nous finissons notre travail par une conclusion générale et les perspectives relatives à la préparation d'un miel de qualité.

1. MIEL

« Substance sucrée produite par les abeilles mellifiques à partir du nectar des fleurs ou des sécrétions provenant des parties vivantes de plantes, ou se trouvant sur elles, qu'elles butinent, transforment et combinent avec des matières spécifiques provenant de leur corps, et emmagasinent dans les rayons de la ruche » (Codex Alimentaire, 1969).

C'est une substance visqueuse, d'une coloration très variable, de saveur très sucrée, acide et plus ou moins aromatique.

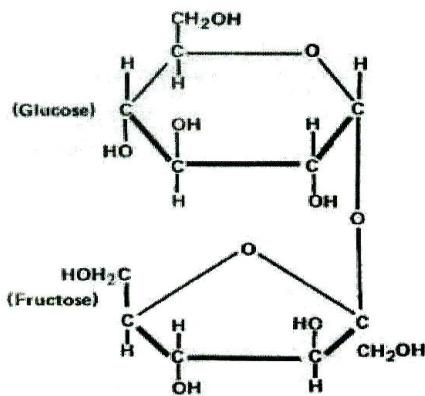
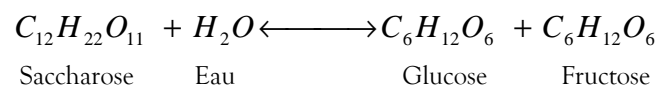
1.1. Origine

Le miel provient des plantes par l'intermédiaire des abeilles à partir de:

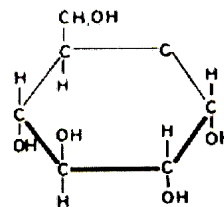
- Nectar élaboré par les nectaires;
- Miellat rejeté par les insectes piqueurs et suceurs (pucerons,.....).

Les butineuses ajoutent de la salive aux substances récoltées pour l'enrichir d'enzymes, catalyseurs biologiques à l'origine de la transformation des sucres dans le miel, en particulier le saccharose est transformé en un mélange de glucose et de fructose sous l'action de l'invertase ou saccharase incorporée par la salive de l'abeille (Prost, 2005).

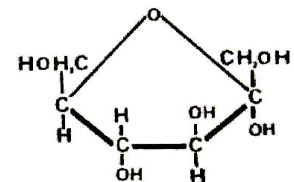
L'inversion s'exprime par l'équation suivante (Schweitzer, 2005).



Saccharose



Glucose



Fructose

Arrivée à la ruche, elles distribuent leur butin aux ouvrières receveuses. Les produits recueillis (nectar et miellat) sont transmis à plusieurs reprises d'une abeille à une autre par trophallaxie en subissant à chaque fois une addition de salive qui transforme les sucres.

Déposé dans les alvéoles, le miel sera concentré puis protégé par l'opercule et il achèvera sa transformation biochimique dans la cellule (Prost, 2005) (Fig. 1)

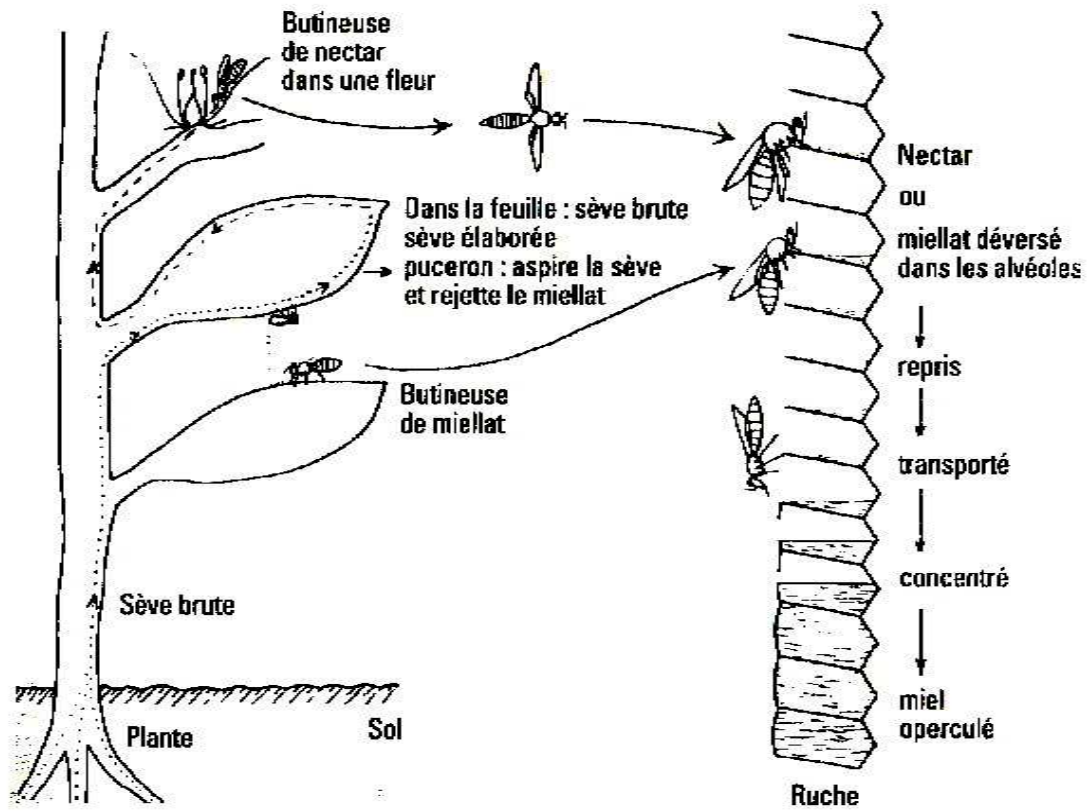


Figure 1: Origines du miel (Prost, 2005)

1.2. Composition chimique

La composition du miel dépend d'espèces végétales butinées, nature du sol, race d'abeille, état physiologique de la colonie, etc. (Tab. 1)

Tableau 1: Principaux composants du miel en pourcentage (White et al, 1962 cité par Philippe 1994).

Eau		17.2
Sucres	Lévuiose (d-fructose).....	38.19
	Dextrose (d-glucose)	31.28
	Sucrose (saccharose)	1.31
	Maltose et autres disaccharides réducteurs	7.31
	Sucres supérieurs.....	1.50
	Sucres totaux	79.59
Acides	(gluconique, citrique, malique, succinique, formique, ect) ; acides totaux calculés en acide gluconique :	0.57
Protéines	(acides aminés : acide glutamique, alanine, arginine, glycine, leucine, isoleucine, acide aspartique, valine histidine et lycine) :	0.26
Cendres	(minéraux : potassium, sodium, magnésium, calcium, phosphore, fer, manganèse, cuivre, ect.)	0.17
Composants mineurs	Comprenant principalement des pigments, des substances aromatiques, des alcools de sucre, des tanins, des enzymes et diastases dont l'amylase, la peroxydase, la succindeshydrogénase, la phosphatase et les invertases ; des vitamines dont la thiamine, la riboflavine, l'acide nicotinique, la vitamine K, l'acide folique, la biotine, la pyridoxine et l'acide pantothénique :	2.21

1.3. Types

1.3.1. Matières premières

a. Nectar

Aliment énergétique, suc sécrété par les nectaires, présentes principalement dans les pétales, le pistil et les étamines de la fleur et qui contient au moyenne 40 % de sucres, cette teneur variant d'une plante à l'autre, suivant le moment de la journée, la saison et les conditions météorologiques (Renault-Miskovsky, 1990).

Bertrand *et al.* (1972), cités par Philippe (1994) affirment que la quantité totale de sucres contenue dans le miel varie entre 5 et 80 %, dont les plus courants sont le saccharose, le glucose et le fructose. Cependant les abeilles ne récoltent ordinairement pas celui qui contient moins de 14 % de sucres.

Le nectar peut aussi contenir des acides organiques, des protéines dont des enzymes, des acides aminés libres, des substances aromatiques et des composés inorganiques. En outre certains nectars révèlent la présence de composés huileux, d'alcaloïdes ou de substances bactéricides (Pham-Delegue, 1998). Bien que ces substances se trouvent à l'état de traces et dont la composition est en rapport avec la plante, donneront à chaque miel ses caractéristiques.

b. Miellat

Le miellat est un produit excrété par certains insectes principalement les pucerons qui, suçant la sève des arbres des conifères, consomment surtout l'albumine et rejettent la partie sucrée à peine digérée (Renault-Miskovsky, 1990). C'est ce qui provoque la formation d'un miellat disponible pour les abeilles.

Certains auteurs considèrent aussi comme miellat, une exsudation sucrée naturelle des feuilles (Goût et Jardel, 1998).

Selon Schweitzer (2004), les miellats sont caractérisés par la présence de triholosides et de sucres supérieurs. Leur charge minérale est également importante.

1.3.2. Miel de nectar

Généralement les miels à base de nectar sont répartis en deux groupes:

a. Miels mono floraux

Appelés également unifloraux ou miels de cru. Selon Pham-Delegue (1998), ces miels proviennent essentiellement d'une seule espèce florale.

En effet, Louveaux (1980) ; Gonnet (1982) et Hamaden (1988), rapportent que les miels monofloraux sont des miels qui proviennent de façon prépondérante d'une plante déterminée et présentent une dominance d'une seule sorte de variété de pollen.

Cependant, la présence d'une faible quantité de nectar d'autres plantes mellifères n'influe pas sensiblement sur le parfum et la saveur d'un miel. (Loiriche, 1979 cité par Makhloufi, 2000).

b. Miels polyfloraux

Appelés aussi miels de toutes fleurs, ils résultent de la récolte des abeilles sur plusieurs espèces florales, sans prédominance (Pham-Delegue, 1998).

Loiriche (1979), cité par Makhloufi (2000) signale que les miels polyfloraux sont désignés d'après leurs lieux de récolte.

Ces miels indifférenciés, les plus répandus et les plus variés, témoignent des fleurs les plus représentatives d'une région donnée (Goût et Jardel, 1998).

1.3.3. Miel de miellat

Les miels de miellat ont souvent une teinte foncée, cristallisent généralement peu et contiennent moins de glucose et de fructose (Biri, 1997), mais d'avantage de sucres supérieurs (Cn) que les miels de nectar. Il est également très riche en sels minéraux.

Il existe cependant des exceptions lorsque le miellat contient un haut pourcentage d'un sucre spécifique, le mélézitose, leurs miels cristallisent rapidement, du fait de leur teneur élevée en ce sucre (Bertrant *et al.*, 1972 cités par Philippe, 1994).

1.3.4. Miel biologique

Le miel biologique exige un butinage sur des zones exemptes de pesticides et elle impose un travail en miellerie d'extraction et de conditionnement sans conditions. A cet effet, elle interdit par exemple tout chauffage supérieur à 40 °C (Goût et Jardel, 1998).

1.3.5. Miel toxique

Le miel toxique est produit à base de plantes toxiques, impropres à la consommation. Le plus connu est celui que l'abeille élabore à partir d'une variété de rhododendron répandue en Asie centrale, en particulier dans les montagnes de Caucase (Goût et Jardel, 1998).

1.4. Technologie

1.4.1. Pasteurisation

La pasteurisation consiste à porter le miel, à l'abri de l'air et à une température de l'ordre de 78°C pendant 6 à 7 minutes, puis à le refroidir.

Cette opération a l'avantage de détruire les micro-organismes et la refonte des microcristaux de glucose. Elle ne modifie pas la nature chimique des sucres, n'invertit pas le saccharose, mais entraîne un sensible affaiblissement de la valeur biologique du miel (destruction des enzymes....) et peut augmenter très sensiblement la couleur et le taux d'hydroxyméthylfurfural (HMF) (Louveaux, 1985 cité par Makhloufi, 2000).

1.4.2. Ensemencement

L'ensemencement est une cristallisation dirigée, cette opération permet la cristallisation en finesse. Celle-ci s'opère de la manière suivante:

On mélange 90 % de miel liquide pasteurisé avec 10 % de miel à granulation fine. Ainsi, on obtient un miel crémeux (Goût et Jardel, 1998), qu'on doit entreposer à 14 °C (Prost, 1987 cité par Makhloufi, 2000).

1.4.3. Conservation

D'après Vannier (1999), pour conserver le miel, il convient de le placer dans un endroit sec et frais à une température de 10 - 15 °C, à l'abri de la lumière et fermé hermétiquement dans un récipient.

1.5. Altération

Hors de la ruche, le miel ne reste pas ce qu'il est, certains constituants chimiques du miel réagissent les uns sur les autres, en plus de l'action des facteurs physiques (la lumière et la température) et des microorganismes du milieu, notamment les bactéries et les levures, mais les concentrations élevées en sucres et les substances à caractères antibiotiques du miel entravent la prolifération et le développement des microorganismes.

1.5.1. Vieillessement

Le miel vieillit avec le temps, sa couleur fonce, les sucres se modifient, principalement le glucose et le fructose qui ont tendance à se regrouper pour donner du saccharose, l'activité des enzymes diminue, le HMF et l'acidité augmentent.

Selon Huchet *et al.* (1996), la rapidité de ces dégradations dépend de la composition du produit, ainsi que des conditions de conservation.

1.5.2. Traitement thermique

Le chauffage du miel a un effet semblable à celui du vieillissement, ainsi les basses températures ont un effet de protection contre le vieillissement par blocage des réactions enzymatiques et chimiques. De ce fait, White *et al.* (1962), cités par Philippe (1994) ont résumé les principaux effets mesurables d'un chauffage ou du vieillissement sur le miel de la manière suivante:

- la coloration s'intensifie;
- la teneur en HMF augmente;
- l'acidité augmente;
- le taux des sucres réducteurs baisse;
- l'activité enzymatique s'affaiblie;
- les arômes disparaissent et sont remplacés par des substances colorées d'odeur désagréable et de mauvais goût.

1.5.3. Fermentation

La fermentation du miel est en rapport avec la teneur en eau, à la température et à la présence de germes susceptibles de se multiplier.

De façon générale, les miels contenant moins de 17 % d'eau ne fermentent pas et le risque est très minime jusqu'à 18 % (Schweitzer, 1998)

En général, les microorganismes responsables de ce phénomène sont des levures osmophiles qui proviennent du nectar, des pollutions dues aux abeilles ou par contamination après la récolte.

1.6. Cristallisation

La cristallisation est un phénomène naturel qui n'altère en rien la qualité du miel (Vannier, 1999).

Selon le même auteur, plus un miel est riche en glucose, plus vite il cristallise.

L'importance de la rapidité du phénomène dépend de plusieurs facteurs:

- sa teneur en eau ;
- la température de stockage ;
- ses proportions en glucose et en fructose.

Dyce (1976), cité par Makhloufi (2000) rapporte que la solidification se fait à partir des cristaux primaires de glucose, des grains de pollen et de poussières. C'est à 14°C que la cristallisation est la plus rapide (Schweitzer, 2001a).

2. PRINCIPAUX ELEMENTS BIOACTIFS

Un bioactif est un composé biologiquement actif c'est à dire une molécule ou composé qui possède une activité biologique généralement au niveau d'un tissu ou d'une cellule tels que, les flavonoïdes à bioactivité antioxydante. Cependant les bioactifs peuvent avoir des effets bénéfiques ou nuisibles.

2.1. Activité antibactérienne.

Dold *et al.* (1937), cités par Molan (1992) ont introduit le terme "inhibine" pour l'activité antibactérienne du miel.

En effet, dans le miel, on distingue deux types d'agents antibactériens. L'un est le peroxyde, sensible à la chaleur, à la lumière et au stockage et l'autre est non peroxyde est stable.

Parmi les inhibines non peroxydes, on a les lysozymes, flavonoïdes, acides aromatiques et autres composants indéterminés (Bogdanov et Blumer, 2001).

Selon Molan (1992 , 1997), certaines de ces substances ont une origine végétale et d'autres sont ajoutées par les abeilles lors de l'élaboration du miel. Les acides ont la plus importante contribution antibactérienne.

Le miel contient deux sortes de substances antibactériennes, les unes thermostables, provenant des plantes butinées, les autres sensibles à la chaleur et proviennent des glandes hypopharyngiennes des ouvrières pendant l'élaboration du miel (Prost, 2005).

Toutefois, l'efficacité antibactérienne de ces substances varie fortement suivant les miels.

2.2. Teneur en eau

C'est un critère important qui conditionne la qualité et le mode de conservation du miel. Elle provient essentiellement de l'humidité du nectar.

De nombreux facteurs influencent la teneur de ce paramètre, parmi lesquels:

- le moment de la récolte;
- le taux d'operculation des rayons;
- les conditions de stockage;
- les conditions climatiques lors de la récolte.

En effet, selon Gonnet (1982), cité par Belaid (1999) le mélange de miel operculé et non operculé et compte tenu de l'absorption atmosphérique et l'évaporation, la teneur en eau est de 15 à 25 %.

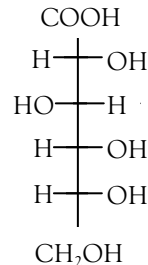
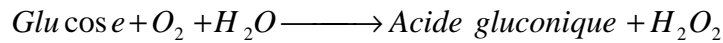
Cependant les miels contenant plus de 21 % d'eau à part les miels de callune sont de basse qualité et fortement exposés à des risques de fermentation (Louveaux, 1976 cité par Mokeddem, 1998).

De même Vannier (1999), rapporte que la teneur en eau du miel est fixée réglementairement à une moyenne de 17 %, une variation de 3 % seulement est autorisée.

Il est bien connu que, le miel est une solution saturée en sucres et qu'aucune fermentation n'est possible, si la teneur en eau est inférieure à 18%. De ce fait, ce miel est considéré de bonne conservation. L'osmolarité est alors impliquée à l'activité antibactérienne du miel.

2.3. Acidité et pH

L'acidité du miel est due principalement à la présence d'acide gluconique qui dérive du glucose, selon la réaction suivante (Schweitzer, 2005):



Acide gluconique

Outre les acides organiques libres ou combinés sous forme de lactones, le miel contient des acides fixes tels que les acides citriques, maliques, maléiques, succiniques, oxaliques et en très faible quantité, quelques acides volatiles dont l'acide formique.

Elle se mesure par le pH ou proportion d'ion hydrogène.

Par ailleurs, le pH du miel est de 3,5 à 5,5. Il est généralement inférieur à 4 dans les miels de nectar, supérieur à 5 dans ceux de miellat (Prost, 2005). Toutefois Schweitzer (2003), signale bien qu'un miel issu de nectar, miel de bourdaine a un pH élevé, proche de la neutralité (6).

Cependant, selon le même auteur le pH et l'acidité libre influencent la stabilité du miel et ses conditions de conservation notamment, sur la vitesse de dégradation des sucres et des enzymes, elle est plus rapide pour le pH bas (3,5 - 4) que pour un pH élevé (4 - 5). Ce sont également des indicateurs de son origine (Schweitzer, 2002).

Le pH bas du miel (3,2 - 4,5) est suffisant pour inhiber de nombreux microorganismes. L'acidité du miel reste un facteur antibactérien.

2.4. Sucres

Le miel est principalement constitué de sucres. En effet d'après Louveaux (1968), ils représentent 85 à 95 % de la matière sèche.

Ils sont classés en fonction de leur taille:

Les monosaccharides (glucose et fructose), les disaccharides (maltose, gentobiose...) et les trisaccharides (erlose, mélézitose, raffinose...), mais le glucose et le fructose sont les deux sucres majoritaires. Gonnet (1982), affirme qu'ils représentent à eux seuls 90 % de la matière sèche totale du miel.

Il est à signaler que le fructose prédomine dans la plupart des miels (White, 1979 cité par Belaid 1999).

Toutefois, la répartition entre le glucose et le fructose conditionne la cristallisation:

- si le rapport F/G est supérieur à 1, la cristallisation sera lente;
- si le rapport F/G est inférieur à 1, la cristallisation sera rapide (Prost, 2005).

D'autre part, le miel est hygroscopique, il a la capacité d'absorber l'humidité de l'air lorsqu'elle est supérieure à 55% et le fructose est largement responsable de ce phénomène.

2.5. Enzymes

Parmi les diastases rencontrées dans le miel, les plus importantes sont:

- les amylases qui dégradent l'amidon en maltose ;
- la gluco-invertase ou saccharase, qui transforme le saccharose en fructose et glucose ;
- la gluco-oxydase, qui transforme le glucose en acide gluconique avec production de peroxyde d'oxygène. Cette réaction confère une activité antiseptique au miel.

Ces diastases sont produites par les glandes hypopharyngiennes et les sucs salivaires des abeilles.

Il à noter, que ces enzymes sont très sensibles à la lumière, à la chaleur et au vieillissement, particulièrement la gluco-oxydase.

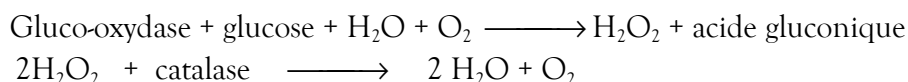
Par ailleurs, les enzymes du miel servent de catalyseurs, accélèrent les réactions biochimiques.

De plus les enzymes des miels comptent parmi les plus favorables à la santé, mais elles perdent leurs propriétés à 35°C

Toutefois, le miel de miellat possède une activité enzymatique et un effet bactériostatique supérieur à ceux du miel de nectar (Buchner, 1967 cité par Gonnet, 1979).

2.6. Peroxyde d'hydrogène ou eau oxygénée (H₂O₂)

Le peroxyde d'hydrogène est produit par l'enzyme, la gluco-oxydase sécrétée par la glande hypopharyngienne de l'abeille selon la réaction suivante (Bogdanov et Blumer, 2001):



Cette réaction confère une activité antiseptique au miel. Cette enzyme n'est pas active dans le miel pur, en revanche, elle devient active dans le miel dilué. (Bogdanov et Blumer, 2001).

2.7. Poly phénols

En plus du taux de sucre élevé et du pH bas du miel, d'autres substances antimicrobiennes, appelées inhibines ont été identifiées ces dernières années.

En effet, les lysozymes, flavonoides, acides aromatiques et autres composants indéterminés ont été décelés (Bogdanov et Blumer, 2001). Selon Molan (1992 , 1997), certaines de ces substances ont une origine végétale et d'autres sont ajoutées par les abeilles lors de l'élaboration du miel.

Tous les végétaux contiennent des composés phénoliques. Cependant, leur répartition qualitative et quantitative est différente selon les espèces (Sarni-Manchado et Cheynier 2006). Ils correspondent à une très large gamme de structure chimique. Ces substances peuvent être divisées en deux groupes:

- les acides phénoliques et les coumarines;
- les flavonoides avec les anthocyanes, flavones, flavonols, flavanones.

Les principales activités biologiques reconnues aux composés phénoliques sont des activités anti-inflammatoires, spasmolytiques ou germicides, anticancérigène et antioxydante (lutte contre le vieillissement).

Par ailleurs, Ils sont impliqués dans les phénomènes de brunissement enzymatique, reconnus dans les processus technologiques de transformation des produits végétaux.

Ferreres *et al.* (1993) confirment que les miels contiennent un certains nombres de composants qui agissent comme conservateurs à savoir, les flavonoides et d'autres composés phénoliques et enzymes tel que la gluco-oxydase, la catalase, etc, apparemment plusieurs de ces substances doivent leurs propriétés conservatrices à leur activité antioxydante.

2.8. Cendres.

La teneur en sels minéraux des miels est très faible et sujette à des variations très importantes (Louveaux, 1968).

Selon Chauvin (1968), cité par Makhloufi (2000) le potassium domine dans tous les miels, environ 80 % de la matière minérale totale.

Par ailleurs, le miel contient à l'état de traces une trentaine d'éléments parmi lesquels le fer, le cuivre, le cobalt, le chlore, le soufre, le phosphore, le magnésium, le manganèse, le calcium, le sodium et le zinc (Gonnet, 1982)

D'une manière générale, ces éléments sont à l'origine de la couleur du miel, ainsi les miels clairs d'après Louveaux (1968), cité par Makhloufi (2000) sont moins riches en cendres que les miels foncés.

2.9. Conductivité électrique

La conductivité électrique est la propriété d'un corps de permettre le passage du courant électrique. Elle est fonction de la teneur du miel en matières ionisables qui peuvent être minérales ou organiques.

Sa mesure donne de précieux renseignements sur l'origine botanique et permet notamment de différencier les miels de fleurs des miels de miellat. En effet la conductivité de ces derniers est plus élevée (> 0,8 mS/cm). Certains miels de fleurs possèdent cependant une conductivité plus élevée (pissenlit, bruyère, cotonnier.....) (Chauvin, 1968).

Il faut noter que la conductivité électrique d'un miel est d'autant plus élevée que le miel est foncé, c'est à dire riche en matières ionisables.

Le miel de *Citrus*, miel clair conduit mal le courant électrique par rapport au miel de bruyère (*Calluna vulgaris*) foncé qui laisse passer facilement le courant électrique.

2.10. Coloration

La couleur du miel est en relation avec l'origine botanique et sa composition. Elle varie d'un genre de plante à l'autre: jaune clair ou vif, orange, blanc grisâtre, mauve, brun, noirâtre (Philippe, 1993), mais très souvent elle est jaune ou marron clair (Rabiet, 1986 cité par Makhloufi, 2000)

Selon le même auteur, la couleur naturelle du pollen peut constituer un élément d'information très précieux pour le palynologue. Cela concorde avec les observations de Bender et Idir (1997) qui indiquent que la coloration, constitue le moyen le plus rapide de détermination "grossière" de l'origine des pollens en pelote surtout lorsque la flore environnant du rucher est connue.

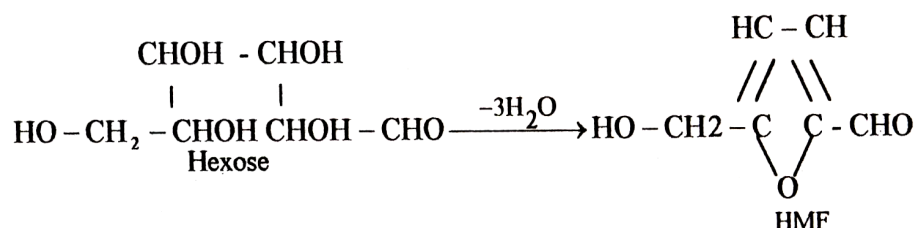
Cependant, le vieillissement et le chauffage exagéré des miels provoquent une intensification de la couleur.

De même la présence de certaines substances encore mal connues est aussi à l'origine de la coloration du miel (Louveaux, 1968).

Il est bien connu que la couleur provient de matières pigmentaires diverses (carotène et xanthophile).

2.11. Hydroxymethylfurfural (HMF)

L'HMF est un composé chimique issu de la dégradation du fructose, selon la réaction suivante (Belaid, 1999) :



Ce produit se forme sous l'action des acides, sa concentration augmente également dans le temps et avec la température. La teneur en HMF reflète donc le degré de vieillissement et le niveau de chauffage subi par le miel.

Un miel naturel récolté sans chauffage, ne contient pas plus de 5mg/kg d'HMF.

Il faut toujours éviter que la température du miel dépasse 40°C et de limiter sa durée de conservation (Schweitzer, 1999a).

Le mot palynologie a été introduit par Hyde et Williams en 1944. Etymologiquement, étude de la poussière, plus précisément la poussière végétale, spores et grains de pollen.

Vers cette discipline convergent tout un faisceau d'activités scientifiques, de la géologie et la botanique à la biologie générale et l'agronomie.

La palynologie appliquée à l'apologie ou méliissopalynologie selon Louveaux et Abed (1984) utilise le grain de pollen comme marqueur et indicateur biologique dans le vaste contexte des relations plante-abeille.

D'après les mêmes auteurs, l'analyse pollinique est une discipline très ancienne puisqu'elle a ses origines dans les observations de Pfister (1895) sur la présence constante de grains de pollen dans les miels. Elle s'est considérablement développée en Allemagne avec les travaux de Zander (de 1935 à 1951) et en Suisse depuis 1936 avec ceux de Maurizio.

Selon Belaid (1999), la méliissopalynologie n'est apparue qu'en 1966 et c'est Maurizio qui lui a donné le statut d'une discipline scientifique moderne dont l'ouverture sur l'apologie est de plus en plus prouvée.

1. PALYNOLOGIE

1.1. Pollen

Les grains de pollen sont produits par milliers par les étamines des plantes à fleurs. Ils se forment dans l'anthere à partir des cellules mères à noyaux diploïdes volumineux qui subissent deux divisions successives, hétérotypique puis homotypique, pour donner quatre cellules filles à noyau haploïde groupées en tétrade. Les tétrades vont se séparer et chacun d'eux va se dissocier pour disperser quatre grains de pollen (Renault-Miskovsky, 1990) (Fig.2, 3).

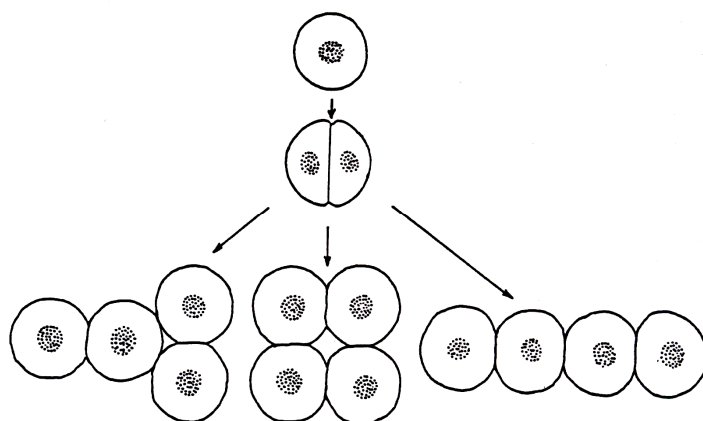


Figure 2: Formation des tétrades planes (Reille, 1990)

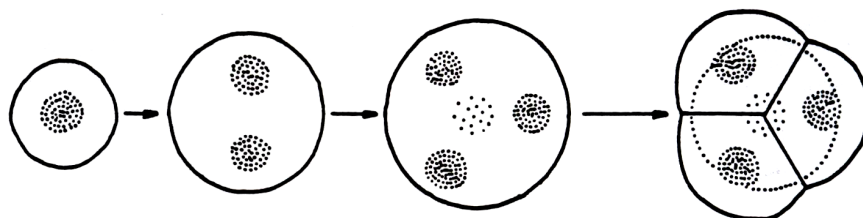


Figure 3: Formation des tétrades tétraédriques (Reille, 1990)

Les grains de pollen constitués d'un seul grain sont des monades, cas le plus répandu, d'autres sont cependant émis sous forme de plusieurs entités liées, les polyades. On parle de diades lorsque le pollen est composé de deux entités, de tétrade, lorsqu'il y'en a quatre et de polyades lorsqu'il y'en a plus.

Renault *et al.* (1992), cités par Belaid (1999) affirment que chaque grain de pollen est entouré d'un sporoderme.

1.1.1. Nomenclature de détermination des grains de pollen

A chaque espèce végétale correspond un type de grain qui sera identifié après observation au microscope optique ou au microscope électronique, grâce à sa forme, sa taille, ses caractéristiques morphologiques (structure) et l'architecture remarquablement variée de sa surface (sculpture).

1.1.1.1. Polarité et symétrie

La description d'un grain de pollen fait appel au préalable à son orientation précise dans la tétrade, ainsi le point le plus proche du centre de la tétrade est le pôle proximal et le point qui lui est diamétralement opposé est le pôle distal (Fig. 4).

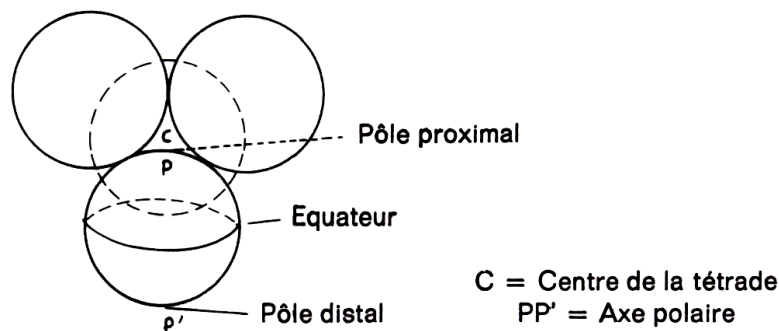


Figure 4: Orientation du grain de pollen dans la tétrade
(Bui-Thi-Maï, 1974 cité par Renault – Miskovsky, 1990)

La ligne qui joint les deux pôles détermine l'axe polaire et le plan perpendiculaire à l'axe polaire et qui partage le grain du pollen en deux hémisphères s'appelle plan équatorial.

La vue polaire sera donc issue d'une observation parallèle à l'axe polaire, alors que la vue équatoriale sera celle de l'observation parallèle à l'axe équatorial.

Lorsque les deux pôles sont identiques, le pollen est isopolaire, cas le plus fréquent, si au contraire, ils sont différents, le grain de pollen est anisopolaire ou hétéropolaire.

1.1.1.2. Forme

La forme du grain est définie par la valeur du rapport entre les dimensions de l'axe polaire P et celle de l'axe équatorial E. D'après Louveaux (1977), cité par Belaid (1999) la forme d'un grain non composé se définit en fonction de la vue polaire et de la vue équatoriale et qui donne lieu à la classification suivante:

En vue polaire, la majorité des grains sont circulaires, triangulaires, subtriangulaires ou bien de forme complexe.

En vu equatorial:

- quand $P = E$, le grain est sphéroïdal ou équiaxe;
- quand $P > E$, le grain est problé ou longiaxe (grain plus haut que large);
- quand $P < E$, le grain est oblé ou bréviaxe (grain plus large que haut) (Fig. 5) .

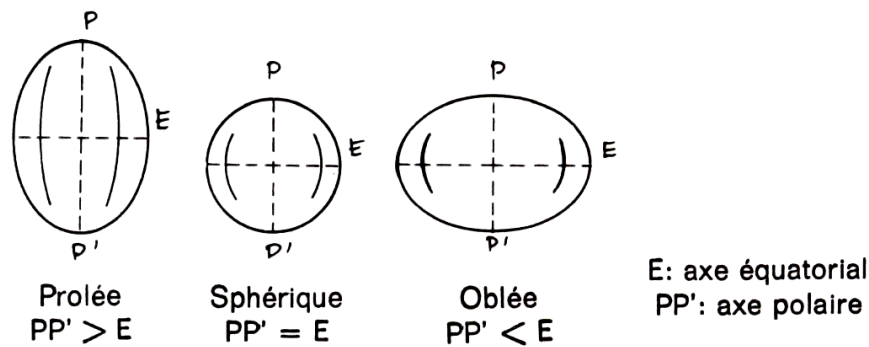


Figure 5: Les trois classes de formes des grains de pollen
 (Bui-Thi-Maï, 1974 cité par Renault – Miskovsky, 1990)

1.1.1.3. Taille

La taille du grain peut varier avec l'âge et les conditions de végétation de la plante. Cependant les rapports P/E restent globalement constants pour une même espèce et s'expriment en microns ou micromètres.

La taille est comprise entre 5 et 250 microns. Le *myosotis* est parmi les plus petits grains de pollens et les cucurbitacées parmi les plus gros (200 et 250 microns), certains conifères à deux ballonnets (Renault-Miskovsky, 1990).

Bien que toutes les tailles intermédiaires existent entre ces extrêmes, un très grand nombre de grains ont une taille de l'ordre de 20 à 50 micron (Belaid 1999).

1.1.1.4. Apertures

Une aperture est une zone où le sporoderme devient très mince. En effet Renault-Miskovsky (1990), signale que l'exine du grain de pollen est souvent percée d'ouvertures ou apertures et en nombres variables, permettant la germination du tube pollinique qui ira féconder l'ovule d'une fleur et assurer la formation d'une graine.

L'aperture est tantôt rond (pore) et tantôt allongé (sillon ou colpus), parfois pores et sillons sont associés, le pollen est dit colporé.

Si le pollen n'en présente pas d'aperture, le pollen est dit inaperturé, dans le cas contraire, il est dit aperturé (Tab.2, et Fig. 6).

Tableau 2 : Signification des termes des différents types polliniques en fonction du nombre et la disposition des ouvertures (Renault- Miskovsky, 1992 cité par Belaid, 1999)

Termes	Signification
Colporé	Pore et sillon
Monoporé	Un pore seulement
Diporé	Deux pores
Triporé	Trois pores
Monocolpé	Un seul sillon
Dicolpé	Deux sillons
Tricolporé	3 pores et 3 sillons
Périporé	Présence de pores sur toute la surface
Hétérocolporé	Alternance de pores et sillons sur toute la surface
Inaperturé	Absence d'ouverture
Péricolpé	Présence de sillons sur toute la surface
Tétracolpé	4 sillons
Stéphanocolpé	6 sillons
Stéphanoporé	6 pores
Stéphanocolporé	6 pores et 6 sillons
Péricolporé	Présence de pores et sillons sur toute la surface

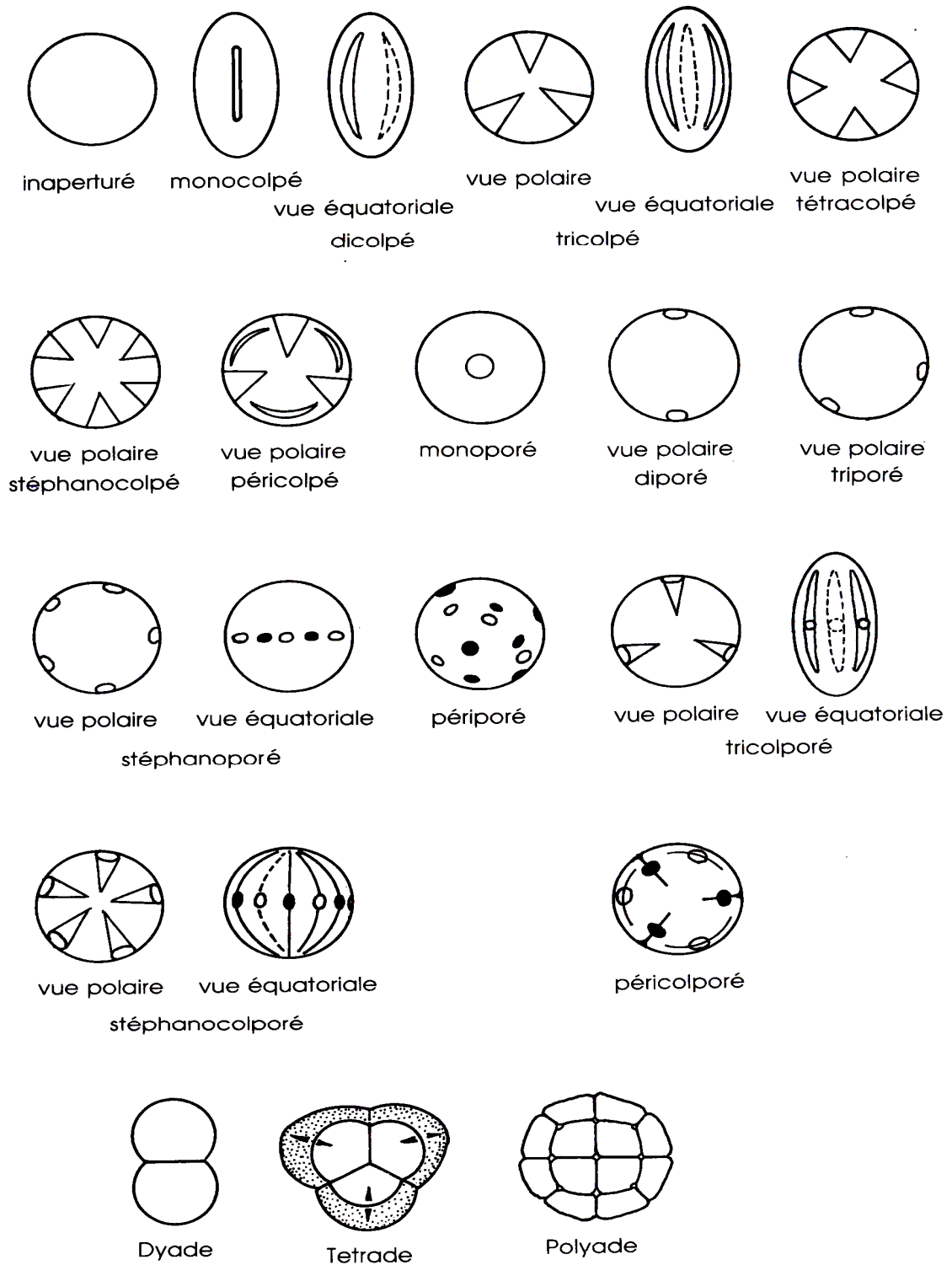


Figure 6: Différents types polliniques d'après le nombre et la disposition des apertures. (Renault - Miskovsky, 1990)

C'est la forme des ouvertures, leur nombre et leur disposition ainsi que les caractéristiques de l'ornementation qui conduisent à l'identification d'une famille végétale, d'un genre ou même d'une espèce.

1.1.1.5. Sporoderme

a. Structure

Le sporoderme est constitué de plusieurs couches, de l'intérieur vers l'extérieur on distingue:

L'intine, une mince pellicule interne de nature cellulosique, entourant le cytoplasme qui disparaît rapidement à la mort du contenu.

L'exine qui est un des matériaux les plus résistants du monde organique et qui constitue le matériel d'étude du palynologue (Pons, 1970). Il est constitué de sporopollénine, dont la formule globale est : $C_{90}H_{29}O_{12}(OH)_{15}$.

Cette substance confère au grain le pouvoir de résister aux diverses causes de dégradation et de se conserver au cours des temps.

D'autre part, l'exine se dédouble en une ectexine et en une endexine. L'ectexine peut présenter plusieurs strates à la faveur d'excroissance, les columelles, qui délimitent alors un tectum et un infratectum reposant sur une sole. Cependant, elle est souvent percée d'ouvertures de forme et en nombre variables (Fig. 7).

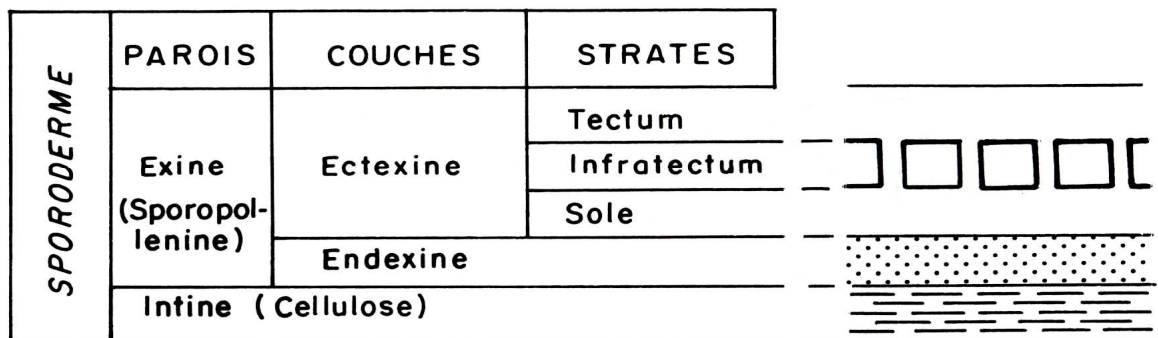


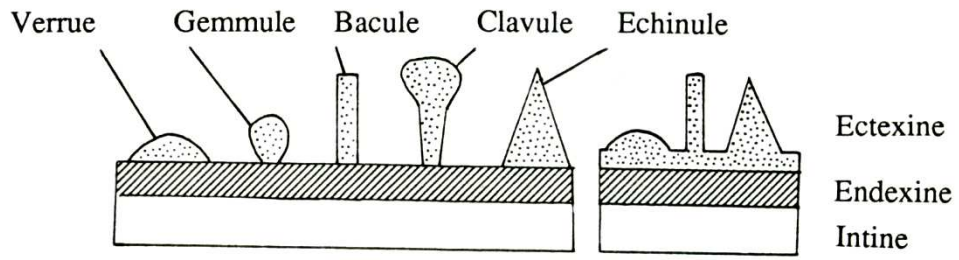
Figure 7: Coupe théorique à travers le sporoderme d'un grain de pollen (Faegri - Apf, 1975)

b. Sculpture

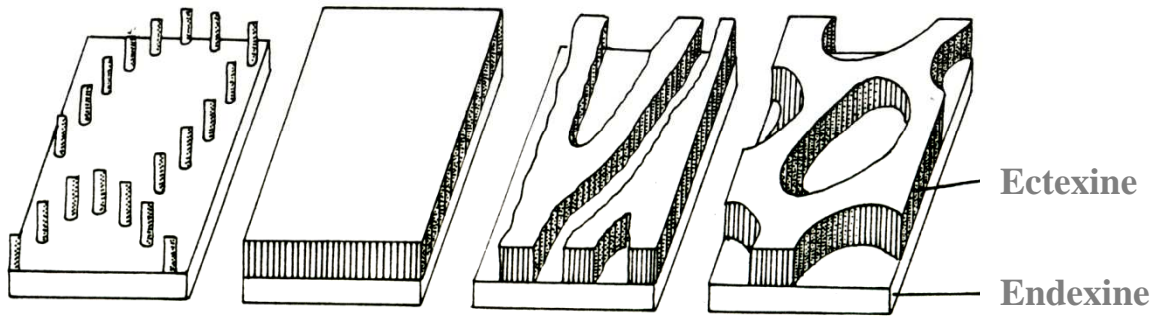
L'ornementation de l'exine correspond aux éléments en reliefs. Elle peut être lisse, psillée (petits points irrégulièrement répartis), scabrée (très légères ondulations inférieures à un micron).

Quand les ornements dépassent un micron, elles donnent l'image d'une exine à épines (échinulée), à gemmules (gémulée), à verrues (verruquée), à clavules (clavulée), à bacules (baculée) et à réseau (réticulée) (Ricciardelli d'Albore, 1997).

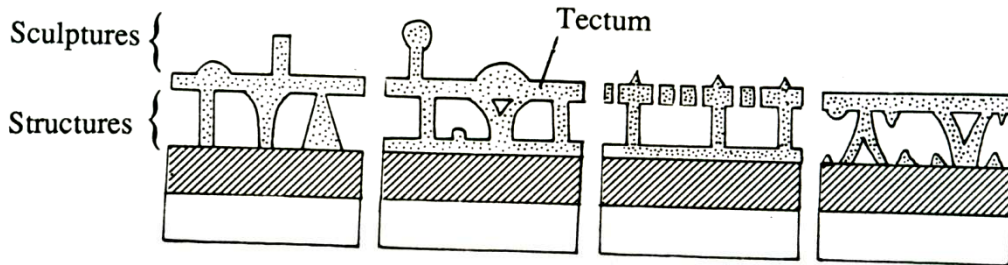
Enfin, l'exine par sa complexité et sa particularité, est porteuse d'un grand nombre d'informations morphologiques (Reille, 1990) (Fig. 8).



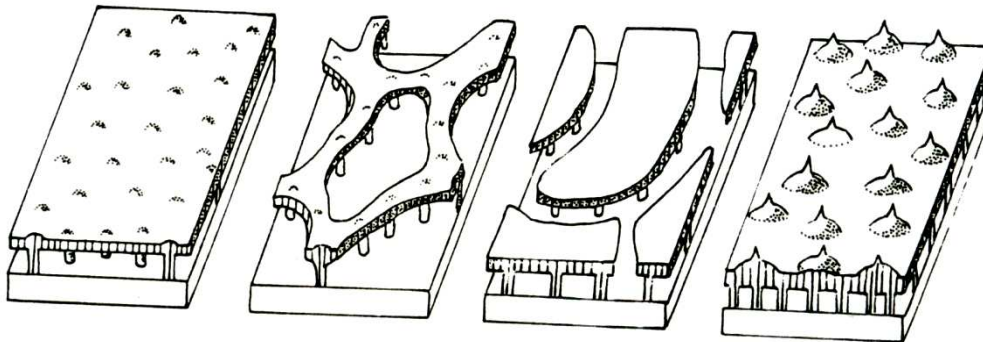
Quelques types de sculptures



Exemples d'exines intectées



Quelques types d'exines tectées



Exemples d'exines tectées

Figure 8: Quelques types d'éléments de sculptures et de structures (Reille, 1999)

2. MÉLISSOPALYNOLOGIE

Depuis les travaux fondamentaux de Zander (1935, 1937, 1941, 1949, 1951), un grand nombre d'examen microscopiques des miels ont été faits dans beaucoup de pays. Ainsi une nouvelle version des méthodes d'analyse pollinique des miels a été publiée par la Commission internationale de botanique apicole de l'Union Internationale des Sciences Biologiques, (Louveaux, Maurizio et Vorwohl, 1970).

Ces méthodes de détermination microscopique de l'origine des miels reposent sur la constatation que tout miel naturel contient des éléments figurés dont les plus importants sont les grains de pollen. Outre les grains de pollen, les miels peuvent contenir d'autres éléments, spores de champignons, algues microscopiques, levures, grains d'amidon, fragments d'insectes et poussières atmosphériques.

Ces particules végétales microscopiques sont suffisamment variées et caractéristiques dans leur morphologie pour les identifier sous le microscope.

Ainsi par la centrifugation d'une solution de miel, ces éléments peuvent être concentrés dans un très faible volume pour en confectionner des préparations dont l'examen microscopique apporte des informations recherchées.

Bogdanov et Lischer (1993) rapportent que la détermination de l'origine florale du miel a pour objectif d'apprécier la proportion des différentes plantes dans le miel. Cependant, il faut tenir compte de la sur ou sous représentation du pollen dans le miel.

Jouve (1997) précise que l'analyse pollinique permet de détecter les tromperies et les appellations florales ou géographiques ne correspondant pas à la réalité. C'est pourquoi, Fabrocini (1999) rapporte que pour déterminer le type de miel avec ses qualités de texture, sa couleur, son goût et son arôme spécifique, on fait l'analyse méliissopalynologique pour déterminer l'origine géographique et l'origine botanique.

2.1. Analyse pollinique qualitative

Cet examen microscopique donne des informations:

- sur son origine géographique;
- sur son origine botanique;
- sur l'éventuelle souillure du miel;
- sur la quantité de levures;
- sur la présence éventuelle anormale de particules insolubles dans l'eau.

Le rôle principal de cette analyse est donc de déterminer, confirmer, voire d'infirmier les origines botaniques et géographiques des miels.

- Identification et numération des grains de pollen

L'identification et dénombrement des grains de pollen se font de pair. On observe l'ensemble de la préparation et noter toutes les espèces rencontrées jusqu'à ce qu'on ne trouve plus des espèces nouvelles.

Ces grains présentent une variété de formes, de structures et d'ornementation, ainsi leur identification dans le miel a été guidée par la consultation de nombreux ouvrages de Maurizio et

Louveaux (1965) ; Ricciardelli d'Albore (1979, 1998) ; Reille (1970, 1990, 1992, 1995) et les données tirées des publications spécialisées.

Enfin consultation d'une collection de lames de référence que nous avons réalisé avec l'aide apportée par des spécialistes dans le domaine (Ricciardelli d'Albore, Schweitzer, Persano Oddo et Kerkvliet).

Les caractères considérés dans l'identification des grains de pollen sont:

- la taille ;
- la forme ;
- l'ornementation de l'exine;
- les apertures.

- Niveau de détermination de pollen

L'identification de grains de pollen se limite souvent à la forme du genre. L'emploi des noms scientifiques devrait donc être limité aux cas où une détermination sûre est possible, lorsque cette condition n'est pas remplie, il convient d'accompagner le nom scientifique d'une mention précisant clairement que celui-ci doit être pris dans un sens large: par exemple *Trifolium repense* s.l. (sensu lato) ou «groupe *Trifolium repense*», c'est à dire pollen qui d'après ses dimensions et sa structure est plus ou moins semblable à celui de *T. resupinatum* ou *T. arvens* (Maurizio et Louveaux, 1967).

Selon les mêmes auteurs, lorsque des connaissances détaillées font défauts, le pollen peut être rattaché à un groupement plu important «forme ou type». Ces deux termes sont utilisés pour indiquer tous les genres ou espèces représentés par le même type morphologique.

- Classes de fréquences

D'après Louveaux, Maurizio, Vorwohl (1970), les taxons identifiés sont regroupés en classes de fréquences:

- pollens dominants et principaux: > 45% ;
- pollens d'accompagnement: 16 à 45% ;
- pollens isolés importants: 3 à 15% ;
- pollens isolés ou rares < 3%.

La détermination de classes de fréquences, repose sur le traitement de 200 à 300 grain de pollens au moins et les indicateurs de miellat correspondant.

D'après Louveaux *et al.* (1978) ; Parent *et al.* (1989), cités par Chennit (1990) la présence d'un pollen dominant dans un miel permet de le considérer comme miel « monfloral » ou « unifloral », s'il n'y a pas de pollen dominant, le miel est considéré comme « toutes fleurs » ou « multifloral ».

2.2. Analyse pollinique quantitative

La détermination du volume du sédiment donne des informations:

- sur le mode de récolte du miel, pressage, centrifugation, filtration, etc...
- sur d'éventuelles falsifications ou sur la présence de particules étrangères.

Par ailleurs, l'analyse quantitative permet de connaître la variation de la richesse en pollen des miels. En effet, cette méthode a conduit Maurizio en 1939, à classer les miels selon leur richesse en pollen de la manière suivante:

Classe I	: < 20 000 grains de pollen/10g	→ Pauvre
Classe II	: 20 000-100 000 grains de pollen/10g	→ Moyenne
Classe III	: 100 000-500.000 grains de pollen/10g	} Riches
Classe IV	: 500 000-1 000.000 grains de pollen/10g	
Classe V	: ≥ 1 000.000 grains de pollen/10g	

2.3. Origine du pollen présent dans le miel

Ce pollen est d'origines suivantes:

- tombé sur les nectaires lorsque les anthères sont déhiscentes ;
- transporté par le vent sur la fleur ou sur le miellat ;
- apporté par simple contamination des nectars dans la ruche par le pollen en suspension dans l'atmosphère de cette dernière;
- mélangé au produit au cours de transformation par l'abeille lors des phases de régurgitation ou lorsque l'insecte brosse le pollen tombé sur son corps pendant ses activités de butinage en frottant les étamines.

2.4. Problèmes posés en méliissopalynologie

Les principaux problèmes posés en méliissopalynologie sont:

- l'origine du pollen contenu dans le miel, il convient de savoir quelles sont les voies qu'il suit pour y parvenir;
- la variation de la richesse en pollen des miels et leurs causes;
- la sur ou sous représentation du pollen;
- corrélation entre le spectre pollinique, les propriétés organoleptiques et physico-chimiques des miels (UISB, 1964).

1. ORIGINE DES MIELS ETUDIÉS ET DESCRIPTION DE LA ZONE D'ETUDE

a. Description de la zone d'étude

L'Algérie couvre une superficie de 2 381 741 km², deuxième plus grand pays d'Afrique après le Soudan. Elle est limitée au Nord par la mer méditerranée, au Sud par le Mali et le Niger, à l'Ouest par le Maroc, le Sahara occidental et la Mauritanie et à l'Est par la Tunisie et la Libye.

Deux chaînes montagneuses, l'Atlas tellien au Nord et l'Atlas saharien au Sud, séparent le pays du Nord au Sud en Système tellien, Hautes plaines steppiques et le Sahara (Nedjraoui 1981, 1990). Ces trois milieux se distinguent par leur environnement et leurs caractéristiques géologiques et géographiques.

Le Système tellien est constitué par une succession de massifs montagneux, côtiers et sublittoraux, et de plaines (Hadjiat, 1997).

Les Hautes plaines steppiques sont localisées entre l'Atlas tellien au Nord et l'Atlas saharien au Sud, à des altitudes plus ou moins importantes de 900 à 1 200 m, parsemées de dépressions salées, chotts ou sebkhas.

On distingue :

Les steppes occidentales, constituées des Hautes plaines Sud oranaises et Sud algéroises et Les steppes orientales à l'Est, formées par les Hautes plaines du Sud constantinois.

Le Sahara, forme une large barrière qui sépare le domaine méditerranéen au Nord du domaine tropical au Sud. Il est constitué de plaines (regs et ergs), de plateaux (hamadas et tassili), et de dépressions (sebkhas et gueltas) (Chefrour, 2008).

Le climat de type méditerranéen au Nord au type saharien au Sud, donnant une importante diversité biologique.

D'après Chefrour (2008), 3 300 espèces végétales spontanées ont été identifiées, 640 sont rares et menacées et 256 sont considérées comme endémiques.

Les 238 millions d'hectares du territoire algérien sont découpés en zones caractérisées par un cortège de plantes diverses:

- 40 millions d'hectares (16,67%) de l'ensemble du territoire sont utilisés par le secteur agricole dont 31,054 millions d'hectares sont utilisés comme pacage et parcours et constituent le domaine essentiel du pastoralisme et huit millions deux cents vingt sept hectares représentent la surface agricole utile.
- Les forêts couvrent 4,196 millions d'hectares (1,76%) de l'ensemble du territoire (Ghazi et Laghouati, 1997).

b. Origine des miels étudiés

La présente étude a été réalisée à partir de 66 échantillons de miels, collectés de différentes régions (Ouest, Centre, Est et Sud) durant les années 2003, 2004 et 2005 (Tab. 3, 4 et Fig. 9).

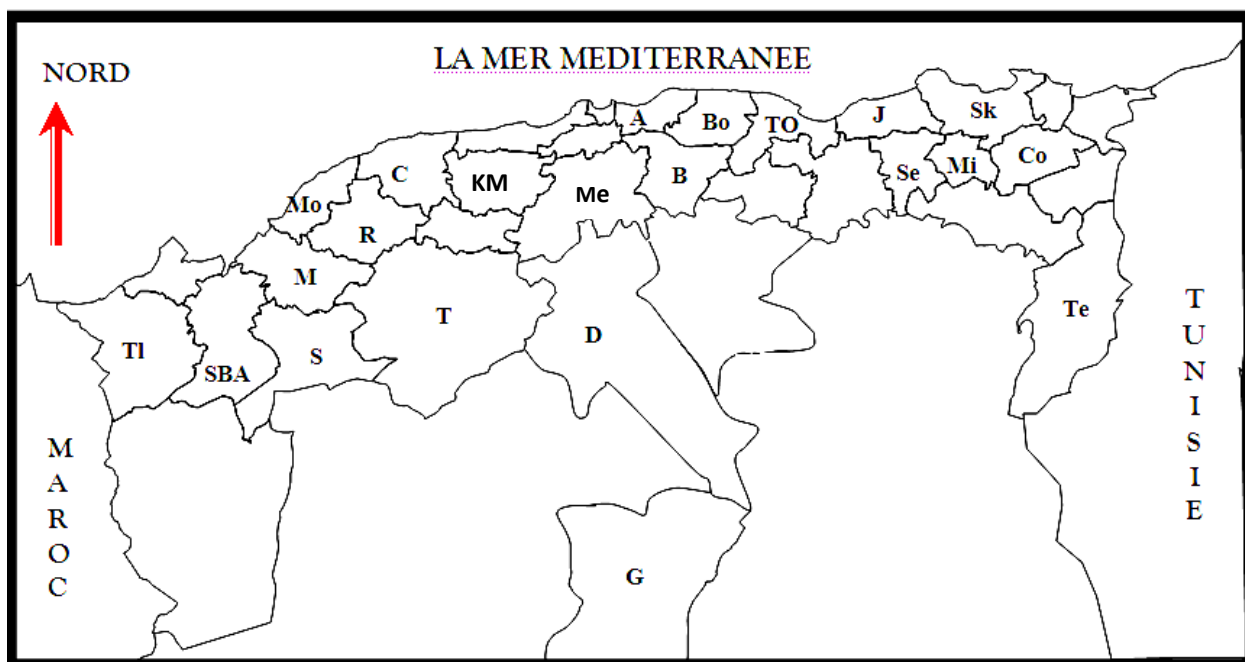
Tableau 3: Répartition de l'échantillonnage

Régions	Nombre d'échantillons
Ouest - Sidi Bel Abbés - Tiaret - Mascara - Mostaganem - Relizane - Saida - Tlemcen	1 13 1 1 2 1 1 } 20
Centre - Alger - Blida - Khemis Miliana - Médéa - Boumerdes - Tizi Ouzou - Chlef - Djelfa	9 9 1 4 1 8 2 3 } 37
Est - Constantine - Jijel - Mila - Sétif - Skikda - Tébessa	2 1 1 2 1 1 } 8
Sud - Ghardaia	1

Tableau 4 : Présentation des échantillons de miels analysés.

Ech	Provenance	Date de récolte	Ech	Provenance	Date de récolte
E1	Tizi -Ouzou (AghniCaghrane)	Juillet 04	E34	Blida	Mars 04
E2	Tizi -Ouzou (Ait-Touderth)	Juillet 04	E35	Alger (Eucalyptus)	Août 04
E3	Tizi -Ouzou (Ait-Touderth)	Juillet 04	E36	Alger	Août 04
E4	Alger (Dar El Baydha)	Mai 04	E37	Tizi -Ouzou	2004
E5	Alger (Dar El Baydha)	Juin 04	E38	Tiaret	2004
E6	Alger	Juillet 04	E39	Blida (Chria)	2004
E7	Relizane (Djebel G'Zool)	2004	E40	Blida (Ben Salah)	Mai 04
E8	Alger (Eucalyptus)	2004	E41	Khemis Meliana	Juillet 04
E9	Sétif	20 juin 04	E42	Blida (Boumedfaa)	30 juin 04
E10	Skikda (Tamlousse)	24 juin 04	E43	Tiaret	25 mai 04
E11	Jijel (Tahir)	2003	E44	Tiaret	Août 04
E12	Ghardaia	2003	E45	Mostaganem	Septembre 04
E13	Alger (Eucalyptus)	20 août 04	E46	Relizane	Juillet 04
E14	Alger	16 août 04	E47	Mascara (Mohamadia)	Mai 04
E15	Blida (Métidja)	10 juin 04	E48	Tiaret	2004
E16	Blida (Métidja)	5 août 04	E49	Tiaret	2004
E17	Tizi -Ouzou	Juin 03	E50	Tiaret	Août 04
E18	Tiaret	Juillet 04	E51	Chlef	Mai 2005
E19	Alger	Août 04	E52	Constantine	2005
E20	Blida (Afroune)	Juillet 04	E53	Mila	2004
E21	Blida (Afroune)	Mai 04	E54	Tiaret (Machraa El Sfa)	20 juillet 05
E22	Tizi -Ouzou (Azazga)	Juillet 04	E55	Tiaret (Sidi Lazrague)	Juillet 05
E23	Tizi -Ouzou (Azoufoun)	07 juillet 04	E56	Saida	2005
E24	Tizi -Ouzou (Oued Sebaou)	Juillet 04	E57	Sidi Bel Abbés	2005
E25	Boumerdes	Juillet 04	E58	Djelfa	4 juillet 05
E26	Tébessa	Mai 04	E59	Médéa (Oumaria)	15 juillet 05
E27	Médéa	Juillet 04	E60	Tiaret (Hanacha)	Août 05
E28	Djelfa (Ain Maabad)	26 juillet 04	E61	Blida	25 mai 05
E29	Djelfa	26 juillet 04	E62	Tlemcen	2005
E30	Sétif	Juin 04	E63	Tiaret	Juillet 05
E31	Médéa	Juillet 04	E64	Tiaret	2005
E32	Constantine	2004	E65	Médéa	2005
E33	Chlef	Septembre 03	E66	Tiaret	2005

Ech: Echantillon



Ouest	Centre	Est	Sud
SBA. Sidi Bel Abbes	A. Alger	Co. Constantine	G. Ghardaia
T. Tiaret	B. Blida	J. Jijel	
M. Mascara	KM. Khemis Miliana	Mi. Mila	
Mo. Mostaganem	Me. Médéa	Se. Sétif	
R. Relizane	Bo. Boumerdes	Sk. Skikda	
S. Saida	TO. Tizi Ouzou	Te. Tébessa	
TI. Tlemcen	C. Chlef		
	D. Djelfa		

Figure 9: Carte de répartition géographique des échantillons de miel en Algérie.

2. MATERIEL ET METHODOLOGIE

a. Appareillage

- balance analytique Sartorius;
- agitateur magnétique Stuart;
- titreuse automatique, Autochemistry system Orion 960;
- flacons avec fermetures hermétiques;
- étuve prolabo;
- réfractomètre du type Abbe à thermomètre incorporé;
- spectrophotomètre UV visible Varian;
- bain marie thermostaté Grant;
- centrifugeuse Heraeus;
- osmoseur Elga (18M Ω);
- chronomètre;
- pipette automatique Eppendorf;
- verres de montres;
- conductimètre avec électrode;
- four à moufle ;
- capsules de platines;
- dessiccateur contenant un déshydratant;
- comparateur optique de Lovibond 2000;
- chromatographe HPLC DIONEX GP.

b. Réactifs

- solution d'hydroxyde de sodium 0,05 N;
- solution d'acide sulfurique 0,05 N;
- Bandelettes réactives Quantofix® (0,5-25 mg/1H₂O₂);
- comprimés de substrat Phadebas®;
- acétate de sodium anhydre ;
- acide acétique pur;
- potassium dihydrogénophosphate (KH₂PO₄);
- disodiumhydrogénophosphate (Na₂HPO₄, 2H₂O);
- p-nitrophényl- α -D glucopyranoside (PNPG);
- tris-(hydrométhyl) aminométhane;
- acide chlorhydrique;
- solution d'acide barbiturique;
- reactif à la paratoluidine;
- isopropanol;
- acide acétique cristallisable;
- chlorure de fer (FeCl₃);
- eau ultra pure décarbonisée (18M Ω) ;
- solution d'hydroxyde de sodium 50% ;
- sucres standard de haute pureté.

2.1. Détermination du pH, de l'acidité libre, des lactones et de l'acidité totale

Réalisée par la méthode de titrage au point d'équivalence, méthode harmonisée de la Commission européenne du miel (Bogdanov *et al.*, 1997).

L'acidité libre est obtenue par la courbe de neutralisation du miel par une solution d'hydroxyde de sodium et détermination du pH du point équivalent (pHE).

L'acidité due aux lactones est obtenue par l'ajout d'un excès d'hydroxyde de sodium à la solution de miel en déterminant cet excès par un titrage en retour par l'acide sulfurique.

- Mode opératoire

Peser 5 g de miel et dissoudre dans un peu d'eau. La solution est complétée à un volume de 50 ml dans une fiole jaugée.

Prélever 25 ml dans un bécher. Le pH mètre doit être étalonné à l'aide de solutions tampons de commerce, tampons 4 et 7.

Le liquide est agité modérément à l'aide d'un agitateur puis dosé avec de l'hydroxyde de sodium.

La titreuse automatique ajoute l'excès d'hydroxyde de sodium, et sans tarder, procéder au titrage retour avec la solution d'acide sulfurique.

- Expression des résultats

La titreuse automatique trace les courbes de neutralisation en portant le pH en ordonnées et les volumes d'hydroxyde de sodium et d'acide sulfurique en abscisses. Il détermine graphiquement le point équivalent E de la courbe de neutralisation du miel et le volume de soude et d'acide sulfurique correspondant.

$$\text{Acidité libre (meq / kg)} = \frac{1000 \cdot V \cdot N}{M}$$

$$\text{Acidité combinée (meq / kg)} = \frac{1000 \cdot [(10 - V)N - 0.05V']}{M}$$

$$\text{Acidité totale (meq/kg)} = \text{Acidité libre} + \text{Acidité combinée}$$

V : Le volume en millilitre d'hydroxyde de sodium versé pour atteindre le pH du point équivalent E lors de la neutralisation du miel;

V' : Le volume en millilitre d'acide sulfurique pour atteindre le pH du point équivalent lors du dosage en retour;

N : La normalité d'hydroxyde de sodium;

M : Prise d'essai en gramme.

2.2. Humidité

Méthode réfractométrique de Chataway (1932) et de Wedmore (1955), réalisée à l'aide d'un réfractomètre Abbe, méthode harmonisée de la Commission européenne du miel (Bogdanov *et al.*, 1997).

La teneur en eau est déterminée par la mesure de l'indice réfractométrique. Ce dernier varie selon la concentration en matière sèche.

Le miel doit être parfaitement liquéfié dans un flacon à fermeture hermétique en étuve à 50°C.

- Mode opératoire

A l'aide de la baguette de verre, déposer une goutte de miel sur le prisme du réfractomètre et répartir en couche mince. Fermer l'appareil, lire l'indice de réfraction, et noter la température du prisme.

Si la mesure a été effectuée à une température différente de 20°C, la lecture doit être corrigée pour ramener l'indice de réfraction à 20°C.

La correction est additive, si la mesure est faite au dessus de 20°C, soustractive dans le cas contraire.

Le facteur de correction est de 0,000 23 par degré Celsius.

En se rapportant au tableau de Chataway (annexe. I), la teneur en eau correspondant à chaque indice de réfraction à 20°C, est déterminée.

2.3. Peroxyde d'hydrogène ou eau oxygénée (H₂O₂)

L'enzyme gluco-oxydase qui produit l'eau oxygénée est très sensible à la chaleur, la lumière et au stockage.

La teneur en peroxyde d'hydrogène ou eau oxygénée peut être mesurée par la méthode de test de bandelette, développée par le laboratoire du département de contrôle de nourriture à Amsterdam (Kerkvliet, 2002).

- Mode opératoire

Dans un bécher, mélanger 10 g de miel dans 40 ml d'eau distillée.

Laisser la solution à une température de 20°C, pendant une heure. Ensuite immerger une bandelette réactive dans la solution de miel pendant 1 seconde.

Après 15 secondes, comparer la couleur bleue obtenue avec l'échelle de couleurs sur Quantofix®, échelle de 0,5 à 25 mg/l H₂O₂.

- Expression des résultats

Convertir le résultat obtenu en mg/g de miel/h à 20°C.

2.4. Activité de l'amylase

La méthode de détermination de l'activité diastasique est la méthode de Phadebas, méthode harmonisée de la Commission européenne du miel (Bogdanov et al., 1997).

La solution de miel est mise en contact avec un substrat qui est un polymère insoluble d'amidon sur lequel est couplé un chromophore bleu. L'action de l'amylase libère des fragments colorés solubles.

L'activité de l'enzyme est proportionnelle à la densité optique déterminée par photométrie à 620 nm de la solution centrifugée.

- Mode opératoire

Peser 1 g de miel dans un bécher de 100 ml. Diluer dans un peu de la solution tampon d'acétate de sodium.

Transvaser dans une fiole jaugée de 100 ml et compléter au trait de jauge. Mélanger par retournements.

Au moyen d'une pipette, prélever 5 ml de la solution dans le tube à essai.

Mettre le tube dans le bain marie pendant 5 à 10 mn à 40°C. A l'aide d'une pince, introduire un comprimé de Phadebas dans le tube, déclencher le chronomètre, agiter et remettre au bain marie. Le temps de réaction est de 15 mn.

Au bout de 15 mn, arrêter la réaction par addition de 1ml de solution de soude (0,5 N).

Centrifuger puis lire l'absorbance du surnageant au spectrophotomètre (620 nm).

Pour la mise à zéro, employer de l'eau ultrapure.

- Expression des résultats

L'activité amylasique du miel est exprimée en Unités de Schade. Une unité correspond à l'activité enzymatique de 1 g de miel susceptible d'hydrolyser 0,01 g d'amidon en une heure à 40°C.

L'activité de l'amylase est : $ID = 2,64 + 28,2 DO$

ID : indice diastasique;

DO : lecture du résultat, densité optique.

Solution tampon d'acétate de sodium (pH = 5,3)

Dissoudre 8,2 g d'acétate de sodium dans un peu d'eau distillée. Ajuster le pH de la solution par addition de 1 ml d'acide acétique pur.

Transvaser dans une fiole jaugée de 1l. Compléter au trait de jauge et mélanger par retournements.

Solution d'hydroxyde de sodium (0,5 N)

Peser 2 g d'hydroxyde de sodium dans un bécher. Dissoudre dans un peu d'eau distillée.

Transvaser dans une fiole jaugée de 100 ml et compléter au trait de jauge et mélanger par retournements.

2.5. Activité de l'invertase

Déterminée par la méthode de Siegenthaler (1977), méthode harmonisée de la Commission européenne du miel (Bogdanov et al., 1997).

Le p-nitrophényl- α -D glucopyranoside (PNPG) est utilisé pour la détermination de la quantité d'invertase dans le miel.

Le PNPG se dédouble en glucose et en p-nitrophénol sous l'action de l' α -glucosidase (invertase ou saccharase). Lorsque le pH est ajusté à une valeur de 9,5 la réaction enzymatique est stoppée et au même temps le nitrophénol est transformé en anion « nitrophénolate », ce qui correspond au moment où la substance est convertie et est mesurée au spectrophotomètre à 400 nm.

Solution tampon (pH = 6)

Dissoudre 11,66g de potassium dihydrogénophosphate (KH_2PO_4) et 2,56g de disodiumhydrogénophosphate ($\text{Na}_2\text{HPO}_4, 2\text{H}_2\text{O}$) dans de l'eau distillée et amener à 1 l.

Solution de p-nitrophényl- α -D glucopyranoside (PNPG)

Dissoudre 6,0252g de PNPG dans la solution tampon et amener à 1 l. La dissolution de la solution tampon ne doit pas se faire à plus de 60°C et doit être refroidie.

La solution doit être stockée dans un flacon sombre et conservée au réfrigérateur pendant au plus un mois.

Solution de fin de réaction (pH = 9,5)

Dissoudre 363,42 g de tris-(hydrométhyl) aminométhane dans de l'eau distillée et amener à 1 l. Ajuster le pH à la valeur 9,5 avec de l'acide chlorhydrique.

- Mode opératoire

Solution de miel : Dissoudre 5 g de miel dans la solution tampon et les transférer dans une fiole jaugée de 25 ml et compléter au trait de jauge.

Mettre 5 ml de la solution de substrat (PNPG) dans un tube à essai. Placer au bain marie à 40°C pendant 5 mn avant d'ajouter la solution de miel.

Ajouter 0,5 ml de la solution de miel, déclencher le chronomètre.

Agiter le contenu et placer à 40°C. Après 20 mn, ajouter 0,5 ml du réactif final et remuer de nouveau.

Blanc : Placer 5 ml de la solution de substrat à 40°C, pendant le même temps.

Après 5 mn, ajouter 0,5 ml de la solution terminale. Remuer et ajouter 0,5 ml de la solution de miel. Préparer un blanc pour chaque miel à tester.

Lecture : Mesurer l'absorbance de l'échantillon et du blanc à 400 nm. Les lectures doivent se faire après un temps de 15 mn et au maximum 1 heure.

- Expression des résultats

L'activité de l'invertase est exprimée en unités où une unité est définie comme le nombre de micromoles de substance détruite par minute et exprimée par kilogramme de miel.

Invertase en U/kg = $158,94 \cdot \Delta 400$

$1\text{U/kg} = (1 \mu\text{mol PNPG}) / (\text{minutes} \times \text{kg de miel})$.

U: est une unité internationale correspondant à une utilisation de 1 μM par minute ;

$\Delta 400$: est l'absorbance de l'échantillon, obtenue par la soustraction de l'absorbance de la solution à celle du blanc.

L'activité de l'invertase peut être exprimé en nombre d'invertase $\text{IN} = 21,64 \cdot \Delta 400$

IN: Nombre d'invertase.

2.6. Hydroxyméthylfurfural (HMF)

Déterminé par la méthode de Winkler, réalisée à l'aide d'un spectrophotomètre UV visible, méthode harmonisée de la Commission européenne du miel (Bogdanov *et al.*, 1997).

Mesure à une longueur d'onde de 550 nm de la coloration rouge due à l'action de l'HMF sur l'acide barbiturique et la paratoluidine.

Réactif à la paratoluidine

Dissoudre 10 g de paratoluidine dans un peu d'isopropanol. Ajouter 10 ml d'acide acétique cristallisable.

Transvaser dans une fiole jaugée de 100 ml et compléter jusqu'au trait de jauge avec de l'isopropanol et mélanger par retournements.

Conserver le réactif en flacon brun et au réfrigérateur. Il est renouvelé journallement.

Solution d'acide barbiturique

Dissoudre 0,5 g d'acide barbiturique dans un peu d'eau distillée. Transvaser dans une fiole jaugée de 100 ml et ajuster jusqu'au trait de jauge.

Préparation de la solution de miel

Dissoudre 2 g de miel dans un peu d'eau. Transvaser dans une fiole jaugée de 10 ml puis ajuster au trait de jauge.

Verser dans un premier petit tube 2 ml de la solution, 5 ml de réactif à la paratoluidine et 1 ml d'eau distillée (témoin), agiter.

Verser dans un deuxième petit tube 2 ml de la solution, 5 ml de réactif à la paratoluidine et 1 ml de la solution d'acide barbiturique (essai), agiter.

Les deux réactifs doivent être ajoutés immédiatement dans l'intervalle d'une à deux minutes.

Faire le zéro de l'appareil sur le témoin. Noter la valeur de l'absorbance du palier maximal de la courbe qui s'affiche sur l'écran.

- Expression des résultats

$$\text{Teneur en HMF} = \frac{192 \cdot \text{extinction } (D^\circ)}{\text{Épaisseur de la cuve en } (cm)}$$

Le facteur 192 est obtenu expérimentalement à partir d'HMF pur.

La teneur en HMF est exprimée en mg par 1000g de miel

2.7. Polyphénols

La mise en évidence de polyphénols par le chlorure de fer (FeCl_3) avec formation éventuelle de précipité sombre, méthode employée au laboratoire d'analyses et d'écologie apicole (CETAM Lorraine, France).

- Mode opératoire

Peser 2 g de miel dans un verre de montre. Mettre à l'étuve à une température inférieure à 50°C pour liquéfier le miel.

Ajouter 6 gouttes de FeCl_3 (9g/100ml), mélanger. La formation d'un précipité violet/noir indique la présence de polyphénols.

2.8. Conductivité électrique

Mesure à 20°C de la conductivité électrique, d'une solution de miel à 20% de matière sèche du produit, méthode harmonisée de la Commission européenne du miel (Bogdanov et al., 1997).

- Mode opératoire

Peser une masse de miel telle que: $M = \frac{5.100}{MS}$

MS : % en matière sèche du miel déterminée à partir de la mesure du taux d'humidité

Dissoudre les M g de miel dans quelques ml d'eau distillée, compléter à 25 ml dans une fiole jaugée.

Verser la solution dans un bécher de 50 ml. Plonger l'électrode, la lecture est faite à 20°C et la valeur de la conductivité électrique est affichée directement sur le potentiomètre.

Les résultats sont exprimés en 10^4 S/cm.

2.9. Cendres

La teneur en cendres est déterminée par incinération du produit dans un four à moufle, jusqu'à obtention d'une cendre blanche, méthode harmonisée de la Commission européenne du miel (Bogdanov et al., 1997).

- Mode opératoire

Peser 5 g de miel de masse M_0 dans une capsule. Carboniser lentement en évitant les projections, puis porter au four en augmentant la température initiale qui est de 100°C au fur et à mesure jusqu'à 600°C .

L'incinération est complète quand la différence entre deux pesées consécutives faites à 30mn d'intervalle n'excède pas 1mg.

Après refroidissement dans un dessiccateur, procéder à la pesée de la capsule avec les cendres.

- **Expression des résultats** $M = \frac{M_1 - M_2}{M_0} 100$

M: Masse des cendres pour 100 g de miel;

M_1 : Poids de la capsule avec les cendres;

M_2 : Poids de la capsule vide;

M_0 : Prise d'essai.

2.10. Couleur

La couleur est une caractéristique physique, qui est en rapport avec l'origine du produit et sa composition.

La mesure est faite à l'aide d'un appareil de Lovibond, équipé de deux disques A et B, l'un pour les miels clairs, l'autre pour les miels foncés.

Des étalons de couleurs représentés par des pastilles colorées en intensité croissante, sont encadrés dans chacun des deux disques.

Chaque pastille est référencée sur la norme internationale de couleur pour les miels (échelle de Pfund) (Aubert et Gonnet, 1983).

- Mode opératoire

Verser le miel liquide dans une cuve carrée de 1 cm de côté. La cuve est placée dans l'un des compartiments du comparateur, dans l'autre compartiment la rotation du disque permet de faire défiler la gamme colorée.

La lecture par rapport à la référence de la pastille est faite, quand la couleur observée dans les deux compartiments côte à côte est d'intensité égale.

2.11. Sucres

Le dosage des sucres s'effectue par chromatographie ionique, détection ampérométrique pulsée, selon la méthode de la Commission européenne du miel (Bogdanov *et al.*, 1997).

Les sucres sont élués avec une solution d'hydroxyde de sodium et détectés par le système ampérométrique pulsé avec une réponse stable et sensible due à l'élimination continue des produits d'oxydation de sucre.

- Mode opératoire

Préparation de la solution standard

La composition de la solution standard est la suivante:

Sucres	Quantité (mg)
Tréhalose.....	13
Glucose.....	4,5
Fructose.....	41,3
Mélibiose.....	15
Isomaltose.....	13,2
Saccharose.....	23,8
Turanose.....	21,2
Mélézitose.....	13,9
Raffinose.....	15
Maltose.....	11,2
Erlose.....	11

- peser exactement la masse correspondante du premier sucre déjà cité;
- dissoudre dans quelques millilitres d'eau ultra pure;
- transférer dans un flacon de 100 ml, répéter l'opération avec les autres sucres;

- transférer quantitativement dans le même flacon, compléter avec de l'eau ultra pure puis mélanger;
- diviser la solution en quantité de 5 ml et introduire dans des tubes et conserver dans le réfrigérateur.

1 ml de la solution étalon est injecté au moyen d'une seringue HAMILTON dans la boucle du chromatographe.

Préparation de la solution de miel

- peser exactement 200 g de miel;
- dans un bécher de 25 ml, dissoudre avec quelques millilitres d'eau ultra pure;
- transférer quantitativement dans une fiole de 100 ml, compléter jusqu'au trait de jauge et mélanger;
- introduire 1 ml de la solution dans une seringue et injecter dans la boucle du chromatographe.

- Expression des résultats

Les résultats sont exprimés en %

3. RESULTATS ET DISCUSSION

3.1. Résultats

Les résultats des paramètres étudiés et les pollens dominants des miels analysés sont donnés dans les tableaux 5 et 6.

Tableau 5: Résultats des analyses des éléments bioactifs des échantillons de miels.

Paramètres	Valeur moyenne ± Ecar-type	Min - Max	Limites standard internationales	Echantillons non conformes aux normes
Humidité (%)	16.51 ± 1.6	13.92 - 20.2	Pas plus de 20%	1 échantillon
Fructose (%)	41.8 ± 3.4	34.0 - 49.1	limite non fixée	
Glucose (%)	29.1 ± 2.9	21.2 - 35.2	limite non fixée	
Fructose+Glucose (%)	70.95 ± 4.8	55.2 - 79.8	Miel de nectar: Pas moins de 60% Miel de miellat: pas moins de 45%	
Saccharose (%)	1.14 ± 0.96	0.00 - 4.30	Pas plus de 5%	
Fructose/Glucose	1.45 ± 0.17	1.11 - 2.00	Limite non fixée	
Glucose/Eau	1.78 ± 0.25	1.30 - 2.34	Limite non fixée	
Conductivité électrique (mS/cm)	0.568 ± 0.21	0.10 - 0.93	Miel de nectar: pas plus de 0,8 mS/cm Miel de miellat: pas moins de 0.8 mS/cm	
pH	3.94 ± 0.40	3.40 - 6.23	Limite non fixée	
Acidité libre (meq/kg)	10.93 ± 3.7	3.0 - 22.5	Pas plus de 50meq/kg	
HMF (mg/kg)	18.53 ± 20.3	0.5 - 124.0	Pas plus de 40mg/kg	4 échantillons
Diastase (DN)	17.36 ± 9.0	4.0 - 40.0	Pas moins de 8 unités de Schade	6 échantillons
Invertase (IN)	8.09 ± 5.0	0.00 - 20.0	Limite non fixée	
Couleur (mm Pfund)	74.82 ± 23.1	18.0 - 119.0	Limite non fixée	
Cendres (%)	0.17 ± 0.09	0.01 - 0.40	Miel de nectar: pas plus de 0,6% Miel de miellat: pas moins de 0.6%	
H ₂ O ₂ (mg/g/h)	1.05 ± 0.87	0.00 - 3.00	Limite non fixée	
Trehalose (%)	0.01 ± 0.04	0.00 - 0.20	Limite non fixée	
Mélibiose (%)	0.01 ± 0.05	0.00 - 0.40	Limite non fixée	
Isomaltose (%)	1.06 ± 0.79	0.00 - 4.80	Limite non fixée	
Turanose (%)	1.212 ± 0.80	0.00 - 3.70	Limite non fixée	
Raffinose (%)	0.09 ± 0.25	0.00 - 1.70	Limite non fixée	
Mélézitose (%)	0.04 ± 0.11	0.00 - 0.50	Limite non fixée	
Maltose (%)	1.58 ± 0.01	0.00 - 5.40	Limite non fixée	
Erlose (%)	0.4 ± 0.66	0.00 - 3.70	Limite non fixée	
Acidité combinée (meq/kg)	17.78 ± 11.67	2.00 - 44.50	Limite non fixée	
Acidité totale (meq/kg)	28.52 ± 12.44	5.00 - 56.00	Limite non fixée	

Min = minimum

Max = maximum.

Tableau 6 : Pollens dominants des miels analysés

Echantillons	Pollens dominants	Echantillons	Pollens dominants
E1	<i>Hedysarum</i>	E34	Absence
E2	<i>Hedysarum</i>	E35	<i>Eucalyptus</i>
E3	<i>Hedysarum</i>	E36	<i>Eucalyptus</i>
E4	Absence	E37	<i>Hedysarum</i>
E5	Absence	E38	<i>Vicia</i>
E6	<i>Eucalyptus</i>	E39	Absence
E7	Absence	E40	Absence
E8	<i>Eucalyptus</i>	E41	<i>Eucalyptus</i>
E9	Absence	E42	<i>Pimpinella</i>
E10	Absence	E43	Absence
E11	<i>Hedysarum</i>	E44	Absence
E12	<i>Eucalyptus</i>	E45	<i>Eucalyptus</i>
E13	<i>Eucalyptus</i>	E46	<i>Citrus</i>
E14	<i>Eucalyptus</i>	E47	Absence
E15	Absence	E48	Absence
E16	Absence	E49	<i>Eucalyptus</i>
E17	<i>Cistus</i>	E50	Absence
E18	<i>Pimpinella</i>	E51	<i>Citrus</i>
E19	<i>Eucalyptus</i>	E52	Absence
E20	Absence	E53	<i>Hedysarum</i>
E21	Absence	E54	<i>Pimpinella</i>
E22	<i>Pimpinella</i>	E55	<i>Eucalyptus</i>
E23	Absence	E56	<i>Centaurea</i>
E24	Absence	E57	Crassulaceae type <i>Sedum</i>
E25	<i>Eucalyptus</i>	E58	<i>Eucalyptus</i>
E26	<i>Rubus</i>	E59	Absence
E27	Absence	E60	<i>Eucalyptus</i>
E28	<i>Tamarix</i>	E61	<i>Eucalyptus</i>
E29	<i>Rubus</i>	E62	<i>Pimpinella</i>
E30	Absence	E63	<i>Eucalyptus</i>
E31	<i>Daucus</i>	E64	<i>Hedysarum</i>
E32	Absence	E65	<i>Pimpinella</i>
E33	Absence	E66	<i>Eucalyptus</i>

3.2. Discussion

3.2.1. Humidité

La teneur en eau des échantillons de miel varie entre 13,92 et 20,20%, la moyenne est de 16,51% (Tab. 5 et annexe II). La plupart des miels étudiés présentent des valeurs faibles, et seulement 1,51% des échantillons dépassent la limite de 20%, fixée par les normes internationales (Commission du Codex alimentaire, 2001). Les résultats obtenus concordent avec ceux rapportés par Hadj Said *et al.* (2009), qui sont de 16,24 à 16,67 avec une moyenne de 16,36%.

En comparaison avec les résultats des autres auteurs :

Les travaux de Chefrou (2008) sur la caractérisation physico-chimique et melissoplynologique de 62 miels de l'Est d'Algérie, montrent que la teneur en humidité varie entre 13,6 et 22 %.

Ouchemoukh *et al.* (2007) ont trouvé dans 11 échantillons de miel de Bejaia des valeurs allant de 14,6 à 19%.

Terrab *et al.* (2003a) ont observé dans 29 miels d'*Eucalyptus* marocains une teneur en eau moyenne de 17,5% (14,5-19,9%), pour les miels tunisiens les valeurs varient de 16-21,8% (Jilani *et al.*, 2008).

Atrouse *et al.* (2004) ont trouvé que la teneur en eau de 8 miels jordaniens varie de 13,3 à 18,5%.

L'étude de 15 miels pakistanais indique que leur valeur d'humidité est comprise entre 15,6 et 19,2% (Khan *et al.*, 2006).

Cependant, 16,66% des échantillons ont des valeurs comprises entre 18 et 20%. Cela pourrait être la cause de la fermentation et de la courte durée de vie du miel (Schweitzer, 1998). Toutefois les valeurs de l'acidité, de l'H.M.F, et de l'activité diastasique sont incluses dans les normes internationales de qualité pour ces échantillons, seuls deux d'entre eux ont des teneurs élevées en H.M.F (110,71 et 123,98mg/kg), ce qui explique la fraîcheur des échantillons, par contre les valeurs du pH sont basses, elles varient de 3,40 à 3,90. Compte tenu de la teneur en eau élevée et pH bas, les échantillons risquent de s'altérer.

Le miel à dominance d'*Hedysarum* de Tizi-Ouzou (E3) marque la valeur la plus élevée (20,2%), due probablement à une maturation incomplète dans les rayons, liée à une récolte prématurée ou à un stockage dans un lieu humide. En effet, d'après Bogdanov *et al.* (1995), les teneurs en eau élevées sont à mettre au compte d'une récolte précoce et d'un climat humide. Tandis que le miel de Sétif (E9), la valeur la plus basse (13,92%) qui peut être liée au climat chaud et sec (semi aride) de cette région et dont l'extraction probablement faite durant les périodes très chaudes d'où la déperdition d'eau. Selon Hooper (1980), cité par Makhloufi (2000) le miel est hygroscopique, peut aussi bien absorber l'humidité de l'air que perdre de l'eau, suivant que l'atmosphère est humide ou sec. La teneur en eau des miels dépend également de l'origine florale et de la force des colonies d'abeilles (Louveaux, 1985).

On constate des variations d'un miel à un autre (annexe II). Persano Oddo et Piro (2004) rapportent que selon la saison de production et le climat, les miels montrent quelques différences dans la teneur en eau.

Par ailleurs, La teneur en eau de 81,81% de nos échantillons varie de 13,92 à 18%. Ces miels agissent ainsi selon Bogdanov et Blumer (2001) d'une manière osmotique et absorbent l'eau vitale des agents pathogènes. Le reste des échantillons dilués possèdent également un effet anti-germinatif.

3.2.2. H.M.F

La mesure de la teneur en H.M.F permet l'évaluation de la fraîcheur du miel, la limite maximale fixée par les normes internationales étant de 40 mg/kg. La nouvelle directive européenne prévoit de porter ce maximum à 80 mg/kg pour les miels d'origine tropicale. Schweitzer (2003) rapporte qu'un miel de qualité ayant le maximum de ses propriétés diététiques et sensorielles ne devrait pas dépasser 10 à 15 mg/kg.

La teneur en H.M.F des miels étudiés varie de 0,5 à 123,98 mg/kg avec une moyenne de 18,53 mg/kg (Tab. 5 et annexe II). Dans les échantillons analysés, 6,06% d'entre eux dépassent la limite de 40 mg/kg et seulement 28,78% des échantillons montrent des valeurs inférieures à 10 mg/kg, qui sont typiques des miels frais non chauffés, selon les critères de qualité (Schweitzer, 2003).

Cependant deux échantillons soit 3,03% (E12 et E30) sont largement au dessus, ayant respectivement une teneur en H.M.F de 110,71 et 123,98 mg/kg. Bien que l'échantillon E12 à dominance d'*Eucalyptus* de Ghardaia présente une forte teneur en H.M.F, l'activité diastasique est supérieure à 8 (10), valeur minimale requise par la plupart des législations, probablement il s'agit d'un vieux miel mais qui n'a pas été chauffé exagérément. Or le climat aride et saharien de cette région doit être mis en rapport avec la hausse de ce taux d'H.M.F, tandis que l'échantillon E30 de Sétif ayant la teneur la plus élevée en H.M.F, possède une activité diastasique de 4 et celle de l'invertase 0 (annexe II), ce qui explique qu'il a été soumis à une forte chaleur. D'après Schweitzer (2005), l'H.M.F apparaît spontanément dans les miels et cela d'autant plus rapidement que ceux-ci sont acides (pH bas) ou portés à haute température.

La concentration moyenne en HMF des échantillons de notre étude est plus élevée (18.53 mg/kg) que celle des miels européens qui est habituellement en dessous de 10 mg/kg. Le climat chaud de l'Algérie pourrait être la cause de ce phénomène. L'influence de la chaleur a été également observée dans le nombre de diastases (17,36 unités Schade), alors que pour les miels d'*Eucalyptus* européens la valeur moyenne est de 25,5 unités Schade.

En concordance avec nos résultats, Jilani *et al.* (2008) ont montré l'effet de la chaleur sur les valeurs d'HMF et de diastase des miels multif floraux tunisiens (HMF 21.3 mg/kg, diastase 17.6 unités Schade).

Terrab *et al.* (2002) ont trouvé des valeurs en HMF de l'ordre de 3,8 - 48,4 mg /kg dans les miels multif floraux marocains, où le climat pourrait augmenter son contenu.

Les concentrations en H.M.F de la majorité des miels pakistanais étudiés par Khan *et al.* (2006) sont très élevées (13,6-509,8 mg/kg). Cela a été lié au traitement thermique, au stockage prolongé et à l'adultération.

Selon Adam *et al.* (1974), cités par Belaid (1999) le taux élevé d'H.M.F dénote parfois l'adjonction des sucres intervertis. De même Schweizer (2003) rapporte que l'H.M.F augmente lors de certaines adultérations.

Nos résultats indiquent que les teneurs en H.M.F des échantillons E28, E51 et E52 sont très faibles même presque nulles et qui sont respectivement 1,84, 0,5 et 0,5 mg/kg (annexe II). Ce sont des miels frais et qui semblent n'ont subi aucun traitement, cela a été confirmé par leur bonne activité enzymatique. Le fait que la teneur en eau de ces miels soit conforme aux normes, à l'exception de l'échantillon E51 qui marque une valeur légèrement élevée (18,60%), atteste que ce sont des échantillons qui ne risquent pas de s'altérer rapidement et de bonne conservation principalement l'échantillon E28 qui en plus de sa teneur faible en eau (14,2%), a un pH élevé (5).

Clement et Callen (2001), cités par Makhloufi (2000) signalent que la plupart des miels ont un pH relativement acide. Ce dernier est d'autant plus élevé et proche de la neutralité que le miel est jeune, fraîchement récolté. Schweitzer (2005) affirme également que ni les nectars, ni les miels frais ne contiennent de l'H.M.F, en effet de nombreuses analyses au niveau de son laboratoire ont montré que ces taux élevés sont presque exclusivement rencontrés dans les miels en provenance des grands circuits de conditionnement. Les miels vendus directement par les apiculteurs ne dépassent que rarement les 10 mg/kg et pratiquement jamais les 20 mg/kg.

3.2.3. pH et acidité

Comme le montre le tableau 5 et l'annexe II, le pH des miels étudiés est compris entre 3,40 et 6,23 avec une moyenne de 3,94. Ces résultats confirment le caractère acide des miels qui est due à la présence d'acides organique, principalement à l'acide gluconique (Nanda *et al.*, 2003 cités par Ouchemoukh *et al.*, 2007). Cela a été confirmé par White *et al.* (1958), cités par Bogdanov, Ruoff et Persano Oddo (2004) selon lesquels tous les miels sont acides avec un pH généralement compris entre 3,5 et 5,5.

Le pH est parmi les mesures qui permettent de déterminer l'origine florale du miel. En effet selon Gonnet (1986), les miels dont le pH est situé entre 3,5 et 4,5 sont issus de nectar, c'est le cas de la majorité des échantillons par contre ceux provenant des miellats sont compris entre 5 et 5,5 et les valeurs intermédiaires correspondent à des mélanges de miels de nectar et de miellat. Comparativement à ces données, seulement 3,03% (E28 et E58) des échantillons possèdent des pH supérieurs à 4,5.

Le pH de l'échantillon E58 à dominance d'*Eucalyptus* est proche de la neutralité (6,23) et possède des valeurs faibles en eau et en H.M.F, respectivement 14% et 2,25 mg/kg avec une activité diastasique de 11 par conséquent, il s'agit d'un miel frais qui n'a pas été soumis à une forte chaleur sans risque de fermentation et qui se conserve bien. De même pour l'échantillon E28 à dominance de *Tamarix* dont le pH est de 5.

Les deux échantillons (E28 et E58), pourraient provenir du miellat. Cependant, en raison d'une teneur élevée en sucres réducteurs, seulement l'échantillon E58 est identifié comme miel de miellat.

Les autres auteurs mentionnent que le pH des miels multif floraux algériens varie de 3,49-4,43 (Ouchemoukh *et al.*, 2007).

Pour les miels marocains d'*Eucalyptus*, une gamme de pH de 2,25-4,17 a été trouvée avec une moyenne de 3,64 (Terrab *et al.*, 2003a). Cette dernière est inférieure de celle des miels italiens d'*Eucalyptus* dont le pH moyen est de 4 (Persano Oddo et Piro, 2004).

Terrab *et al.* (2002) ont observé que le miel de miellat provenant du Maroc possède un pH de 4,28 et les miels multif floraux ont un pH de 3,72.

En outre le pH du miel de miellat Suisse a enregistré une valeur de 4,4 (Bogdanov, 1997).

Bogdanov et Blumer (2001) affirment que les bactéries ne peuvent pas se multiplier dans un milieu acide avec un pH compris entre 3 et 4, ce qui correspond à 69,69% des miels étudiés. Sans compter l'osmolarité du miel, le pH bas est alors responsable de l'activité antibactérienne.

Les résultats des analyses de l'acidité libre de nos échantillons varient entre 3 et 22,50 meq/kg avec une moyenne de 10,93 meq/kg (Tab. 5 et annexe II). Bien qu'il existe de différence d'un échantillon à un autre, les valeurs déterminées ne dépassent pas la limite d'acidité libre de 50 meq/kg. On observe que la plus faible acidité (3meq/kg) est présentée par l'échantillon E38 de provenance de Tiarat et à dominance de *Vicia*. C'est un indicateur de la pauvreté de ce miel en acides organiques ainsi qu'en matières minérales, en effet il possède la plus basse teneur en cendre (0,01%). Cet échantillon a des teneurs faibles en eau (15,08%) et en H.M.F (17,97mg/kg) et une mauvaise activité diastasique (6) qui expliquent qu'il a été chauffé, par contre le miel E21 originaire de Blida a la teneur la plus élevée (22,5meq/kg). Vu sa bonne activité diastasique (20) et sa teneur en H.M.F assez basse (26,2mg/kg), le miel est frais et n'a pas été chauffé exagérément ainsi sa teneur élevée en acidité pourrait être la conséquence d'une action catalytique de ses acides sur les sucres. Le résultat obtenu peut également se traduire par la richesse du nectar en acides organiques et d'autres sécrétions de l'abeille qui enrichissent le miel au fur et à mesure de sa formation. Cependant la teneur en eau est de 18,8% par conséquent, il risque de fermenter. Horn et Lüllman (1992) rapportent qu'il existe quelques sortes de miels qui ont une teneur naturelle en acide plus élevée.

L'étude des miels monofloraux européens par Persano Oddo et Piro (2004) montre que les miels d'*Hedysarum* possèdent une valeur moyenne en acidité libre de 27,2 meq/kg, les miels d'*Eucalyptus* 19,4 meq/kg et les miels de *Rosmarinus*, de *Taraxacum* et de *Citrus* 11,5 ; 10,9 et 14,3meq/kg respectivement.

La présence de ces acides contribue à la saveur et à la stabilité du miel contre la détérioration microbienne.

Il existe des différences entre les résultats probablement liées à la race d'abeille, à l'environnement géographique, à la flore butinée et au climat qui contribuent à accentuer ces différences.

Selon Gonnet (1982), l'acidité combinée est considérée comme acidité de réserve et sera libérée uniquement lorsque le miel devient alcalin. Elle est représentée principalement par l'acide gluconique, formée à partir du glucose.

Les valeurs obtenues de ce paramètre varient entre 2 et 44,50 meq/kg avec une moyenne de 17,78 meq/kg. La valeur la plus faible (2meq/kg) est marquée par les échantillons E30, E31, E34, E38 et E45. Ces miels sont pauvres en eau à l'exception de l'échantillon E30 qui possède une teneur élevée (19,12%). La teneur faible en humidité de ces échantillons a inhibé la transformation du glucose en acide gluconique.

La valeur la plus élevée (44,50meq/kg) a été trouvée dans le miel E59, bien qu'il présente une faible teneur en eau (15,60%). Probablement ce phénomène est lié à d'autres acides fixes d'origine florale.

Les résultats de l'acidité totale varient entre 5 et 56 meq/kg, la moyenne est de 28,52 meq/kg. La détermination de l'acidité totale est importante, car la fermentation du miel provoque son augmentation.

3.2.4. Couleur

L'indice de couleur de nos échantillons varie entre 18 et 119 mm Pfund avec une moyenne de 74,82 mm Pfund (Tab. 5 et annexe II). En examinant les résultats, 4,54% des miels sont blancs, 7,57% des miels ambrés extra clairs, 59,09% des miels ambrés clairs, 25,75% des miels ambrés et 3,03% des miels foncés.

Toutefois, les échantillons blancs, ambré extra clairs et ambré clairs, paraissent à l'observation visuelle clairs et sont représentés par les miels à dominances de *Citrus*, *Tamarix*, *Hedysarum*, *Pimpinella* et *Eucalyptus* alors que les miels ambrés paraissent sombres notamment, les miels à dominances de *Centaurea*, *Daucus*, *Rubus*, type *Sedum* et *Eucalyptus* et les miels foncés par celui à dominance d'*Eucalyptus*. On a constaté que la couleur des miels à dominance d'*Eucalyptus* et celle des miels sans dominance sont imprécises, elles sont très variables.

On conclue de ces observations que la couleur varie fortement selon l'origine florale, constatation prouvée par Schweitzer (2001a) qui rapporte que la coloration est une caractéristique physique dépendant de l'origine du produit mais également un élément sensoriel qui détermine en partie le choix du consommateur.

L'indice le plus faible (18mm Pfund) a été marqué par E7 caractérisant la couleur blanche qui peut être selon Aubert et Gonnet (1983), liée à la qualité de pigmentation. Le miel E12 à dominance d'*Eucalyptus* et le miel E48 sans dominance, de couleur foncée possèdent la valeur la plus élevée (119mm Pfund).

La couleur foncée peut être liée au réchauffement et au vieillissement du miel.

En comparaison avec nos résultats, Tsigouri *et al.* (2004) ont trouvé que l'indice de couleur de 208 miels grecs examinés varie de 5 - > 100 mm Pfund dont les valeurs les plus basses 5-50 avec une moyenne de 25 mm Pfund ont été marquées par les miels d'orangers. Par contre les miels de châtaignier ont enregistré des valeurs les plus élevées (75->100) avec une moyenne de 97 mm Pfund.

L'étude des miels monofloraux européens par Persano Oddo et Piro (2004) indique que les miels d'*Hedysarum* ont un indice de couleur moyen de 18,4 mm Pfund, les miels d'*Eucalyptus* 54,2 mm Pfund et les miels de *Rosmarinus*, de *Taraxacum* et de *Citrus* 15 ; 56,6 et 15 mm Pfund respectivement.

3.2.5. Sucres

Les principaux sucres du miel sont le fructose et le glucose, la concentration de sucres réducteurs (F+G) dans les échantillons analysés varie entre 55,20 et 79,80% avec une moyenne de 70,95% (Tab. 5 et annexe II).

Tous les miels sont dans les normes internationales (Commission du Codex alimentaire, 2001). Seulement 3,03% (E56 et E58) des échantillons possèdent des valeurs inférieures à 60% (58,90 et 55,20%), probablement en raison de la présence de certains composants de miellat.

Cependant les sucres tréhalose, mélézitose et raffinose caractérisant le miellat, indiquent que le miellat à peine présent ou totalement absent dans les miels, excepté l'échantillon E58 qui est un mélange de miels de miellat et de nectar, prouvé également par sa valeur élevée de pH.

La valeur du rapport fructose/glucose est supérieure à 1 pour tous les miels, ce qui prouve qu'il n'y a pas eu de fraudes par l'adjonction de sirop inverti. Ce rapport apporte également quelques informations sur l'état de fraîcheur du miel, la valeur élevée étant pour les miels âgés (White *et al.*, 1961). Cependant, dans nos échantillons E16 marque la valeur la plus élevée (2), probablement il provient du nectar où prédomine le fructose ou il s'agit d'un miel assez âgé, on a confirmé sa teneur en HMF de 30,07 mg/kg et celle de son indice diastasique de 11.

La teneur en saccharose des échantillons de miels analysés varie de 0 à 4,31% avec une moyenne de 1,14%. Ces résultats ne dépassent pas la valeur maximale fixée par les normes internationales de 5% (Commission du Codex alimentaire, 2001).

En examinant les concentrations en saccharose de nos miels, on constate que leurs taux sont faibles même inexistant pour certains d'entre eux. En effet, Belaid (1999) n'a pas détecté ce disaccharide dans ses travaux sur 15 miels du centre algérien, ce qui nous conduit à prédire que ces miels sont mûrs, car selon Azeredo *et al.* (2003), un miel récolté précocement possède une teneur élevée en saccharose.

L'analyse du spectre des sucres révèle des différences entre échantillons. Cela peut être lié selon Schweitzer (2004) à leurs origines végétales.

Il ressort aussi des résultats du profil des sucres des différences de concentration d'oligosaccharides entre les échantillons, notamment 10,60% des miels analysés contiennent du tréhalose dont la teneur varie entre 0,10 et 0,20%.

La présence de mélézitose a été relevée dans 12,12% des échantillons à une concentration qui se situe entre 0,10 et 0,50%.

Dans la gamme des miels analysés, 25,75% des échantillons marquent des teneurs en raffinose, comprises entre 0,10 et 1,70%.

Il s'est avéré que le mélibiose est présent uniquement dans l'échantillon E58 avec une teneur de 0,40%. D'après Fiori *et al.* (2000), il y a des différences considérables entre les miels de nectar et de miellat. Ces derniers contiennent des quantités importantes d'oligosaccharides, principalement les trisaccharides, mélézitose et raffinose qui sont absents dans les miels de nectar.

La composition du spectre en divers sucres ainsi que leurs proportions varient donc selon l'origine botanique.

Ces données nous font penser, le fait que la conductivité électrique et l'activité d'invertase soient élevées dans les miels E5, E17, E28, E41 et E49 pourraient être dû au mélange du nectar et du miellat. Cependant les miels E14, E19, E21, E35 et E43 présentent une activité d'invertase basse bien qu'ils possèdent des valeurs de l'activité diastasique et de la conductivité électrique élevée, probablement ces échantillons sont âgés ou surchauffés car l'invertase est très sensible à la chaleur et aux conditions de stockage que l'amylase. Selon Persano Oddo *et al.* (1990, 1999) ; White (1994) ; Persano Oddo et Piro (2004), l'activité de l'enzyme pourrait être très différente dans les différents types de miel.

Pour le maltose, indicateur de maturation du miel, l'échantillon E30 marque une teneur élevée (5,40%), il a été probablement soumis à une forte chaleur et qui peut avoir pour effet la réduction de ses teneurs enzymatiques, on a confirmé que sa teneur en HMF est de 123,98 mg/kg, comme il a été déjà mentionné. Selon White *et al.* (1962), cités par Cabrera *et al.* (1997), le maltose est un disaccharide qui pourrait générer dans le temps par l'action de transglucosylase. La concentration en maltose est fonction des manipulations apicoles susceptibles de réduire les enzymes durant la période de stockage.

L'erlose a été identifié dans 51.51% des échantillons avec une concentration qui se situe entre 0.10 et 3,70%. Cependant la concentration la plus élevée en ce sucre (3,70%) a été marquée par E58 à dominance d'*Eucalyptus*, ce qui est normal car selon Cabrera *et al.* (1997), l'erlose est un indicateur d'identification du miel d'*Eucalyptus*.

3.2.6. Conductivité électrique

La conductivité électrique des miels examinés varie de 0.10 à 0.93 mS/cm avec une valeur moyenne de 0.568 mS/cm (Tab. 5 et annexe II). La plupart des échantillons (89.39%) possèdent des valeurs inférieures à 0.8 mS/cm, seulement 7 (10.60%) échantillons montrent des valeurs supérieures à 0.8 mS/cm.

Pour ce paramètre les normes internationales préconisent une limite maximale de 0,8 mS/cm pour la plupart des miels de nectar (Bogdanov *et al.*, 1999) avec quelques exceptions, parmi lesquelles le miel d'*Eucalyptus*. En fait, 2 des 7 échantillons dépassant 0,8 mS/cm sont à dominance de pollen d'*Eucalyptus*, mais pour les autres échantillons il n'y a pas de preuves précises de nectar ou de miellat qui pourraient expliquer ces hautes valeurs. La quasi-totalité d'entre eux sont caractérisés par une couleur foncée, cependant le spectre des sucres et les valeurs de pH n'indiquent pas une importante présence de miellat.

Cette mesure est l'un des paramètres qui permettent de séparer les miels de nectar des miels de miellat. La nouvelle directive le prend en compte pour certaines appellations (Schweitzer, 2003). En effet selon Bogdanov *et al.* (1999), le miel de nectar et les mélanges des miels de nectar et de miellat possèdent une conductivité ne dépassant pas 0,8 mS/cm, tandis que celle de miel de miellat supérieure à 0,8 mS/cm.

Ces observations concordent avec celles de Piazza *et al.* (1991) qui affirment que la conductivité électrique représente un bon critère pour la détermination de l'origine botanique du miel et qui dépend de la teneur en minéraux et d'acidité du miel, plus elles sont élevées plus la conductivité électrique correspondante est élevée et il existe une relation linéaire entre ces paramètres. Cela a été également confirmé par Accorti *et al.* (1987), cités par Bogdanov *et al.* (2004) selon lesquels la conductivité électrique et les cendres sont corrolés, néanmoins certains de nos miels n'évoluent

pas dans le sens établi par les auteurs. Jusqu'à présent d'après Persano Oddo et Piro (2004), la conductivité électrique est le paramètre le plus utilisé pour la classification des miels unifloraux.

Cependant il ressort de nos résultats que la conductivité électrique des échantillons à dominance d'*Eucalyptus* est comprise entre 0.10 et 0.85 mS/cm, ce qui est normal pour les miels à dominance d'*Eucalyptus* dont la valeur de la conductivité varie fortement.

Les travaux d'Ouchemoukh *et al.* (2007) sur 11 miels de Bejaïa ont montré que les valeurs de la conductivité électrique varient de 0,70 à 1,61 mS/cm, valeurs élevées à celles obtenues par balaid (1999) sur les miels du centre algériens qui sont comprises entre 0,25 et 0,77 mS/cm avec une moyenne de 0,45 mS/cm. Cependant Chefrou (2008) a trouvé une grande variation de la conductivité électrique des miels de l'Est examinés, allant de 0,21 à 2,72 mS/cm.

Il est intéressant de souligner que les conditions climatiques et le sol sont différents en Afrique du Nord (Terrab *et al.*, 2003a).

Comparativement aux miels européens, la conductivité électrique de nos échantillons est légèrement élevée. Ce résultat a été prouvé par Makhloufi *et al.* (2010).

En effet les miels d'*Eucalyptus* européens possèdent une valeur moyenne de 0.48 mS/cm (Persano Oddo et Piro, 2004). Il est à noter que Terrab *et al.* (2003a) ont également trouvé des valeurs élevées (0.72 mS/cm) pour les miels marocains d'*Eucalyptus*, tandis que pour les miels libyens d'*Eucalyptus camaldulensis*, la valeur moyenne était de 0.44 mS/cm (Owayss, 2005).

3.2.7. Cendres

Les teneurs en matières minérales de nos échantillons sont comprises entre 0,01 et 0,40% avec une moyenne de 0,17% (Tab. 5 et annexe II).

En comparaison avec les résultats d'Ouchemoukh *et al.* (2007) et de Belaid (1999) qui varient de 0,06-0,54% et 0,02-0,65% avec une moyenne de 0,21% respectivement, nos résultats sont assez bas, Par contre les résultats de Chefrou (2008) sur les miels de l'Est indiquent des teneurs en cendres plus élevées allant de 0,11 à 1,56%.

Bogdanov *et al.* (1999) rapportent que la teneur en cendres dépend de l'origine botanique du miel. Ainsi le miel issu des nectars a une teneur en matières minérales ne dépassant pas 0,6%, tandis que celle du miel de miellat ou mélange avec du miel de nectar est comprise entre 0,6 et 1,2 % (Codex Alimentaire, 2001). Parallèlement, Popek (2002) a démontré que le miel de miellat Polonais a une teneur en cendres de 0,56%. Comparativement à ces normes, nos échantillons sont tous des miels de nectar.

Les différences de teneurs entre les échantillons considérés sont la conséquence de certains facteurs, comme la date de récolte, la proportion des différents nectars récoltés qui s'ajoutent à la variété botanique des espèces butinées, au climat et à l'origine de provenance des échantillons contribuant à accentuer et à comprendre les différences existant entre les résultats. Il convient aussi de noter l'effet du mode d'extraction et éventuellement celui de la pollution sur la composition du contenu minéral des miels.

Les travaux de Lasceve et Gonnet (1974) et de Feller *et al.* (1989) ont bien confirmé qu'il y a corrélation entre le contenu minéral et l'origine géographique. Egalement Feller *et al.* (1989) ont

montré la prédominance de l'influence marine sur les concentrations en éléments minéraux des miels canadiens.

D'une manière générale, Il ressort de nos résultats l'existence d'une relation de la couleur des miels et leur teneur en cendres.

3.2.8. Activité enzymatique

L'activité diastasique des échantillons analysés varie entre 4 et 40 Unités de Schade avec une moyenne de 17,36 Unités de Schade (Tab. 5 et annexe II). En comparaison avec nos résultats, les travaux de Chefrour (2008) sur la richesse en amylase des miels de l'Est révèlent des valeurs plus basses, comprises entre 1,23 et 38 Unités de Schade. Cependant 9,09% de nos échantillons (E15, E30, E38, E46, E47 et E62) présentent une activité diastasique inférieure à 8, valeur minimale requise par les législations, avec une tolérance jusqu'à 3 pour les miels naturellement pauvres en enzymes à condition que la teneur en HMF de ces miels ne dépasse pas 15 mg/kg.

En effet d'après Schweitzer (2000), certains miels ont de façon naturelle, une faible activité enzymatique, le cas le plus connu est celui des miels de rutacées: oranger, citronnier, c'est également le cas de l'arbousier. Ainsi le miel analysé à dominance de *Citrus* (E46) a un indice diastasique 7. C'est un miel appartenant à la catégorie des miels dont la teneur naturelle en enzymes est basse, on a confirmé sa teneur en H.M.F 2,18 mg/kg, tandis que celle des miels à dominance d'*Eucalyptus*, *Rubus*, *Daucus*, *Hedysarum*, *Tamarix*, *Centaurea*, *Pimpinella* et crassulaceae type *Sedum* est élevée. Nos observations sont similaires à celles de Persano Oddo *et al* (1990) pour les miels de *Citrus*, d'*Eucalyptus*, et d'*Hedysarum*.

En dehors des miels de *Robinia* et de *Citrus*, bien connus pour leur faible indice diastasique, de très faibles valeurs ont été trouvées pour les miels de *Taraxacum*, d'*Erica* et d'*Arbutus* par les travaux de Persano Oddo *et al.* (1990) sur les miels monofloraux italiens.

En outre, on note que les échantillons E15, E38, E47, et E62 possèdent respectivement des indices diastasiques de 5 ; 6 ; 5 et 6 avec des valeurs respectives en H.M.F de 28,05; 17,97; 17,8; et 15,57 mg/kg, ce qui nous incite à penser qu'ils s'agissent de miels chauffés tandis que l'échantillon E30 a été déjà mentionné en raison de sa forte teneur en HMF (123,98mg/kg) et de son activité diastasique la plus basse (4). Ces deux dernières mesures reflètent l'état de fraîcheur du miel et montrent qu'il a été préalablement soumis à un chauffage exagéré, qui peut éventuellement avoir pour effet une réduction de sa teneur enzymatique. Par ailleurs les valeurs de l'indice de l'activité amyliques (40), de l'H.M.F (1,84mg/kg), de l'humidité (14,2%) et de celle du pH (5) de l'échantillon E28 à dominance de *Tamarix* indiquent la maturité et la fraîcheur du miel et prouvent qu'il n'a pas été chauffé, attestant ainsi que le produit se conserve mieux, sans risque de fermentation ou d'altération. Echantillon de très bonne qualité.

On constate également que les divers miels analysés montrent des différences de l'activité enzymatique, très probablement due selon Persano Oddo *et al.* (1990) ; Persano Oddo *et al.* (1999) ; Persano Oddo et Pero (2004) aux quantités de nectars récoltées et à l'état physiologique des glandes durant la saison de production.

La grande variabilité de ce paramètre et le fait qu'il dépend fortement de l'origine botanique du miel ont été donc confirmés par nos résultats.

Il convient de signaler que tous nos échantillons de miels ayant des teneurs élevées en eau à l'exception de l'échantillon E30 déjà mentionné, possèdent des valeurs de l'activité diastasique importantes et des teneurs en saccharoses très faibles. De ce fait on peut prédire qu'il s'agit de miels issus de nectar dilué, ainsi l'abeille, en fabriquant le miel enrichit celui-ci en amylase.

Pour l'invertase plus sensible à la chaleur que l'amylase aucune limite n'est fixée par les normes, toutefois Persano Oddo *et al.* (1999) signalent que la plupart des miels frais se trouvent dans l'intervalle 5-20 IN, les valeurs basses ont été trouvées dans les types de miels ayant une faible teneur en enzyme. En effet les résultats de leurs travaux sur 499 miels italiens (27 miels multif floraux et 472 miels monofloraux) montrent que l'indice d'invertase (IN) est compris entre 0,5 et 30. Les miels de *Robinia*, *Arbutus*, *Citrus*, *Erica* et *Rosmarinus* ont les valeurs les plus basses (<10), les miels d'*Hedysarum*, *Taraxacum*, *Rhododendron*, *Carduus*, *Tilia* et *Helianthus* ont des valeurs faibles à moyennes (5 à 20), ceux de *Thymus*, *Eucalyptus* et *Castanea* des valeurs moyennes à fortes (14 à 30) et les miels de miellat ont des valeurs les plus élevées (>18). L'indice des miels multifloraux est compris entre 7 et 28.

Tandis que Bogdanov *et al.* (1999) suggèrent 10 IN comme valeur minimum pour les miels frais, 4 pour les miels ayant une faible teneur en enzymes.

Il est à noter que l'utilisation des activités enzymatiques comme des indicateurs de fraîcheur du miel est souvent critiquée, car l'activité de l'enzyme pourrait être très différente dans les différents types de miel (Persano Oddo *et al.*, 1990, 1999 ; White, 1994 ; Persano Oddo et Piro, 2004).

Nos résultats montrent que l'activité d'invertase se situe entre 0 et 20 IN avec une moyenne de 8,09 IN (Tab. 5 et annexe II).

Nos valeurs de l'activité d'invertase sont différentes de celles obtenues par Serrano *et al.* (2007) sur 49 miels non chauffés provenant de l'Andalousie (sud de l'Espagne) et qui varie entre 1,2 et 36,8 avec une moyenne de 12,34 IN alors que l'activité diastasique a été trouvée entre 3,99 et 49,42 avec une moyenne de 20,48 Unités de Schade, valeurs proches de celles de nos échantillons.

Dans la gamme des miels analysés, 22.72% des échantillons ont une valeur inférieure à 5 mais certains d'entre eux à prédominance de *Citrus* (E46) ou de *Vicia* (E38), présentant un faible contenu en H.M.F, pourraient être classés comme miels ayant une faible teneur en enzyme.

Il convient de noter que les échantillons E12 de Ghardaia à climat aride, très chaud et E30 de Sétif à climat semi aride, présentent des valeurs respectives d'invertase de 1 et 0. Ce phénomène pourrait être en dehors du facteur climat la conséquence d'un traitement thermique exagéré, déterminant la réduction de l'activité enzymatique, la hausse du taux d'H.M.F qui est respectivement 110,71 et 123,98 mg/kg et l'intensification de la couleur foncée, respectivement 119 et 87,5 mm Pfund, par contre l'échantillon E41 à dominance d'*Eucalyptus* de Khemis-Miliana possède un indice d'invertase le plus élevé (20) avec une bonne activité diastasique (30) et une faible teneur en H.M.F (10,24mg/kg), ce qui indique qu'il s'agit d'un miel fraîchement récolté et n'ayant pas été chauffé.

On a constaté que les miels qui ont une faible teneur en invertase ont généralement une faible teneur en diastase et vice versa.

En ce qui concerne la gluco-oxydase, les analyses des échantillons indiquent que la teneur en peroxyde d'hydrogène oscille entre 0 et 3 mg/g/h avec une moyenne de 1,05 mg/g/h (Tab. 5 et annexe II). Bien qu'il n'existe pas de normes officielles concernant ce paramètre, on l'a étudié en comparaison avec les résultats obtenus de trois échantillons de miels français de bruyère (Callune), sapin et multifloral, frais et non chauffés ayant respectivement des teneurs de 2,5 ; 2,5 et 0,5 mg/g/h, ainsi 22,72% des échantillons possèdent des teneurs inférieures en peroxyde d'hydrogène à celles trouvées pour les miels français même inexistantes dans certains miels, ce défaut trouve son origine soit à la récolte, soit au stockage et au conditionnement. La bonne activité de l'amylase et de celle de l'invertase ainsi que le H.M.F bas de E5, E17 et de E54, apportent la preuve que les miels sont frais et n'ont pas été surchauffés, l'absence cependant de la gluco-oxydase dans ces échantillons peut se traduire selon Bogdanov et Blumer (2001) par leurs faibles teneurs en eau et qui sont respectivement 18 ; 16,32 et 15,80% car l'eau oxygénée se forme uniquement dans le miel non mûr, dans le cas contraire, le processus est bloqué. Si le miel est dilué, il peut être réactivé.

La réduction peut être due aussi au pH bas des échantillons ayant respectivement des valeurs de 3,69 ; 4,33 et 4,28 puisque Molan (1992) affirme que l'enzyme a une bonne activité de pH 5,5 à 8 mais une réduction de l'activité est nette à pH proche de 4. Cela a été confirmé par E28 et E58 dont les teneurs respectives en peroxyde d'hydrogène sont 2 et 3 mg/g/h avec des pH proches de la neutralité qui sont respectivement 5 et 6,23. En plus des facteurs cités, il est connu que la gluco-oxydase est fortement sensible à la chaleur, à la lumière et à la durée du stockage. On a constaté que les miels les plus claires (blanc et ambré extra clair) E7, E20, E21, E46, E47, et E51 présentent des teneurs en eau oxygénée faible qui varie entre 0 et 2,5. Seul un d'entre eux (E51 à dominance de *Citrus*) possède la valeur de 2,5 mg/g/h, ce qui est normal pour les miels clairs dont l'activité enzymatique est faible.

On a remarqué une grande variabilité de l'activité de l'ensemble des enzymes étudiées dans les différents types de miels analysés (annexe II), on a confirmé que ce paramètre dépend fortement de l'origine botanique.

Par ailleurs selon Chefrour *et al.* (2007), la cause de cette variabilité est partagée entre plusieurs facteurs, à savoir :

- l'état sanitaire et physiologique de la colonie (couvain réduit, abeille malade);
- la période de récolte de nectar (intensité de butinage);
- l'abondance des sources nectarifères et leur richesse en sucre ;
- l'âge des abeilles;
- la consommation de pollen dans la ruche.

Bogdanov et Blumer (2001) rapportent que le peroxyde d'hydrogène, est considéré comme la principale inhibine contenue dans le miel, responsable de l'activité antibactérienne.

Il ressort que la variation de l'accumulation de peroxyde d'hydrogène observée entre les échantillons est probablement beaucoup liée d'après Molan (1992) aux différents miels étudiés, par conséquent ils ne possèdent pas le même degré d'activité antibactérienne.

Selon le même auteur, des facteurs impliqués dans la destruction du peroxyde d'hydrogène, un composant évident à considérer est la catalase.

L'eau oxygénée peut oxyder la vitamine C, ce qui diminue sa teneur dans les miels riches en cette vitamine.

3.2.9. Polyphénols

Nos résultats soulignent des teneurs variables en composés phénoliques des miels suivant leurs origines qui se traduisent par des différences marquées de leur couleur (annexe II).

En général et à titre d'exemples, les miels foncés à dominances d'*Eucalyptus* et de *Pimpinella* sont les plus riches en composés phénoliques et ceux à dominances de *Citrus*, et d'*Hedysarum* de couleur claire, les plus pauvres.

En effet, une forte variabilité de la couleur des miels en fonction de leur origine florale a déjà été mise en évidence, elle est confirmée par les résultats obtenus sur les polyphénols.

Enfin, les substances phénoliques interviennent plus ou moins directement sur la couleur (Harborne et Smith, 1978 cités par Amiot *et al.*, 1989).

Selon Maga (1983), Certains phénols participent à l'arôme caractéristique de quelques sources végétales (lavande, Sapin).

Ces données, montrent que les polyphénols peuvent être considérés comme des marqueurs de l'origine florale.

Par ailleurs, les teneurs en composés phénoliques peuvent varier de façon appréciable selon l'origine, l'année et l'environnement des ruches (Alix *et al.*, 1985), ainsi pour un même type de miel, on note des teneurs en polyphénols variables.

Ces substances possèdent certaines activités biologiques: germicide, anti-inflammatoire (Adzet, 1987).

Toutefois, les polyphénols ont été trouvés dans 65,15% des miels analysés.

4. CONCLUSION

L'analyse des résultats obtenus nous amène à tirer les conclusions suivantes:

Tous les échantillons considérés sont conformes aux normes fixées pour l'humidité dont 16,66% possèdent cependant des teneurs élevées (>18%), sans pour autant présenter de signes de fermentation. Un seul échantillon des miels examinés dépasse la limite de 20%, fixée par les normes internationales.

Les teneurs en sucres réducteurs et en saccharose sont tous conformes aux normes, tandis que pour les autres sucres détectés, il n'y a pas de limites fixées par les normes internationales.

Outre l'osmolarité, 69,69% des miels étudiés, ayant le pH bas (3-4) sont responsables de l'activité antibactérienne. Toutefois le reste des échantillons à titre d'exemple, les miels à dominance de *Tamarix* (E28) et à dominance d'*Eucalyptus* (E58) ont des pH proches de la neutralité qui sont respectivement 5 et 6,23. Il s'agit de miels frais, on a confirmé que leurs valeurs en eau et en HMF sont faibles. Ceux-ci possèdent tout de même un effet antibactérien (Bogdanov et Blumer, 2001).

L'acidité de tous nos échantillons ne dépasse pas la valeur maximale d'acidité libre exigée par les normes internationales.

Les résultats de l'activité de la gluco-oxydase, montrent que 80,30% de nos échantillons contribuent à l'activité antibactérienne par leur action antiseptique.

Concernant l'activité de l'amylase, les résultats montrent que 90,91% de nos miels sont conformes aux normes.

Pour l'activité de l'invertase, il n'y a pas de limite fixe pour ce paramètre, enzyme très sensible à la chaleur et aux conditions de stockage que l'amylase.

Les polyphénols ont été trouvés dans 65,15% des miels étudiés. On a constaté que les échantillons foncés à dominances d'*Eucalyptus* et de *Pimpinella* sont les plus riches en composés phénoliques et ceux à dominances de *Citrus*, et d'*Hedysarum* de couleur claire, les plus pauvres.

Par ailleurs 93,94% des miels analysés ne dépassent pas 40 mg/kg d'HMF, limite fixée par les normes internationales. Cependant 3,03% des échantillons de miels analysés sont largement au dessus. Ce sont de vieux miels ou surchauffés exagérément.

Il ressort des résultats de la conductivité électrique que 89,39% des échantillons ont des valeurs inférieures à 0,8 mS/cm, et 10,60% montrent des valeurs supérieures à 0,8 mS/cm.

Les concentrations en cendres sont tous inférieurs à 0,6%.

Les analyses polliniques ont été effectuées selon les méthodes de la melissopalynologie préconisées par la commission internationale de botanique décrites par Louveaux, Maurizio et Vorwohl (1970).

Pour la facilité de l'étude et vue le petit nombre d'échantillons dont nous disposons pour certaines zones. Les régions ont été regroupées en territoires Ouest, Centre, Est et Sud (Tab. 3), ainsi les résultats sont indirectement étudiés.

1. MATERIEL ET METHODOLOGIE

Tous les miels naturels contiennent en suspension des éléments microscopiques (grains de pollen, spores de champignons, des levures etc.....) dont les plus importants sont les grains de pollen, ainsi la centrifugation d'une solution de miel permet de concentrer les éléments figurés dans un très faible volume et en confectionner une préparation dont l'examen microscopique donne des informations recherchées.

a. Appareillage

- centrifugeuse Heraeus;
- tubes à centrifugation à fond conique, gradués et capacités environ 100, 50 et 10 ml;
- balance analytique Sartorius;
- étuve prolabo;
- lames porte-objet et lamelles;
- agitateur magnétique Stuart;
- pipettes Pasteurs;
- fioles jaugées de 100 ml;
- béchers.
- microscope optique avec caméra couleur CCD à dispositif de transfert de charge raccordée à un PC équipé d'un logiciel et d'une carte d'acquisition;
- logiciels annexes pour le traitement des images;
- imprimante.

b. Réactifs

- glycérine gélatinée de Kaiser;
- acide sulfurique concentré;
- baume de Canada;
- chloroforme.

1.1. Pollens de référence

Le but est de préparer une collection de référence pour une identification précise des grains de pollen contenus dans le miel.

- Mode opératoire

Les étapes suivies pour effectuer les préparations de référence sont:

- récolter de préférence les fleurs fermées dont les noms scientifiques et les noms vulgaires sont connus;

- laisser les fleurs s'ouvrir au laboratoire en les mettant pendant 24 heures dans un vase pourvu d'eau;
- placer les anthères sur une lame porte-objet ou dans un verre de montre;
- verser quelques gouttes de chloroforme ou d'éther pour libérer les grains de pollen des anthères ;
- après évaporation du solvant, les restes des anthères sont éliminés et on inclut la préparation avec de la glycérine gélatinée puis déposer la lamelle et lutter au baume de Canada;
- passer à l'observation sous microscope.

1.2. Analyses polliniques du miel

a. Détermination du volume de sédiment

- Mode opératoire

- dissoudre 10 g de miel dans 20 ml d'eau distillée;
- centrifuger la solution pendant 10 mn (3000tours/mn);
- aspirer et jeter le surnageant de telle sorte que le sédiment soit recouvert par une colonne de liquide de 1 à 2 cm;
- agiter le sédiment et transvaser dans un tube à centrifugation graduée;
- lire sur la partie graduée du tube à centrifugation la quantité de sédiment.

- Expression des résultats

- 1,5 à 3,5 μ l \rightarrow miel centrifugé;
- > 10 μ l \rightarrow miel égoutté ou pressé;
- valeur intermédiaire \rightarrow miel demi pressé;
- < 1,5 μ l \rightarrow miel naturellement pauvre ou filtré sur des matériaux à pores très fins ou falsifié.

b. Analyse pollinique quantitative et qualitative

- Mode opératoire

Sur chaque échantillon, les opérations suivantes ont été réalisées :

- dissoudre 10 g de miel dans 20 ml de solution d'acide sulfurique (5g H₂SO₄ concentré pour 1 litre d'eau distillée);
- centrifuger la solution pendant 10 mn (3000tours/mn);
- aspirer et jeter le surnageant;
- mettre 10 ml d'eau distillée dans le tube pour laver le sédiment de l'acide sulfurique;
- transvaser dans un petit tube conique et centrifuger à nouveau pendant 10 mn (3000 tours/mn);
- jeter le surnageant;
- agiter le culot dans le fond du tube;
- porter le sédiment sur la lame porte objet à l'aide d'une pipette pasteur. Après séchage de la lame à l'étuve, on l'inclut dans la glycérine gélatinée, liquéfiée au bain marie à 40°C;
- recouvrir d'une lamelle et passer à l'observation au microscope.

On a calculé le nombre de grains de pollen contenus dans la quantité de miel de la prise d'essai à partir de la formule suivante:

Expression des résultats $N = \frac{F}{f} \cdot n$

N: Nombre de grains de pollen contenus dans 10g de miel examinés;
F: Surface de la lame sur laquelle on a étalé le volume de la suspension examinée;
f: Surface d'un champ;
n: Nombre de grains de pollen dénombrés d'un champ.

2. RESULTATS ET DISCUSSION

2.1. Résultats

Les résultats des analyses polliniques sont donnés dans les tableaux suivants:

Tableau 7: Richesse en pollen, nombre de formes et mode d'extraction des miels analysés

Echantillons	Nombre de pollens/10g x 10 ³	Classes	Nombre de formes	Mode d'extraction
E1	46.4	II	14	Centrifugé
E2	114.3	III	14	Centrifugé
E3 *	1120.4	V	9	Pressé
E4	10.4	I	9	Centrifugé
E5	21.6	II	11	Centrifugé
E6	20.1	II	12	Centrifugé
E7	13.9	I	13	Centrifugé
E8	53.9	II	11	Centrifugé
E9	211.6	III	14	Centrifugé
E10	9.9	I	15	Centrifugé
E11	63.6	II	14	Centrifugé
E12	145.5	III	14	Centrifugé
E13	24.3	II	15	Centrifugé
E14 *	47.9	II	13	Pressé
E15	4.5	I	15	Centrifugé
E16	27.1	II	12	Centrifugé
E17	140.4	III	20	Semi pressé
E18 *	1019.6	V	19	Pressé
E19	42.3	II	13	Centrifugé
E20	7.5	I	10	Centrifugé
E21	183.8	III	14	Centrifugé
E22	45.7	II	15	Centrifugé
E23 *	404.3	III	18	Pressé
E24	149.6	III	18	Centrifugé
E25	75.4	II	14	Centrifugé
E26	159.2	III	15	Centrifugé
E27	14.1	I	14	Centrifugé
E28	36.5	II	13	Centrifugé
E29	51.6	II	15	Centrifugé
E30	18.4	I	17	Centrifugé
E31	29.8	II	12	Centrifugé
E32	85.7	II	15	Centrifugé
E33 *	114.9	III	17	Pressé
E34	49.2	II	13	Centrifugé
E35 *	92.6	II	11	Pressé

Tableau 7: suite

Echantillons	Nombre de pollens/10g x 10 ³	Classes	Nombre de formes	Mode d'extraction
E36	19.7	I	15	Centrifugé
E37	10.0	I	14	Centrifugé
E38	25.2	II	13	Centrifugé
E39	8.5	I	14	Centrifugé
E40	7.1	I	13	Centrifugé
E41	111.6	III	11	Centrifugé
E42	52.1	II	11	Centrifugé
E43	7.3	I	12	Centrifugé
E44	24.1	II	15	Centrifugé
E45	23.0	II	11	Centrifugé
E46	9.9	I	14	Centrifugé
E47	34.8	II	15	Centrifugé
E48 *	160.1	III	14	pressé
E49	148.2	III	14	Centrifugé
E50	18.0	I	14	Centrifugé
E51	31.2	II	15	Centrifugé
E52	2.1	I	23	Centrifugé
E53	2.6	I	10	Centrifugé
E54 *	180.0	III	12	Pressé
E55	18.2	I	14	Centrifugé
E56 *	440.0	III	12	Pressé
E57 *	390.0	III	18	Pressé
E58	35.1	II	10	Centrifugé
E59	4.9	I	22	Centrifugé
E60	15.5	I	21	Centrifugé
E61	53.2	II	22	Centrifugé
E62	2.7	I	12	Centrifugé
E63	34.0	II	16	Centrifugé
E64	23.5	II	31	Centrifugé
E65	15.6	I	20	Centrifugé
E66	5.7	I	16	Centrifugé

* Echantillons avec plus de 10 μ l de sédiment /10g

Tableau 8: Pourcentage de chaque catégorie du nombre de grains de pollen par 10g de miel dans les 66 miels analysés et de chaque région.

Régions	Pauvre (< 20 000)	Moyen (20 000-100 000)	Riche (> 100 000)
CENTRE			
Alger	22.22	77.77	Absence
Blida	44.44	44.44	11.11
Khemis-Miliana	Absence	Absence	100
Médéa	75	25	Absence
Boumerdes	Absence	100	Absence
Tizi-Ouzou	12.5	25	62.5
Chlef	Absence	50	50
Djelfa	Absence	100	Absence
	27.02	51.35	21.62
OUEST			
Sidi Bel Abbés	Absence	Absence	100
Tiaret	38.46	30.76	30.76
Mascara	Absence	100	Absence
Mostaganem	Absence	100	Absence
Relizane	100	Absence	Absence
Saida	Absence	Absence	100
Tlemcen	100	Absence	Absence
	40	30	30
EST			
Constantine	50	50	Absence
Jijel	Absence	100	Absence
Mila	100	Absence	Absence
Sétif	50	Absence	50
Skikda	100	Absence	Absence
Tébessa	Absence	Absence	100
	50	25	25
SUD			
Ghardaïa	Absence	Absence	100
66 miels Analysés	33.33	40.90	25.75

Tableau 9: Nombre de formes de pollen par miel, nombre moyen de formes de pollen par miel et pourcentage de chaque catégorie du nombre de formes de pollen par miel, évalués par région et pour les 66 miels analysés.

Régions	Nombre de formes	Nombre moyen de formes	Catégories du nombre de formes de pollen			
			9 à 13 %	14 à 18 %	19 à 23 %	24 à 31 %
CENTRE						
- Alger	36	12.22	77.77	22.22	Absence	Absence
- Blida	55	13.77	55.55	33.33	11.11	Absence
- Khemis. Miliana	11	11	100	Absence	Absence	Absence
- Médéa	42	17	25	25	50	Absence
- Boumerdes	14	14	Absence	100	Absence	Absence
- Tizi-Ouzou	50	15.25	12.5	75	12.5	Absence
- Chlef	26	16	Absence	100	Absence	Absence
- Djelfa	29	12.66	66.66	33.33	Absence	Absence
		14.02	45.94	43.24	10.81	Absence
OUEST						
- Sidi Bel Abbés	18	18	Absence	100	Absence	Absence
- Tiaret	77	16.23	23.07	53.84	15.38	7.69
- Mascara	15	15	Absence	100	Absence	Absence
- Mostaganem	11	11	100	Absence	Absence	Absence
- Relizane	20	13.5	50	50	Absence	Absence
- Saida	12	12	100	Absence	Absence	Absence
- Tlemcen	12	12	100	Absence	Absence	Absence
		15.30	35	50	10	5
EST						
- Constantine	32	19	Absence	50	50	Absence
- Jijel	14	14	Absence	100	Absence	Absence
- Mila	10	10	100	Absence	Absence	Absence
- Sétif	28	15.5	Absence	100	Absence	Absence
- Skikda	15	15	Absence	100	Absence	Absence
- Tébessa	15	15	Absence	100	Absence	Absence
		15,37	12,5	75	12,5	Absence
SUD						
- Ghardaïa	14	14	Absence	100	Absence	Absence
66 miels analysés	124	14,57	37,87	50	10,6	1,51

Tableau 10: Pollens dominants et d'accompagnement des miels analysés

Echantillon	Contenu en pollen > 15 %	Echantillon	Contenu en pollen > 15 %
E1	<i>Hedysarum coronarium</i> * Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales. Sédiment important	E34	<i>Rubus + Daucus carota + Eryngium</i> Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales. Sédiment important
E2	<i>Hedysarum coronarium</i> * Présence de spores, asques et hyphes. Sédiment important	E35	<i>Eucalyptus</i> * Présence de spores, asques et particules végétales. Sédiment important
E3	<i>Hedysarum coronarium</i> * Présence de spores, asques et hyphes	E36	<i>Eucalyptus</i> * Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales.
E4	<i>Olea europea</i> Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales	E37	<i>Hedysarum coronarium</i> * Présence de spores, asques et hyphes.
E5	<i>Eucalyptus + Echium plantagineum</i> Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales. Sédiment important	E38	<i>Vicia</i> * Présence d'asques et particules végétales
E6	<i>Eucalyptus</i> * Présence de spore, asques, hyphes et particules végétales. Sédiment important	E39	<i>Pimpinella anisum + Daucus carota</i> Présence d'asques
E7	<i>Olea europea + Citrus</i> Présence d'asques et particules végétales. Sédiment important	E40	Présence de spores et asques
E8	<i>Eucalyptus</i> * Présence d'asques, spores et particules végétales. Sédiment important	E41	<i>Eucalyptus</i> * Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales
E9	<i>Hypocoum + Helianthus annuus</i> Présence d'asques, spores et particules végétales.	E42	<i>Pimpinella anisum</i> * Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales
E10	<i>Trepens + Ononis</i> Présence d'asques, spores et particules végétales.	E43	<i>Aster</i> Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales. Sédiment important
E11	<i>Hedysarum coronarium</i> * Présence d'asques et particules végétales.	E44	<i>Pimpinella anisum + Daucus carota</i> Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales. Sédiment important
E12	<i>Eucalyptus</i> * Présence d'asques et hyphes et particules végétales.	E45	<i>Eucalyptus</i> * Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales. Sédiment important
E13	<i>Eucalyptus</i> * Présence d'asques et particules végétales.	E46	<i>Citrus</i> * Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales. Sédiment important
E14	<i>Eucalyptus</i> * Présence d'asques, spores et particules végétales. Sédiment important	E47	<i>Olea europea + Hedysarum coronarium</i> Présence de spores, asques et particules végétales
E15	<i>Olea europea + Trepens</i> Présence de particules végétales	E48	<i>Pimpinella anisum + Hedysarum coronarium + T alexandrinum</i> Présence de spores, asques et particules végétales. Sédiment important
E16	<i>Reseda</i> Présence de spores et particules végétales. Sédiment important	E49	<i>Eucalyptus</i> * Présence de spores, asques et particules végétales. Sédiment important
E17	<i>Cistus</i> * + <i>Centaurea cyanus</i> Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales	E50	<i>Eucalyptus</i> Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales

T : *Trifolium*

* Pollen dominant

Tableau 10 : Suite

Echantillon	Contenu en pollen > 15 %	Echantillon	Contenu en pollen > 15 %
E18	<i>Pimpinella anisum</i> * Présence de particules végétales	E51	<i>Citrus</i> * + <i>Olea europea</i> + <i>Centaurea</i> + brassicacées Présence, spores et hyphes et particules végétales
E19	<i>Eucalyptus</i> * Présence d'asques et particules végétales. Sédiment important	E52	<i>Hedysarum coronarium</i> + <i>T alexandrinum</i> Présence de spores, asques et particules végétales
E20	<i>T repens</i> Présence d'asques, spores et particules végétales. Sédiment important	E53	<i>Hedysarum coronarium</i> *
E21	<i>Eucalyptus</i> + <i>Pimpinella anisum</i> Présence de spores, asques et particules végétales.	E54	<i>Pimpinella anisum</i> * Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales. Sédiment important
E22	<i>Pimpinella anisum</i> * Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales	E55	<i>Eucalyptus</i> * Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales
E23	<i>Eucalyptus</i> + <i>Echium plantagineum</i> Présence de spores, asques et particules végétales. Sédiment important	E56	<i>Centaurea</i> * + <i>Olea europea</i> Présence de spores et particules végétales
E24	<i>Echium plantagineum</i> + <i>T pratense</i> Présence de spores, asques et particules végétales	E57	Crassulaceae type <i>Sedum</i> * Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales. Sédiment important
E25	<i>Eucalyptus</i> * + <i>Hedysarum coronarium</i> Présence de spores et asques	E58	<i>Eucalyptus</i> * Présence de spores, hyphes et particules végétales. Sédiment important
E26	<i>Rosmarinus officinalis</i> + <i>Rubus</i> * Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales	E59	<i>Pimpinella anisum</i> + <i>Scilla bifolia</i> Présence de spores, asques et particules végétales
E27	<i>Pimpinella anisum</i> + <i>Hedysarum coronarium</i> Présence de spores, asques et particules végétales	E60	<i>Eucalyptus</i> * Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales
E28	<i>Tamarix</i> * Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales	E61	<i>Eucalyptus</i> * Présence de spores et particules végétales
E29	<i>Rubus</i> * Présence de spores, asques et particules végétales	E62	<i>Pimpinella anisum</i> * Présence de spores, asques et particules végétales
E30	<i>Echium plantagineum</i> Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales. Sédiment important	E63	<i>Eucalyptus</i> * Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales.
E31	<i>Daucus carota</i> * Présence de spores, asques et particules végétales	E64	<i>Hedysarum coronarium</i> * Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales
E32	<i>Echium plantagineum</i> + <i>T pratense</i> Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales	E65	<i>Pimpinella anisum</i> * Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales
E33	<i>Eucalyptus</i> + <i>Pimpinella anisum</i> Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales. Sédiment important	E66	<i>Eucalyptus</i> * Présence de spores, asques, hyphes et particules végétales

2.2. Discussion

a. Analyse pollinique quantitative

En se basant sur les classes de Maurizio (1939), les nombres de grains par 10 gramme de miel varient de pauvre (<20 000) à riche (>100 000).

La richesse des miels analysés en pollen est très variable (Tab. 7). L'échantillon E52 de provenance de Constantine a une très faible teneur en pollen (2100 gp/10g). Il a été extrait par centrifugation.

En revanche le miel E3 de Tizi-Ouzou, très riche en pollen (1120.4 x 10³ gp/10g) est issu d'un rucher installé dans la région d'Ait Touderth. C'est une zone montagneuse caractérisée par des cortèges floristiques dominés par l'*Hedysarum*. Les résultats indiquent qu'il s'agit d'un miel pressé, ce qui a favorisé l'augmentation du nombre total des éléments figurés.

Les miels E2, E9, E12, E17, E18, E21, E23, E24, E26, E33, E41, E48, E49, E54, E56 et E57 provenant de différentes régions sont riches en pollen. Leur mode d'extraction par pressage, sauf huit d'entre eux par centrifugation. Ils proviennent de taxons pollenifères dont le pollen est de type 'sur-représenté', comme l'*Eucalyptus*, cistacée, apiacée, rosacée.

Les miels E4, E7, E10, E15, E20, E27, E30, E36, E37, E39, E40, E43, E46, E50, E53, E55, E59, E60, E62, E65 et E66 sont pauvres en pollen. Un d'entre eux est originaire de *Citrus* dont le pollen est de type 'sous-représenté'. Ces miels ont été centrifugés.

Le reste des miels contiennent des quantités moyennes de pollen. Nos résultats montrent qu'ils ont subi une extraction par centrifugation, à l'exception de E14 et E35 qui ont été pressés. Ces derniers sont des miels à dominance d'*Eucalyptus* et de même origine géographique (Alger).

La richesse en pollen et le spectre pollinique d'un miel sont liés aussi bien à la colonie d'abeille dans son milieu naturel (type de plante, force de la colonie, etc.) qu'aux conditions d'exploitation et de la récolte du miel par les apiculteurs.

Les chercheurs ont constaté l'existence d'une corrélation entre la taille en grains et la teneur absolue (Persano Oddo et Bogdanov, 2004).

D'après Chefrour (2008), la richesse en pollen d'un miel, apparaît également indispensable pour caractériser l'origine botanique des miels.

Toutefois la charge en grain par 10 gramme de miel des échantillons analysés se situe principalement dans les nombres moyens, 40,9% des miels ; 33,33% des échantillons sont pauvres en grains et un pourcentage de 25,75% est riche en grains (Fig. 10), dont 22,72% appartiennent à la classe III et seulement 3,03% à la classe V (Fig. 11).

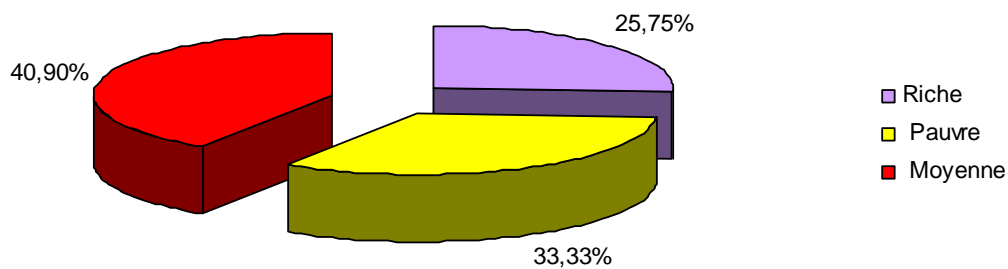


Figure 10: Pourcentage de chaque catégorie de richesse en grains de pollen par gramme des miels analysés

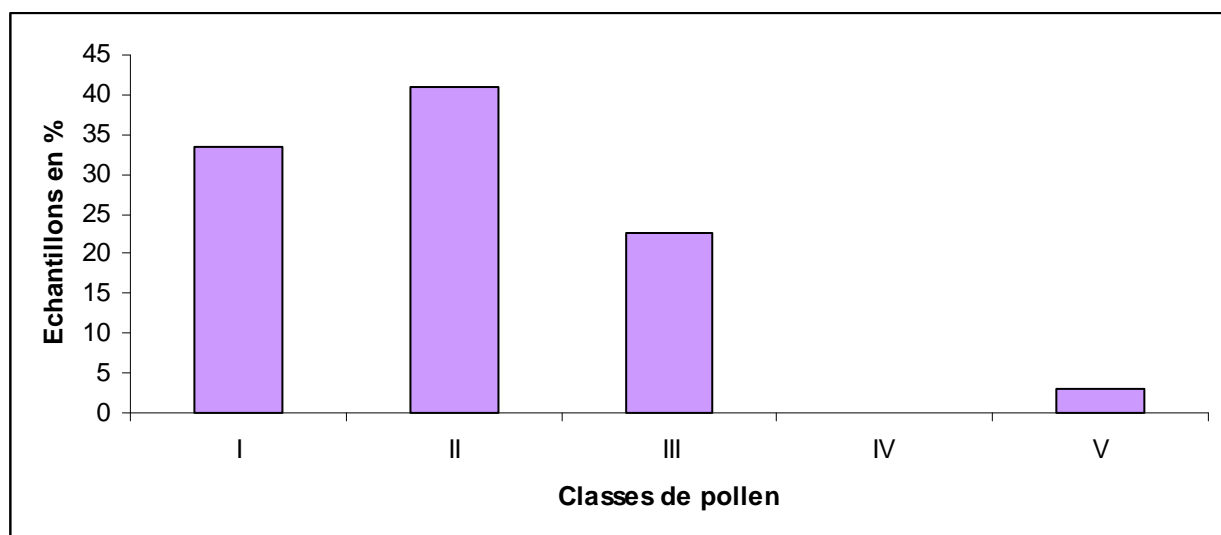


Figure 11: Classes de richesse en grains de pollen des miels analysés

Dans chaque région considérée individuellement en écartant le sud qui est formé par un seul échantillon (Tab. 8), le Centre montre que les miels de la catégorie moyenne qui dominant, l'Ouest présente un pourcentage plus élevé pour la catégorie pauvre et pour l'Est la moitié des miels sont pauvres en grains.

Le présent échantillonnage montre en outre des différences entre les régions, les miels riches en grains de pollen (30%) se rencontrent surtout dans l'Ouest, les miels à nombre moyen de grains (51.35%) dans le Centre et les miels pauvres en grains (50%) sont importants dans l'Est.

Ces variations de la richesse en pollen pourrait être due aux différences de conditions édaphiques et climatiques, aux différentes méthodes d'extraction utilisées par les apiculteurs, à l'intensité de butinage car, Rabiet (1989) note que lorsqu'une plante est butinée, son exploitation se poursuit tant qu'elle est capable de fournir l'un des produits recherchés ou au changement du couvert végétal d'un site à un autre.

Le travail précédent de Makhloufi (2000) sur la richesse en pollen de 50 échantillons de miels algériens montre les résultats suivants: Classe I 28%, II 56% et III 16%. Bien que le pourcentage des miels de chacune des classes soit différent des résultats de cette présente étude, les deux travaux prouvent que les miels à nombre moyen de grains se retrouvent en définitive plus abondant dans les miels algériens étudiés.

le travail sur les miels algériens, établie par Hadj Said *et al.* (2009) montre que la classe II moyennement riche en pollen est plus importante en montagnes.

Contrairement à nos résultats Chefrour (2007) a trouvé que les 62 miels de l'Est algérien étudiés sont très riches en pollen, dont la majorité occupe les classes III, VI et V.

En concordance avec nos résultats, les miels espagnols étudiés par Ortiz Valbuena en 1992 sont principalement moyennement riches en pollens.

De même l'analyse pollinique de 53 échantillons de miels argentins a montré que la plupart renferment entre 20 000 et 100 000 grains de pollen par 10 g de Miel (Telleria, 1988).

Feller-Demalsy et Lamontagne (1979) ; Feller-Demalsy (1983) ; Feller-Demalsy et Parent (1989) ont trouvé que la majorité des miels recueillis de différentes régions de Canada se classent dans les catégories à teneurs polliniques moyennes.

Chauvin (1968) affirme que cette teneur n'est pas fixe, elle est influencée d'une part par la teneur en pollen dans le nectar et d'autre part par le mode d'extraction.

Maurizio (1949), cité par Makhloufi (2000) rapporte que cette richesse en pollen varie en fonction de la plante principale qui a fourni le nectar.

D'après Chefrour *et al.* (2007), la présence d'une quantité importante de pollen est un indicateur de la récolte de miel à partir des cadres du corps de la ruche.

b. Analyse pollinique qualitative

- Nombre de formes de pollen

Le nombre de types morphologiques des échantillons analysés varie entre 9 et 31 (Tab. 7) avec une moyenne de 14,57 par échantillon de miel (Tab. 9). La plus faible valeur (9) est marquée par les échantillons E3 et E4, elle s'élève jusqu'à 31 pour l'échantillon E64. Cela reflète la diversité botanique.

Par ailleurs pour chaque région considérée individuellement à l'exception du Sud qui n'est pas pris en considération, le nombre moyen des formes polliniques par miel est similaire pour l'Ouest (15,30), et l'Est (15,37) tandis que celui du Centre est légèrement bas (14,02) (Tab. 9).

Les nombres de formes polliniques dans les miels étudiés se situent dans une gamme de catégories, ≤ 13 formes à > 23 formes avec un maximum d'échantillons (50%) possédant de 14-18 formes, suivi par la catégorie ≤ 13 formes (37,87%), par contre les catégories restantes renferment un nombre de miels réduit. On constate bien que la majorité des échantillons ($> 87\%$) présente moins de 18 formes polliniques (Fig. 12).

L'analyse pollinique des miels Canadiens a montré qu'un maximum d'échantillons possède de 16 à 25 formes (Feller-Demalsy et Parent, 1989).

Par contre l'examen des catégories de nombres de formes de 53 miels argentins indique que 41 échantillons appartiennent à la catégorie des 11-20 formes (Telleria, 1988).

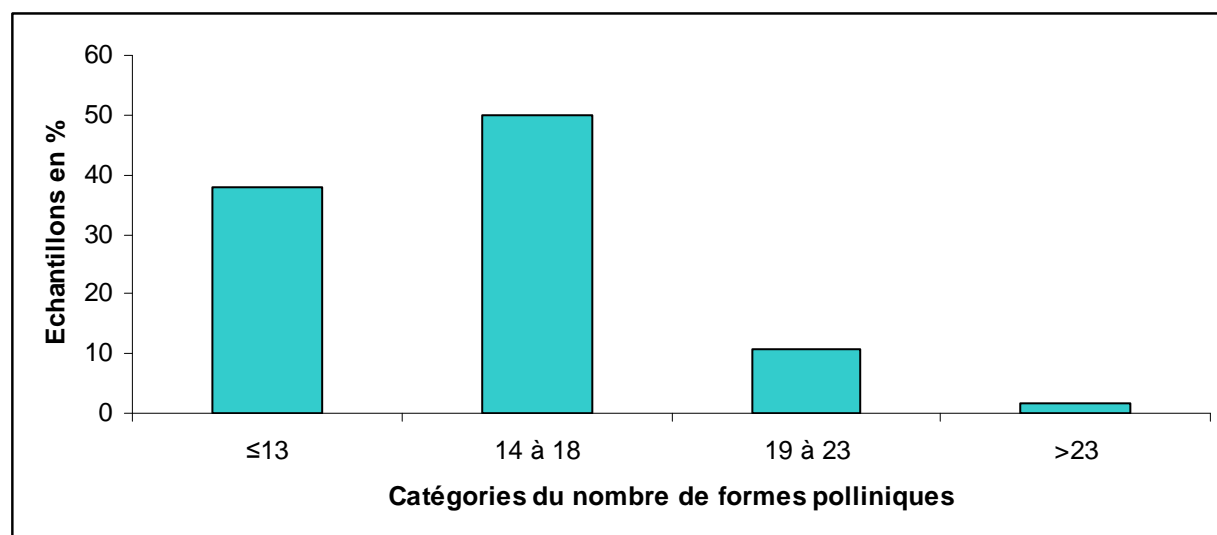


Figure 12: Différentes catégories du nombre de formes polliniques dans les miels analysés

Nos résultats révèlent que 124 formes y sont identifiées (annexe III), dont 97 de plantes sont nectarifères et les autres (27) représentent les taxons non nectarifères (22) et celles dont la valeur mellifère est inconnue (5) (Tab. 11).

- Classement des taxons en fonction de leur présence dans les miels étudiés

Les résultats de fréquence de distribution des taxons dans les miels étudiés montrent quatre groupes (Tab. 11).

On remarque que la classe des pollens très fréquents (>50%) comprend 5 taxons, celle des pollens fréquents (20-50%) renferme 16 taxons, le groupe des formes peu fréquentes présentes dans 10-20% des miels comprend 20 taxons et les pollens rares (<10%), 83 taxons.

Parmi les 97 taxons nectarifères identifiés, 3 types polliniques sont très fréquents, 15 formes polliniques fréquentes, 16 types polliniques peu fréquents et 63 rares.

Dans l'ensemble la majorité des plantes sont nectarifères et/ou pollinifères.

Parmi les formes de pollen rares se situent 15 taxons non nectarifères mais en raison de leur sous-représentation dans les échantillons analysés, on pense à une contamination.

D'après Chefrour *et al.* (2007), La présence de ce genre de pollen dans les miels est justifiée par :

- Une contamination primaire lors du butinage par le pollen circulant dans l'air;
- Une contamination secondaire à l'intérieure de la ruche avant l'operculation des cellules de la ruche;
- Une contamination tertiaire au cours des manipulations apicoles et de la récolte du miel.

Par ailleurs, à partir de la figure 13 de fréquence des principaux types morphologiques dans les miels étudiés, on constate que les échantillons analysés sont caractérisés principalement par six formes polliniques décelées dans la majorité des échantillons ($\geq 50\%$), il s'agit d'*Eucalyptus*, *Olea*, *Papaver*, *Pimpinella*, *Carduus* et *Hedysarum* et à un degré moindre par *Echium* et *Rubus* avec une fréquence de 45,4% des échantillons. Cependant certaines d'entre elles sont des indicatrices de l'origine géographique et leur répartition dans les miels exprime la distribution géographique de la plante, notamment l'*Hedysarum* montre une abondance localement bien que retrouvé dans d'autres régions. En effet, on note 4 cas de dominance et 2 cas de pollen isolé important dans la région de Tizi-Ouzou.

De même pour l'*Eucalyptus*, on signale sa présence dans les miels presque de toutes les régions, mais il est très fréquent principalement dans les échantillons de la région d'Alger, d'ailleurs il atteint l'abondance de pollen dominant dans 7 miels, 1 cas de pollen d'accompagnement et 1 cas de pollen isolé rare.

Il est à noter que l'*Eucalyptus* est une plante nectarifère et pollenifère, qui a une aire de répartition très vaste. Elle peut s'adapter à tous les milieux édapho-climatiques allant du littoral jusqu'aux zones arides.

Il ressort de nos résultats que l'*Olea*, *Papaver* se rencontrent dans le groupe très fréquent et *Cistus* dans la classe fréquente. Cette observation nous conduit à préciser bien que ces plantes soient exclusivement pollenifères, elles sont cependant visitées par l'abeille pour leur pollen abondant, en plus de leur répartition qui pourrait être importante dans le territoire étudié.

Nos résultats sont en accord avec ceux d'Ouchemoukh *et al.* (2007) et de Bélaid (1999) pour les principales espèces concernées, mais ces auteurs rapportent des fréquences élevées de pollens d'arbres fruitiers (*Pyrus / Prunus*) et d'*Erica*, que nous avons trouvé seulement dans 5 échantillons, et toujours à l'état de pollens rares.

L'observation des spectres de formes polliniques montre qu'ils diffèrent d'un endroit à un autre plutôt la végétation visitée par l'abeille varie de place en place. Cela peut être également expliqué selon Louveaux et Abed (1984) par la différence de distribution géographique de la plante, de l'effet des conditions du milieu sur la production de nectar ou de la durée de floraison de la végétation. En effet, beaucoup de travaux vont dans le même sens et qui ont montré que la composition pollinique des miels dépend de l'origine botanique.

En général, les types polliniques de la plupart des spectres se ressemblent et que le nombre d'espèces polliniques de la majorité des miels se rapprochent.

Tableau 11: Les résultats de fréquence de distribution des taxons dans les miels

Pollens très fréquents (>50%)		Pollens rares (<10%)	
<i>Eucalyptus spp</i>	77.3	<i>Rhamnus sp</i>	9.1
<i>Olea europea *</i>	71.2	<i>Genista sp</i>	9.1
<i>Papaver rhoeas *</i>	62.1	<i>Rosmarinus officinalis</i>	9.1
<i>Pimpinella anisum</i>	60.6	<i>Chrozophora tinctoria *</i>	9.1
<i>Carduus sp</i>	59.1	<i>Plantago sp *</i>	9.1
Pollens fréquents (20-50%)		<i>Trifolium alexandrinum</i>	9.1
<i>Hedysarum coronarium</i>	50.0	Chenopodiaceae *	9.1
<i>Echium plantagineum</i>	45.4	<i>Galega sp *</i>	7.6
<i>Rubus sp</i>	45.4	<i>Erica sp</i>	7.6
<i>Cistus sp *</i>	39.4	<i>Prunus/Pyrus sp</i>	7.6
<i>Trifolium repens</i>	39.4	<i>Echallium sp</i>	7.6
<i>Trifolium pratense</i>	36.4	<i>Asphodelus sp</i>	7.6
<i>Daucus carota</i>	31.8	Fabaceae	7.6
Brassicaceae	31.8	<i>Scirpus sp **</i>	7.6
<i>Citrus spp</i>	30.3	<i>Lavandula sp</i>	6.1
<i>Centaurea sp</i>	30.3	<i>Cucumis sp</i>	6,1
<i>Convolvulus arvensis</i>	28.8	<i>Myrtus sp</i>	6.1
<i>Brassica sp</i>	27.3	<i>Reseda sp</i>	6.1
Asteraceae T f	25.8	<i>Medicago sp</i>	6.1
<i>Lotus corniculatus</i>	22.7	Liliaceae	6.1
<i>Thymus sp</i>	21.2	<i>Trifolium sp</i>	6.1
Apiaceae	21.2	<i>Scilla bifolia</i>	6.1
Pollens peu fréquents (10-20%)		<i>Hypecoum sp *</i>	4.6
<i>Eryngium sp</i>	19.7	<i>Pistacia sp</i>	4.6
<i>Vicia sp</i>	19.7	<i>Astragalus sp</i>	4.6
<i>Acacia sp</i>	19.7	<i>Sinapis sp</i>	4.6
Asteraceae liguliflore	18.2	<i>Carex sp *</i>	4.6
Poaceae *	16.7	<i>Sedum-type</i>	4.6
<i>Arctium sp</i>	16.7	<i>Prunus dulcis</i>	4.6
<i>Borago sp</i>	16.7	<i>Achillea-type</i>	4.6
Palmeae *	15.2	<i>Carthamus sp</i>	3.0
<i>Aster sp</i>	13.6	Asteraceae type S	3.0
<i>Mentha sp</i>	13.6	<i>Pyrus communis</i>	3.0
Lamiaceae	13.6	<i>Centaurea cyanus</i>	3.0
<i>Ononis sp</i>	12.1	<i>Teucrium sp</i>	3.0
<i>Quercus sp *</i>	12.1	<i>Salix sp</i>	3.0
<i>Echinops sp</i>	12.1	<i>Ailanthus sp</i>	3.0
<i>Helianthemum sp *</i>	12.1	<i>Rumex sp *</i>	3.0
<i>Anthemis sp</i>	10.6	<i>Pinus sp *</i>	3.0
<i>Oxalis pes-caprae</i>	10.6	<i>Verbena sp</i>	3.0
<i>Helianthus annuus</i>	10.6	<i>Centaurea calcitrapa</i>	3.0
<i>Tamarix sp</i>	10.6	<i>Centaurea scabiosa</i>	3.0
<i>Ampelopsis sp</i>	10.6	<i>Senecio sp</i>	3.0
		<i>Citrullus sp</i>	3.0
		<i>Foeniculum sp</i>	3.0
		<i>Allium sp</i>	3.0
		Alliaceae	3.0
		<i>Malva sp</i>	3.0
		Cucurbitaceae	3.0
		Géraniacées	3.0
		<i>Zea sp *</i>	3.0
		<i>Solidago-type</i>	3.0
		<i>Centaurea jacea</i>	1.5
		<i>Gleditsia sp</i>	1.5
		<i>Nigella sp</i>	1.5
		Sapindaceae	1.5
		<i>Sicyos sp **</i>	1.5
		<i>Mercurialis sp *</i>	1.5
		<i>Pterocarpus sp</i>	1.5
		<i>Ambrosia sp *</i>	1.5
		<i>Smilax sp **</i>	1.5
		<i>Vitis sp *</i>	1.5
		<i>Castanea sativa</i>	1.5
		<i>Gossypium sp</i>	1.5
		<i>Ruellia sp</i>	1.5
		<i>Pisum-type</i>	1.5
		<i>Taraxacum sp</i>	1.5
		<i>Peganum sp **</i>	1.5
		<i>Onopordon sp</i>	1.5
		Rhamnaceae	1.5
		<i>Cornus sanguinea</i>	1.5
		Caryophyllaceae	1.5
		<i>Phlox sp **</i>	1.5
		<i>Ceratonia siliqua</i>	1.5
		<i>Anthyllis sp</i>	1.5
		Boraginaceae	1.5
		Pinaceae *	1.5
		Scrofulariaceae	1.5
		Arecaceae *	1.5
		<i>Ephedra sp</i>	1.5
		<i>Sesamum sp</i>	1,5
		<i>Hedera sp</i>	1.5
		<i>Sambucus sp *</i>	1.5

* = espèces non nectarifères.

** = aptitude mellifères inconnue

Sur la figure 13, on a reporté les principaux types de pollens identifiés dans les miels analysés, exprimés en pourcentage des échantillons étudiés.

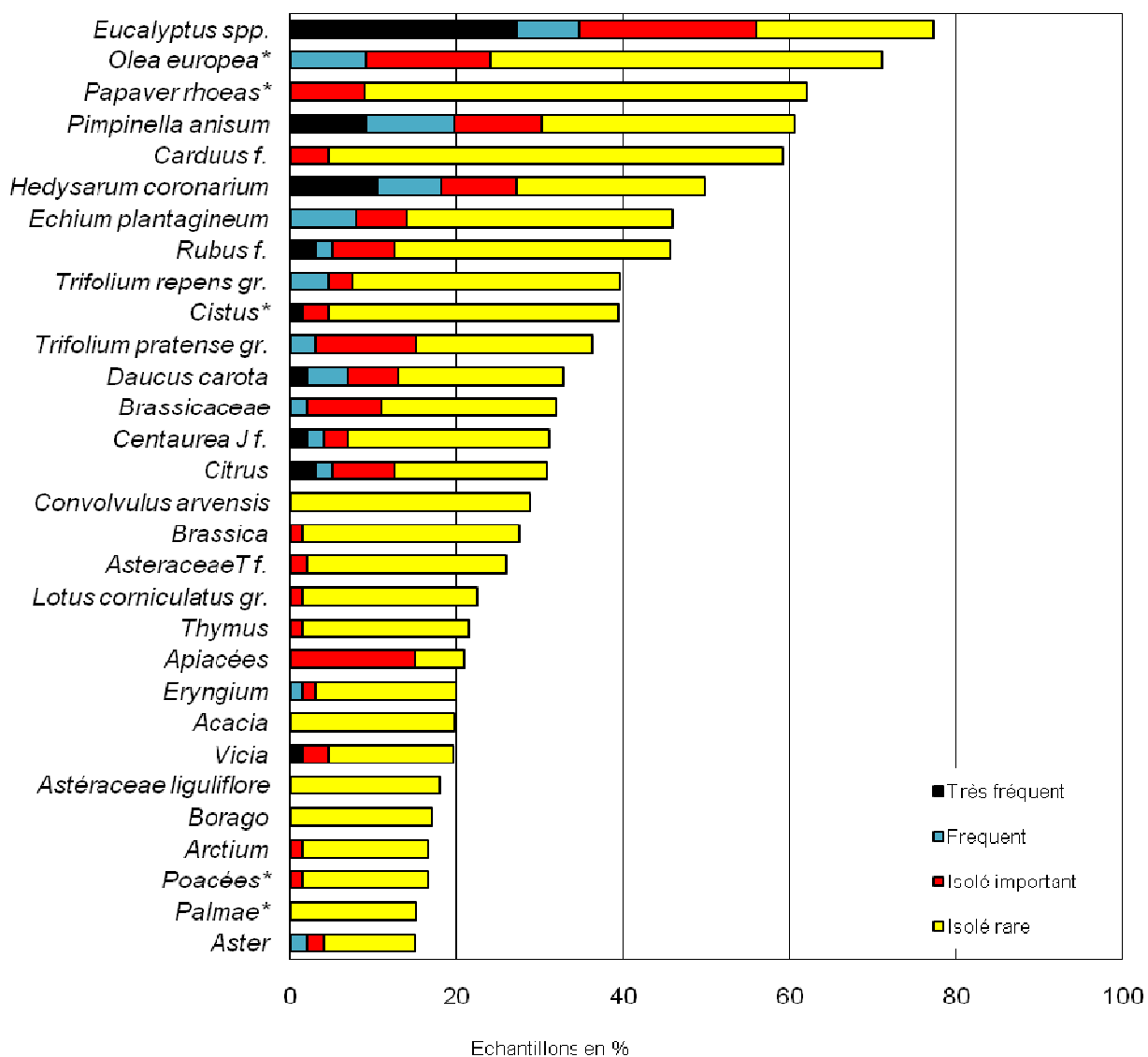


Figure 13: Fréquence des principaux pollens dans les miels étudiés (* = espèces non nectarifères)

- Spectre de fréquence des familles végétales dans les miels étudiés

Comme l'indique la figure 14, les 124 types morphologiques recensés appartiennent à 49 familles. Les fabacées (92,42%), astéracées (89,39%), apiacées (81,81%), myrtacées (77,27%), brassicacées (59,09%), boraginacées (51,51%), lamiacées (51,51%) et rosacées (50%) semblent d'importance majeure pour l'apiculture dans nos échantillons.

L'abondance de ces familles dans les miels a été prouvée par plusieurs auteurs.

Selon Skender (1972), Les fabacées, les astéracées, les apiacées et les Lamiacées sont les familles les plus intéressantes pour l'apiculture algérienne.

D'après Louveaux et Abed (1984), les apiacées jouent un rôle très important dans l'apiculture de l'Afrique du nord.

Chefrour (2007) a trouvé que les astéracées, les apiacées et les rosacées sont les familles les mieux représentées dans les miels de l'Est algérien.

L'analyse pollinique de 25 miels de la région méditerranéenne de la Turquie montre que les apiacées, les astéracées, les fabacées et les rosacées représentent quatre familles les plus visitées par les abeilles (Silici et Gökceoglu, 2007).

Tsigouri *et al.* (2004) ont montré que les familles les plus fréquentes dans 208 miels grecs examinés sont: Fagacées, fabacées, Lamiacées, astéracées, brassicacées, rosacées et cistacées.

Par ailleurs, d'après Philippe (1994), dans la flore mondiale quatre grandes familles sont particulièrement nectarifères. Ce sont les fabacées, les lamiacées, les astéracées et les brassicacées dont la concentration du nectar en sucres est élevée.

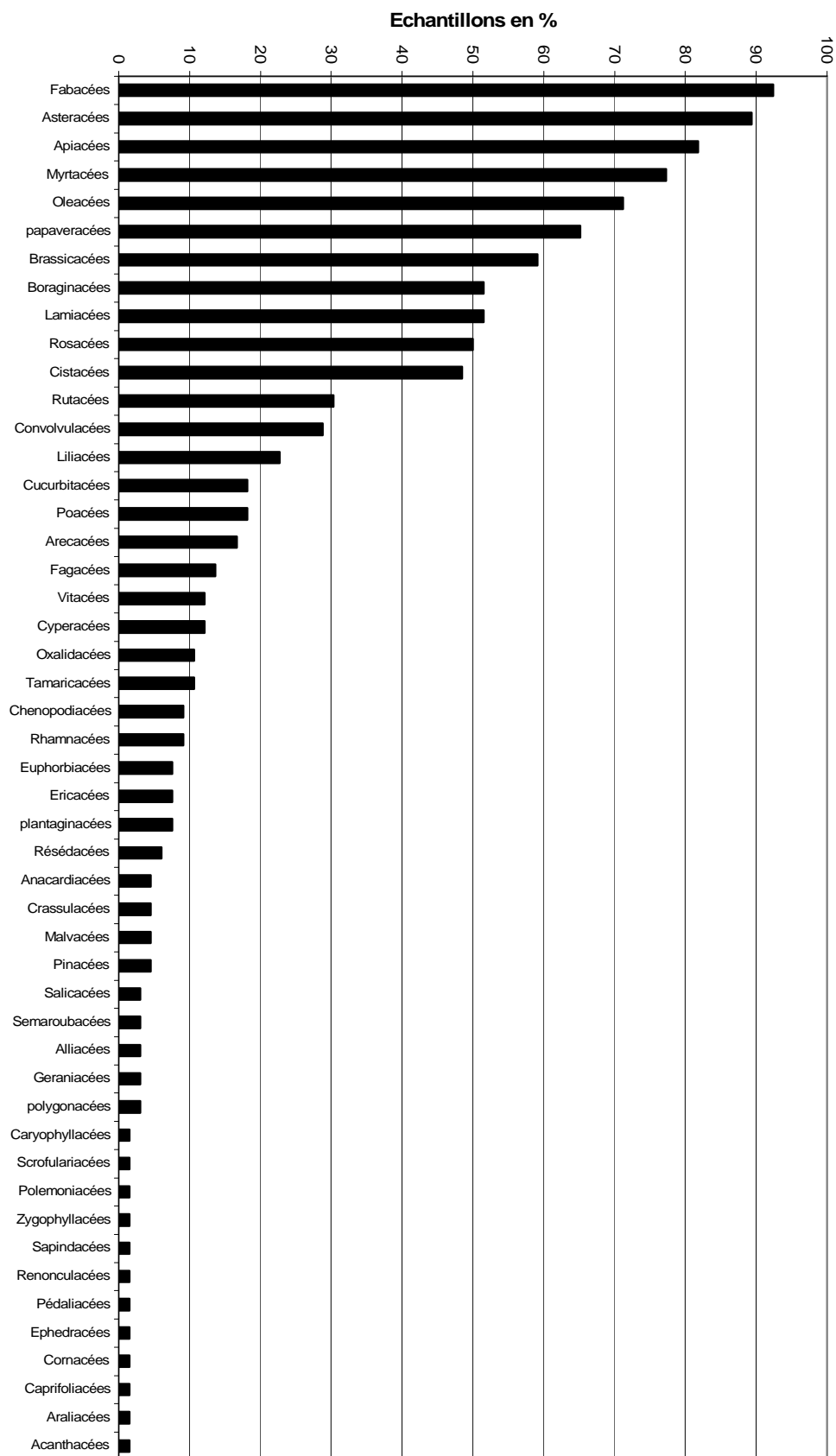


Figure 14: Spectre de fréquence des familles végétales en % des échantillons de miels

Chaque famille comprend une ou plusieurs formes (Tab.12). Les astéracées est la famille la plus représentée dans les miels étudiés avec 21 types polliniques, suivi par les fabacées avec 19 types polliniques.

Les Lamiacées occupent la troisième position avec 7 types polliniques alors que les familles apiacées et cucurbitacées comportent le même nombre de types morphologiques qui est de 5.

Chacune des familles Rosacées et Liliacées est représentée par 4 formes.

Les autres familles participent avec un nombre faible de formes.

Tableau 12: Richesse des familles en taxons

Familles	Nombre de formes	Familles	Nombre de formes
Asteracées	21	Caprifoliacées	1
Fabacées	19	Ephedracées	1
Lamiacées	7	Ericacées	1
Apiacées	5	Chenopodiacées	1
Cucurbitacées	5	Oleacées	1
Rosacées	4	Oxalidacées	1
Liliacées	4	Pédaliacées	1
Boraginacées	3	plantaginacées	1
Brassicacées	3	polygonacées	1
Euphorbiacées	2	Renonculacées	1
Myrtacées	2	Resedacées	1
Fagacées	2	Rutacées	1
Vitacées	2	Salicacées	1
Arecacées	2	Semaroubacées	1
Cistacées	2	Sapindacées	1
Cyperacées	2	Tamaricacées	1
Poacées	2	Alliacées	1
Malvacées	2	Geraniacées	1
Pinacées	2	Caryophyllacées	1
Rhamnacées	2	Scrofulariacées	1
Zygophyllacées	2	Polemoniacées	1
papaveracées	2	Convolvulacées	1
Cornacées	1	Acanthacées	1
Crassulacées	1	Anacardiacées	1
Araliacées	1		

- Miels à grains de pollen dominants

Dans les échantillons étudiés, 41/66 (62,12%) miels montrent des dominances dont 21/41 (51,21%) sont moyennement riches en grains, 9/41 (21,95%) sont pauvres et 11/41 (26,82%) sont riches en pollen dont 9 se rangent dans la classe III et 2 dans la classe V comme l'indique le tableau suivant.

Tableau 13: Répartition des miels selon les classes de richesse en pollens

Miels à pollens dominants	Classe I	Classe II	Classe III	Classe V	Nombre
<i>Hedysarum</i>	2	3	1	1	7
<i>Eucalyptus</i>	4	11	3	0	18
<i>Pimpinella</i>	2	2	1	1	6
<i>Cistus</i>	0	0	1	0	1
<i>Tamarix</i>	0	1	0	0	1
<i>Rubus</i>	0	1	1	0	2
<i>Daucus</i>	0	1	0	0	1
<i>Vicia</i>	0	1	0	0	1
<i>Citrus</i>	1	1	0	0	2
<i>Centaurea</i>	0	0	1	0	1
Type <i>Sedum</i>	0	0	1	0	1
Miels à pollens sans dominance	13	6	6	0	25
Miels analysés	22	27	15	2	66

Des pollens dominants se rencontrent chez plusieurs formes très fréquentes (>50%) et fréquentes (20-50%): *Eucalyptus*, *Hedysarum*, *Pimpinella*, *Citrus*, *Rubus*, *Centaurea*, *Daucus* et *Cistus*.

Les principaux pollens dominants sont, *Eucalyptus*, *Hedysarum* et *Pimpinella*. C'est aussi les plus caractéristiques car ils sont présents dans la majorité des miels, en effet l'*Eucalyptus* et *Pimpinella* appartiennent à la classe de pollens très fréquents, et l'*Hedysarum* à la classe des formes polliniques fréquentes.

Malgré le nombre de formes polliniques trouvées (124), seulement 11 taxons apparaissent comme pollens dominants dans les miels, il s'agit de pollen d'*Eucalyptus* (18/66), d'*Hedysarum* (7/66), de *Pimpinella* (6/66), de *Citrus* (2/66), de *Cistus* (1/66), de *Rubus* (2/66), de *Daucus* (1/66), de *Tamarix* (1/66), de *Vicia* (1/66), de type *Sedum* (1/66) et de *Centaurea* (1/66).

Par ailleurs 22 espèces se présentent à l'état de pollen d'accompagnement à savoir, *Eucalyptus*, *Hedysarum*, *Pimpinella*, *Citrus*, *Rubus*, *Daucus*, *Centaurea*, *Olea*, *Hypocoum*, *Helianthus*, *Ononis*, *Trifolium repens*, *Reseda*, *Centaurea cyanus*, *Echium*, *Trifolium pratense*, *Rosmarinus*, *Eryngium*, *Aster*, *Trifolium alexandrinum*, brassicacées et *Scilla bifolia*.

- Grain de pollen d'*Eucalyptus* (Eucalyptus)

On a mis en évidence 18 cas de dominance et 5 cas d'accompagnement de grain de pollen d'*Eucalyptus*.

Il ne faut pas perdre de vue que le grain de pollen d'*Eucalyptus* et de toutes les myrtacées est fortement sur-représenté dans les miels. Ce phénomène est lié à la petite taille de ce pollen et à son abondance naturelle dans les fleurs de myrtacées.

D'après Bocquet (1997), le pourcentage de pollens d'*Eucalyptus* dans les miels monofloraux est souvent élevé, proche de 90% et que les plus purs sont d'origine Australienne, leur spectre pollinique peut contenir 100% de grain de pollen de cette plante.

De ce fait Ricciardelli d'Albore (1998) classe le miel d'*Eucalyptus* dans la catégorie riche (classe III) dont le nombre de grains de pollen par 10 gramme de miel se situe entre 100 000-300 000.

Cependant, nos miels à dominance d'*Eucalyptus* se répartissent de la façon suivante : 4 en classe I (5,7-19,7).10³, 11 en classe II (20,1-92,6).10³ et 3 en classe III (111,6-148,2).10³ grains/10g de miel. La dominance de cette espèce reflète son importance miellée et son abondance dans cette région, ce qui concorde aux données de Louveaux et Abed (1984) qui indiquent que cette espèce est une plante mellifère maghrébine.

En accord avec ces observations, Makhloufi (2000) rapporte que l'*Eucalyptus* est une des importantes ressources mellifères en Tunisie et affirme également la dominance de cette espèce dans la majorité des miels algériens.

Par ailleurs selon Ricciardelli d'Albore (1998), les miels d'*Eucalyptus* sont fréquents dans certains pays méditerranéens.

Enfin, on a constaté que si cette espèce n'apparaît pas comme pollen dominant, elle se présente comme pollen d'accompagnement ou comme pollen isolé dans les échantillons étudiés. Toutefois les nombreuses dominances polliniques de cette plante et son abondance sont observées surtout dans la région d'Alger.

Selon Terrab *et al.* (2003a), les miels unifloraux d'*Eucalyptus camaldulensis* Dehnh sont très communs dans le nord marocain. Ils mentionnent que *Plantago* sp et Thymelaceae sont des pollens d'accompagnement, tandis que Ricciardelli d'Albore et Vorwohl (1980) ont trouvé comme pollens d'accompagnement les espèces d'*Acacia*, *Gleditsia* et *Hedysarum coronarium* pour la Libye.

D'après les mêmes auteurs, les miels d'*Eucalyptus* tunisiens sont caractérisés par les espèces de *Citrus*, d'*Acacia*, d'*Erica multiflora*, d'*Olea europaea* et d'*Hedysarum coronarium* en tant que pollens d'accompagnement.

Les miels espagnols d'*Eucalyptus* se distinguent des miels déjà cités et des autres miels d'*Eucalyptus* de la région méditerranéenne occidentale par la présence de *Cytisus*, *lotus*, *Salix*, *Rubus*, Asteraceae et Scrophulariaceae dans leur spectre pollinique (Seijo *et al.*, 2003).

Cependant nos miels à dominance d'*Eucalyptus* se distinguent d'autres miels de la région méditerranéenne occidentale par la présence de *Papaver rhoeas* et *Centaurea*.

- Grain de pollen d'*Hedysarum* (Sainfoin)

Le sainfoin figure comme pollen dominant dans 7 miels, dont la majorité provient des régions montagneuses. La culture d'*Hedysarum* dans ces zones justifie son abondance. Par ailleurs 5 cas d'accompagnement ont été relevés dans nos échantillons.

En effet, Bocquet (1995) signale que le miel d'*Hedysarum* est fréquent dans les pays méditerranéens, notamment l'Italie est le principal producteur de ce miel connu sous le nom de Sulla. Enfin nos résultats vont dans le même sens que ceux de Louveaux et Abed (1984) qui confirment la dominance d'*Hedysarum* dans la partie centrale d'Algérie, en Tunisie et au Maroc.

Par contre selon Bocquet (1995), l'Afrique du nord en produit, principalement sous forme de miels de toutes fleurs.

Cependant, dans notre échantillonnage la prédominance de cette plante est principalement limitée à la région montagneuse de la Kabylie. Cela peut être rattaché à l'intensification de cette culture dans cette région.

L'examen des résultats de la richesse en pollen des miels à dominance d'*Hedysarum* dont la teneur en grains varie entre $2,6 \cdot 10^3$ et $1120,9 \cdot 10^3$ par 10 gramme de miel, appartiennent aux classes I (2 échantillons), II (3 échantillons), III (1 échantillon) et V (1 échantillon).

Selon Louveaux, Maurizio et Vorwohl (1970), le groupe V renferme les miels de presse riches avec plus de 1000 000 grains par 10 gramme de miel. Ce que confirment nos résultats.

C'est la catégorie II, moyennement riche en pollen qui domine. Ceci concorde avec les données de Ricciardelli d'Albore (1998) pour les miels d'*Hedysarum* qui se classent dans la catégorie II à teneur pollinique de 20 000 - 60 000 par 10 gramme de miel.

- Grain de pollen de *Pimpinella* (Anis)

Les miels à dominance de *Pimpinella* sont en nombre de 6/66. Cependant, la distinction de deux genres *Pimpinella* et *Foeniculum* est très difficile car la forme de leurs pollens diffère peu et c'est avec l'expérience et l'aide de Ricciardelli d'Albore que ces miels sont jugés à dominance de *Pimpinella*.

Il n'est pas surprenant de trouver dans nos échantillons, des miels dont le pollen d'anis est dominant puisqu'elle est originaire de la région de la méditerranée et de l'Égypte. De plus Ricciardelli d'Albore (1998) confirme que le miel monofloral de *pimpinella* est produit en Tunisie.

Toutefois 6 cas de *Pimpinella* à l'état d'accompagnement ont été retrouvés.

La charge en pollen des miels à dominance de *pimpinella* qui se classent dans les groupes à teneurs polliniques pauvres (2 échantillon), moyennes (2 échantillons) et riches (2 échantillons), se situe entre $2,7 \cdot 10^3$ et $1019,6 \cdot 10^3$ grains/10g de miel. Toutefois la catégorie riche de notre échantillonnage est représentée par deux classes, III (E54) et V (E18). Il s'agit de miels pressés.

D'après Ricciardelli d'Albore (1998), Les miels monofloraux de *pimpinella* se rangent dans la catégorie II (20 000-90 000 grains/10g de miel).

- Grain de pollen de *Citrus* (Agrumes)

Deux cas de dominance et un seul cas d'accompagnement de *Citrus* ont été retrouvés. En outre, le pollen de *Citrus* est généralement sous-représenté dans les miels d'agrumes.

En effet, la charge en pollen de nos échantillons varie de $(99-31,2) \cdot 10^3$ de grains/10g de miel dont un échantillon se range dans le groupe II et un dans la groupe I. Cela concorde avec l'observation de Ricciardelli d'Albore (1998), que ce type de miel appartient à la catégorie I des miels pauvres avec une teneur en grains par 10 gramme de miel inférieure à 20 000.

Toutefois Hussein (2001), rapporte que les principales espèces mellifères en Algérie sont les agrumes, tournesol et de nombreuses plantes sauvages. Par ailleurs d'après Ricciardelli d'Albore (1998), les miels de *Citrus*, d'*Eucalyptus*, de *Trifolium alixandrinum* sont les variétés de miels monofloraux les plus importants en Algérie.

En contradiction avec nos résultats aucun cas de dominance de *Trifolium* n'a été rencontré. Ces arbres fruitiers sont source de gros tonnage de miel en Espagne, Italie, Floride, Californie, Israël, Brésil, Argentine, et Japon (Mendez *et al.*, 2003).

La caractéristique du spectre pollinique de nos miels de *Citrus* était la présence de pollen de *Convolvulus*

Les miels monofloraux sont produits au Maroc (Terrab *et al.*, 2003b), en Tunisie (Louveaux et Abed, 1984) et en Espagne (Ricciardelli d'Albore et Vorwohl, 1980)

- Grain de pollen de *Rubus* (Ronce)

Deux cas de pollen dominant et un cas d'accompagnement de ce taxon ont été décelés, l'un dans la région de Relizane par contre l'autre dans la région steppique, semi aride, caractérisée par une pluviométrie faible, bien que *Rubus* est une plante qui a besoin d'eau, ainsi sa prédominance dans les miels de ce milieu est surprenante.

Ricciardelli d'Albore (1998) rapporte que les miels de *Rubus* sont produits dans certains pays du bassin méditerranéen à savoir l'Espagne, Italie, Yougoslavie ...etc.

Egalement selon Mendez *et al.* (2003) dans l'Europe, le Moyen-Orient et l'Asie septentrional, *Rubus* peut constituer un apport de nectar et de pollen de premier ordre.

Il appartient selon Ricciardelli d'Albore (1998) à la classe II (20 000-90 000 grains /10g de miel), ce que prouve l'échantillon E29 dont la teneur pollinique est de $51,6 \cdot 10^3$ grains/10 de miel.

En comparaison avec ces observations, il est étonnant que E26 se range dans la classe riche (classe III) avec une teneur en pollens de $159,2 \cdot 10^3$ grains/10g de miel, bien qu'il s'agit d'un miel centrifugé.

- Grain de pollen de *Daucus* (Carotte)

On signale un seul cas de dominance et 3 cas à l'état d'accompagnement du grain de pollen de *Daucus*, plante des terres humides. Jadis *Daucus* constituait en Algérie une 2^e miellée après celle des

agrumes. Cependant, Dans la région méditerranéenne, le miel de ce taxon est principalement produit en Italie (Ricciardelli d'Albore, 1998).

Par ailleurs, notre échantillon renferme une charge pollinique par 10 gramme de miel de $29,8.10^3$ teneur moyenne qui concorde avec celle relevée par Ricciardelli d'Albore (1998) pour le miel de *Daucus* qui se classe dans le groupe II (20 000-90 000 grains /10g).

- Grain de pollen de *Vicia* (Vesce)

Concernant *Vicia*, on a rencontré 1 cas de pollen dominant, et les autres cas à l'état de pollen isolé. L'échantillon provient d'une région semi aride, effectivement en Algérie, la vesce semble présenter un intérêt apicole dans les régions où les miellées sont restreintes souvent dans les hauts plateaux. En accord avec l'observation de Ricciardelli d'Albore (1998), notre miel se range dans la classe II, ayant une teneur pollinique par 10 gramme de miel de $25,2.10^3$

- Grain de pollen de *Centaurea* (Chardon)

Un cas de dominance de *Centaurea* a été mis en évidence. Ricciardelli d'Albore (1998) classe ce miel dans le groupe II, moyennement riche en pollens (20 000-90000 grain/10 de miel).

Cependant, notre échantillon se situe dans la classe III, riche en grains (440.10^3 grains /10 g de miel), ce qui n'est pas surprenant car, il s'agit de miel pressé.

- Grain de pollen de *Tamarix* (Tamarin)

Le pollen de *Tamarix* figure comme pollen dominant dans un échantillon provenant de région steppique.

Nos résultats sont en contradiction avec les données de Ricciardelli d'Albore (1998) qui ont montré que le miel de *Tamarix* est inconnu dans le bassin méditerranéen.

Cependant, dans la même région méditerranéenne la zone de distribution de cette plante s'étend de l'Espagne jusqu'à la Yougoslavie et du Maroc jusqu'à la Tunisie. De plus Sabot (1980) affirme que *Tamarix* est indigène dans les sables méditerranéens, plante des régions chaudes et des sols sablonneux.

Il est à signaler que le pollen de *Tamarix* est sous représenté (Ricciardelli d'Albore, 1998). Notre échantillon présente une valeur pollinique qui correspond à la classe II, moyennement riche ($36,5.10^3$ grain/10gramme de miel).

- Grain de pollen de type *Sedum* (Vermiculaire)

On a relevé un seul cas de dominance de pollen de type *Sedum*. Ricciardelli d'Albore (1998), le classe dans la catégorie I, pauvre en grains (< 20 000 grain /10 g de miel).

Notre échantillon fait partie du groupe III, riche en grains (390.10^3 grains /10 g de miel). Cela n'a rien d'étonnant car, il s'agit d'un miel de pressage.

- Grain de pollen de *Cistus* (Ciste).

Le spectre pollinique du miel E17 est dominé par *Cistus*, plante pollenifère et non néctarifère. De ce fait, il appartient à la classe III dont le nombre de grains de pollen /10g de miel est de $140,4 \cdot 10^3$.

- Miels sans dominance

Sur les 66 miels étudiés, on remarque que 25 d'entre eux sont des miels dont le spectre pollinique ne comporte pas de dominance.

Par ailleurs, les spectres polliniques de ces miels renferment des types morphologiques variés, dont les principaux taxons identifiés sont, *Eucalyptus*, *Olea*, *Papaver*, *Hedysarum*, *Pimpinella*, *Cistus*, *Rubus*, *Carduus*, *Echium*, *Trifolium* et *Centaurea*.

Il est à noter, que le *Cistus*, l'*Olea*, et le *Papaver* ne sont pas nectarifères. Ces plantes sont visitées par l'abeille pour le pollen.

Selon la richesse en pollen, les 25 miels obtenus se répartissent de la manière suivante, 13 en classe I, 6 en classe II et 6 en classe III dont trois d'entre eux sont des miels pressés.

3. CONCLUSION

Vu les procédés de récoltes variables (centrifugation et pressage), ainsi que le nombre d'échantillons très réduit de certaines régions, notre étude nous a incitée à interpréter certains résultats d'une manière indirecte.

L'analyse pollinique qualitative de 66 échantillons de miels nous a permis de tirer les conclusions suivantes :

124 types morphologiques mis en évidence dans cet échantillonnage, appartiennent à 49 familles dont les fabacées, astéracées, apiacées, Myrtacées et Brassicacées sont les familles les plus intéressantes pour l'apiculture algérienne.

Un maximum d'échantillons (50%) possède de 14-18 formes polliniques.

Les échantillons analysés sont caractérisés principalement par six formes polliniques, notamment *Eucalyptus*, *Olea*, *Papaver*, *Pimpinella*, *Carduus*, *Hedysarum* et à un degré moindre par *Echium* et *Rubus*.

11 types de grains de pollen se présentent à l'état de pollen dominant à savoir, *Eucalyptus*, *Hedysarum*, *Pimpinella*, *Cistus*, *Tamarix*, *Rubus*, *Daucus*, *Vicia*, *Citrus*, *Centaurea*, type *Sedum*.

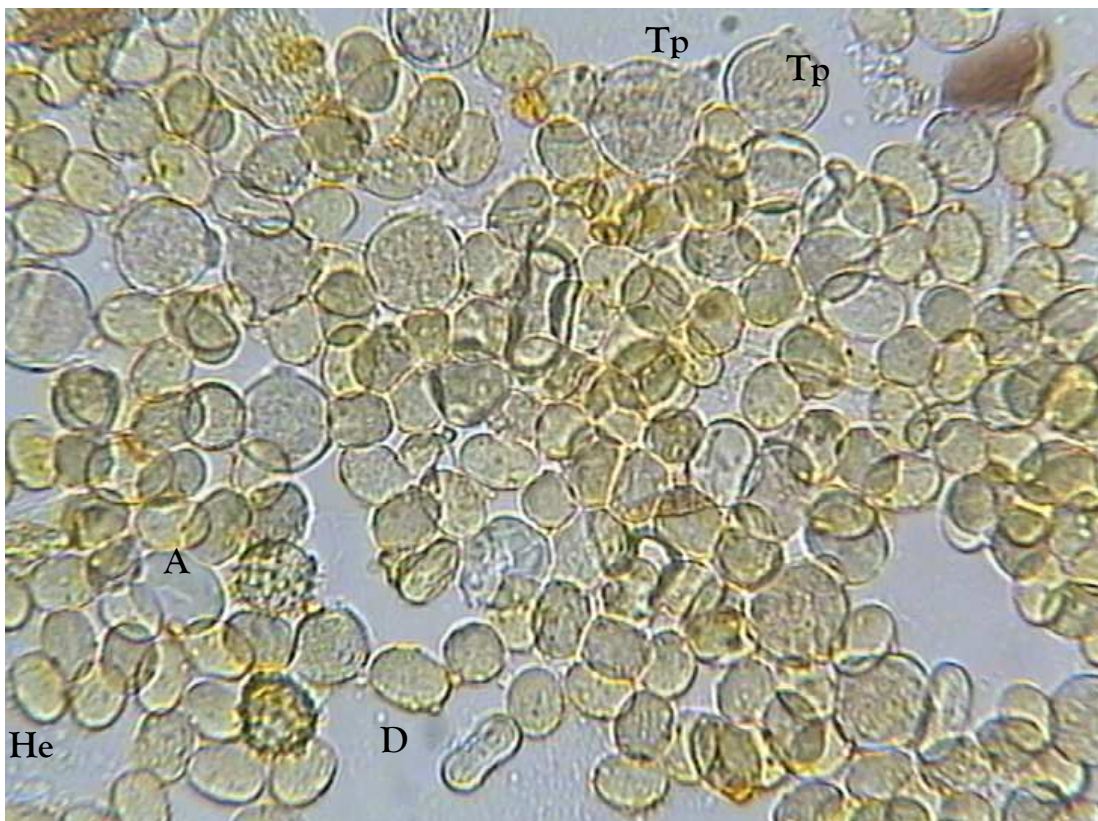
Enfin les classes obtenues par l'analyse pollinique quantitative (classes de Maurizio, 1939) sont: Classes I 33,33%, II 40,90%, III 22,72% et V 3,03, la classe moyennement riche en pollen qui domine.

Les microphotos des principaux grains de pollen identifiés dans les miels analysés sont illustrées par la figure 15.

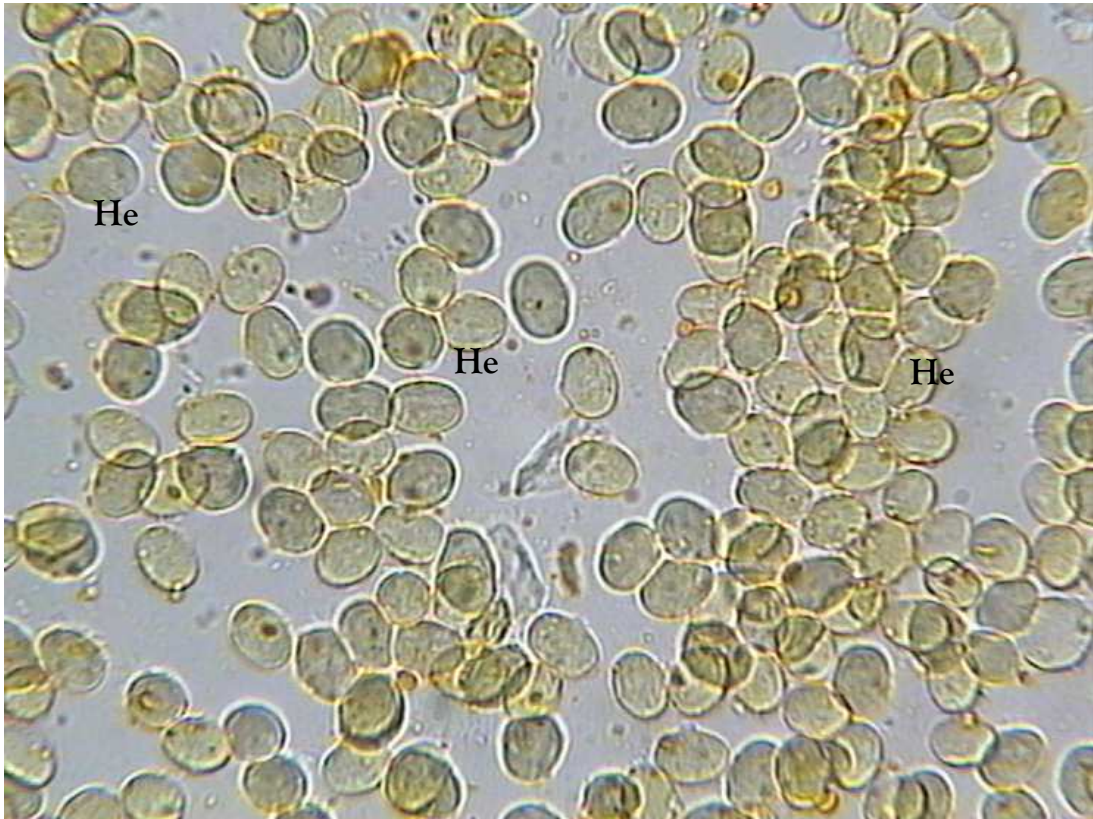
Figure 15: Principaux grains de pollen identifiés dans les miels examinés.



E1 : He) *Hedysarum coronarium*, Tp) *Trifolium pratense*, D) *Daucus carota* (x40)



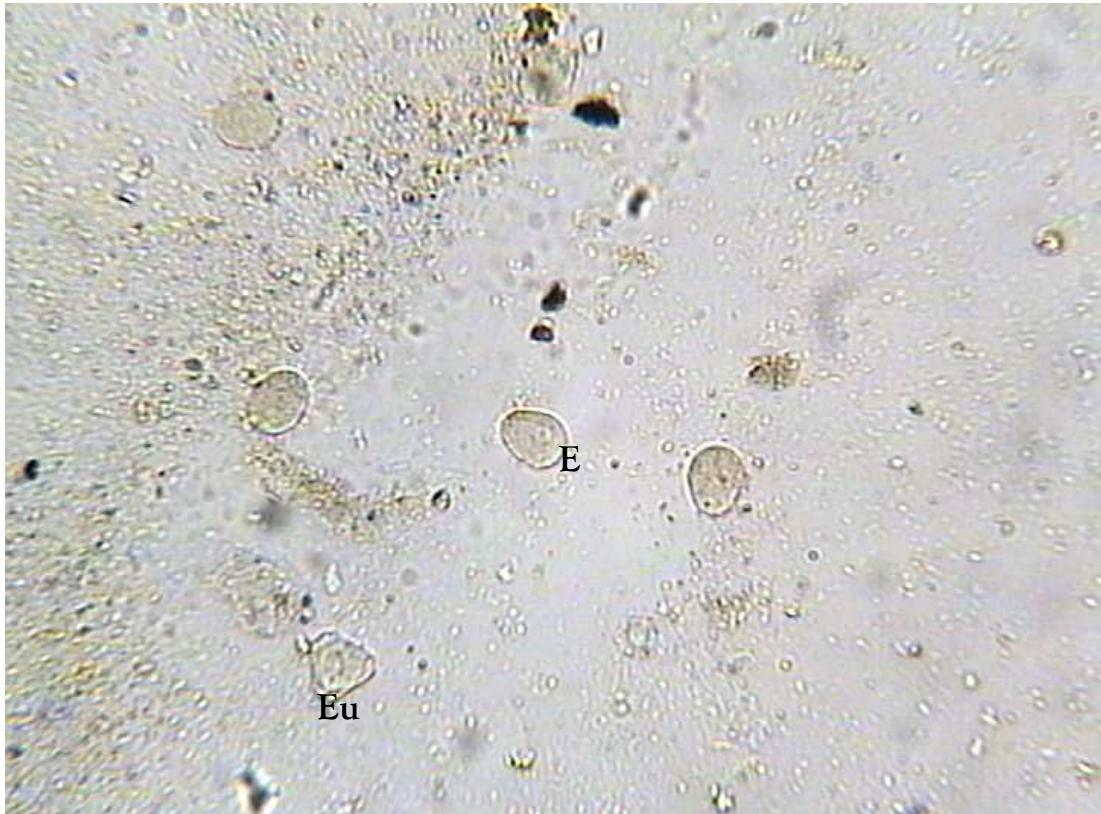
E2: D) *Daucus carota* , He) *Hedysarum coronarium*, A) *Aster*, Tp) *Trifolium pratense* (x 40)



E3: He) *Hedysarum coronarium*, (x 40)



E4: E) *Echium plantagineum*, (x 40)



E5 : E) *Echium plantagineum* , Eu) *Eucalyptus* (x 40)



E6 : Eu) *Eucalyptus* (x 40)



E7 : C) *Citrus*, Eu) *Eucalyptus*, O) *Olea europea* (x 40)



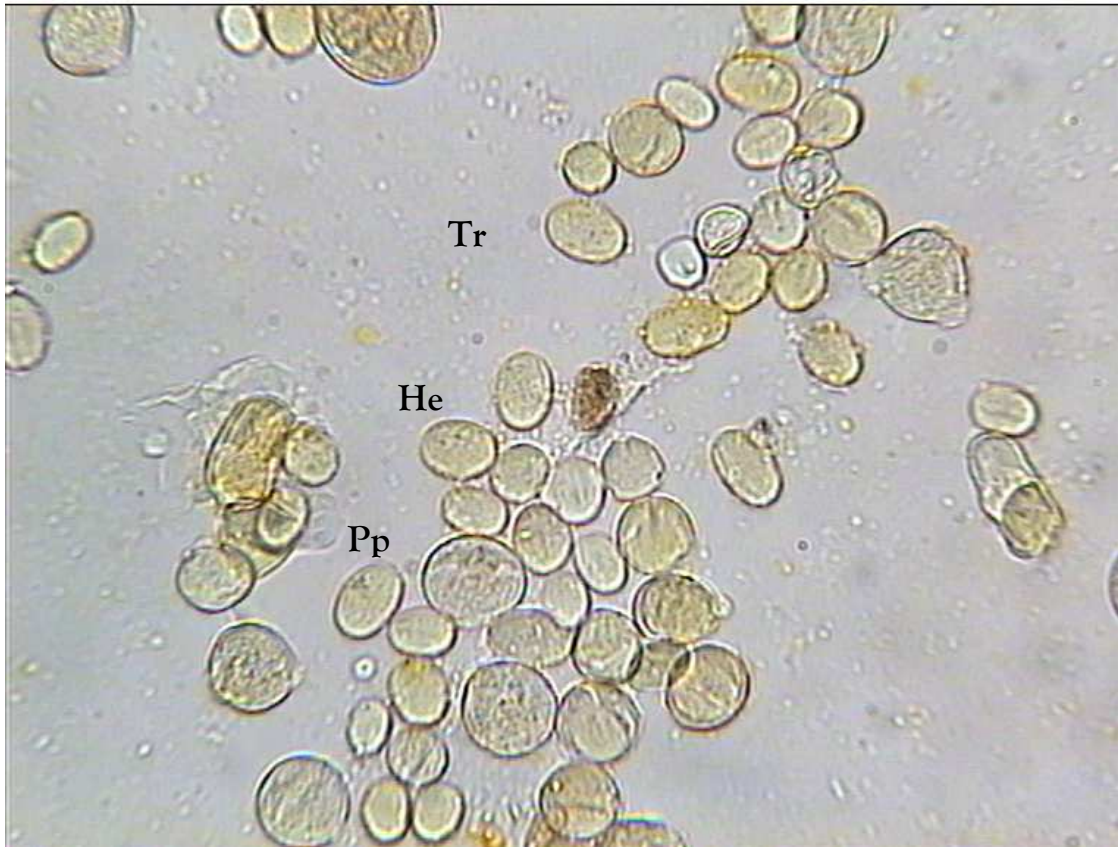
E8 : Aca) *Acacia*, Eu) *Eucalyptus* (x 40)



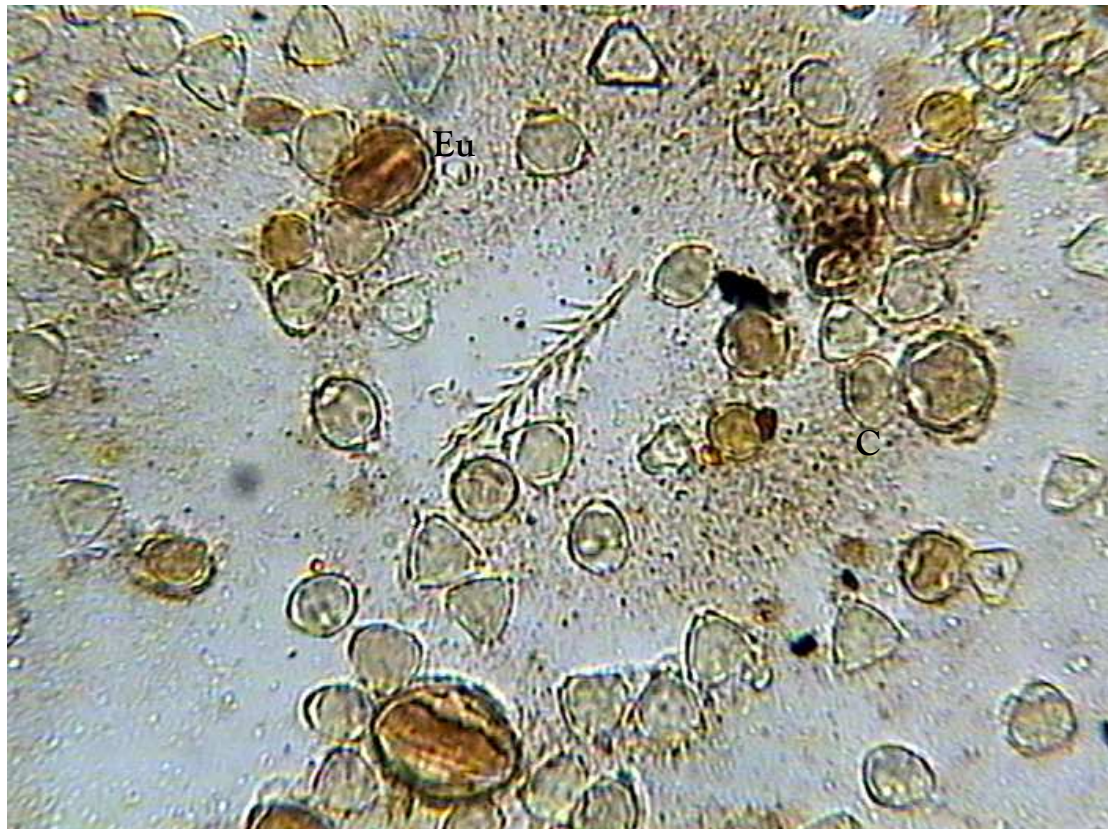
E9 : Eu) *Eucalyptus*, H) *Helianthus annuus*, P) *Pimpinella anisum*, CoT) *Composita T*, Hy) *Hypocoum*, Ta) *Taraxacum* (x 40)



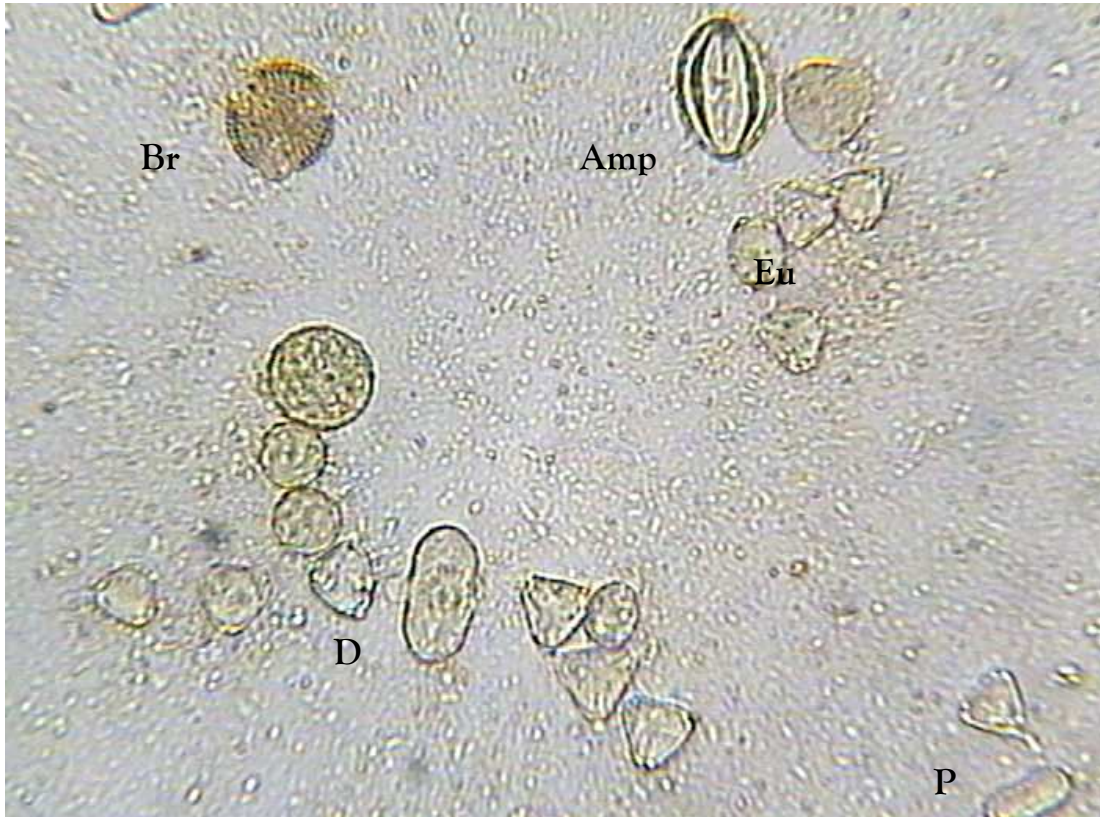
E10 : Tr) *Trifolium repens*, He) *Hedysarum coronarium*, Pp) *Papaver rhoeas*, Eri) *Erica* (x 40)



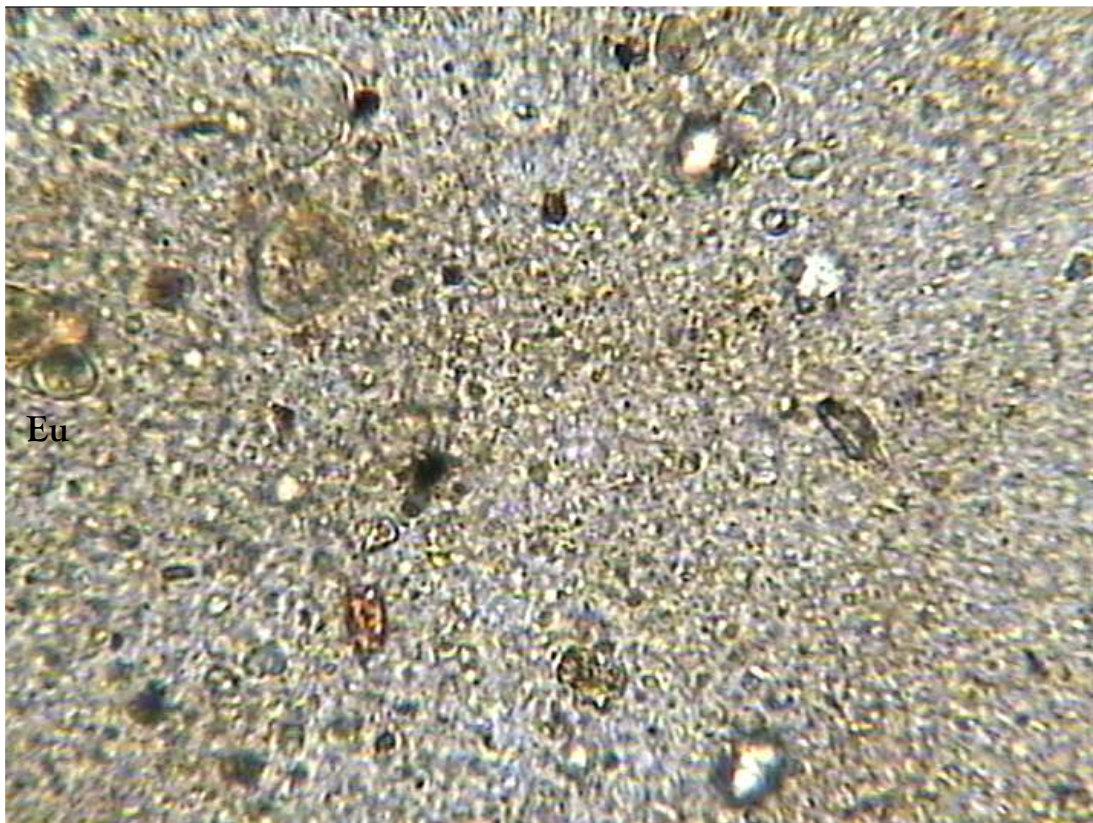
E11 : Tr) *Trifolium repens*, He) *Hedysarum coronarium*, Pp) *Papaver rhoeas*, (x 40)



E12 : Eu) *Eucalyptus*, C) *Citrus* (x 40)



E13 : Eu) *Eucalyptus*, P) *Pimpinella anisum*, D) *Daucus carota*, Br) *Brassica*, Amp) *Ampelopsis* (x 40)



E14 : Eu) *Eucalyptus* (x 40)



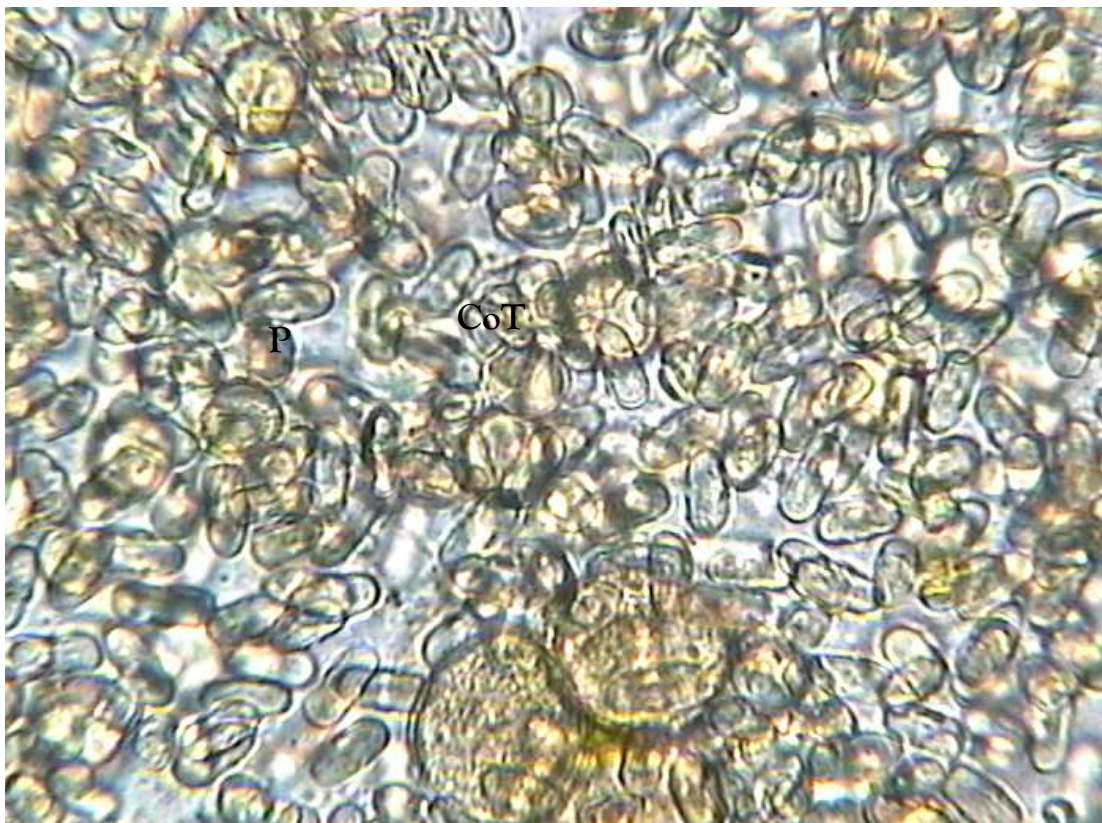
E15: V) *Vicia*, O) *Olea europea*, Tr) *Trifolium repens*, E) *Echium plantagineum* (x40)



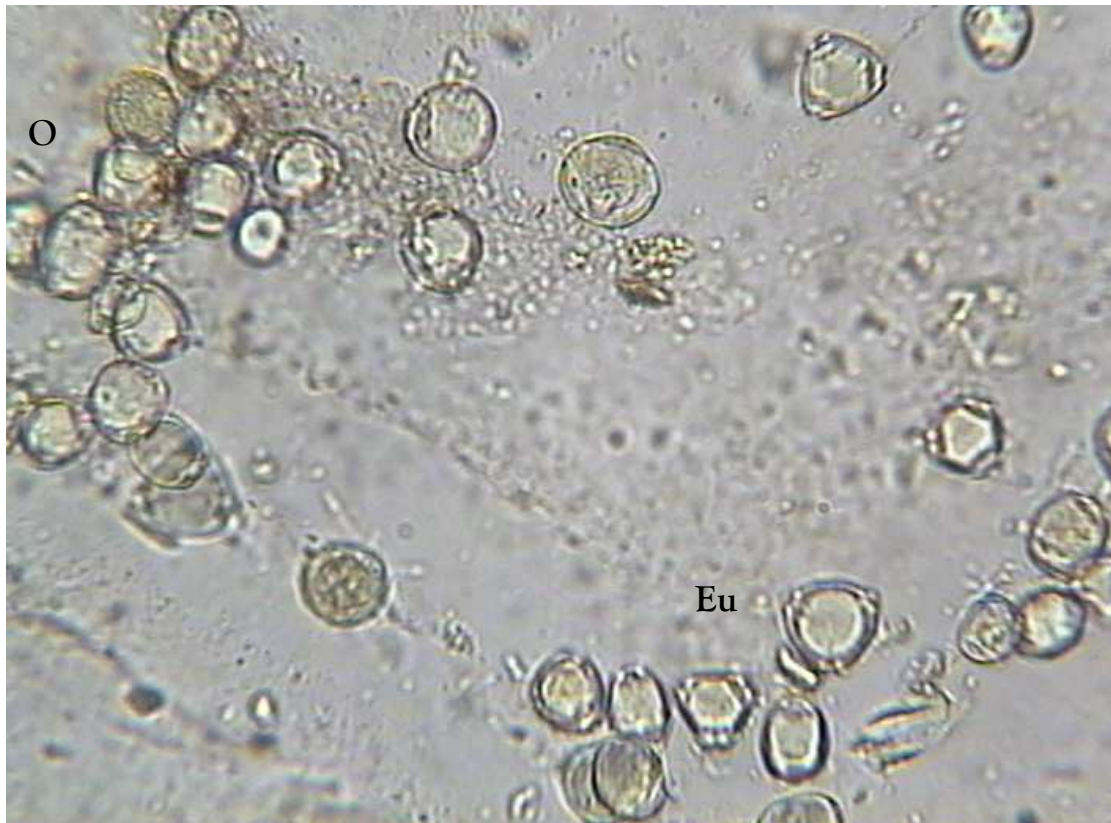
E16 : Ca) *Carduus*, Re) *Reseda* (x40)



E17 : R) *Rosmarinus officinalis*, Q) *Quercus*, H) *Helianthus annuus*, Ci) *Cistus*, Te) *Teucrium*, Hy) *Hypocoum*, Th) *Thymus*, Pp) *Papaver rhoeas*, (x40)



E18 : P) *Pimpinella anisum*, CoT) *Composita T* (x40)



E19 : Eu) *Eucalyptus*, O) *Olea europea* (x40)



E20 : C) *Citrus*, Eu) *Eucalyptus*, Bra) Brassicacées, Tr) *Trifolium repens* (x40)



E21: Eu) *Eucalyptus*, P) *Pimpinella anisum*, He) *Hedysarum coronarium*, (x40)



E22: D) *Daucus carota*, Eu) *Eucalyptus*, P) *Pimpinella anisum*, He) *Hedysarum coronarium*, V) *Vicia* (x40)



E23: Eu) *Eucalyptus*, E) *Echium plantagineum*, Tp) *Trifolium pratense* (x40)



E24 : He) *Hedysarum coronarium*, Eu) *Eucalyptus*, E) *Echium plantagineum*, Tp) *Trifolium pratense*, Ca) *Carduus*, Tr) *Trifolium repens* (x40)



E25: He) *Hedysarum coronarium*, Eu) *Eucalyptus* (x40)



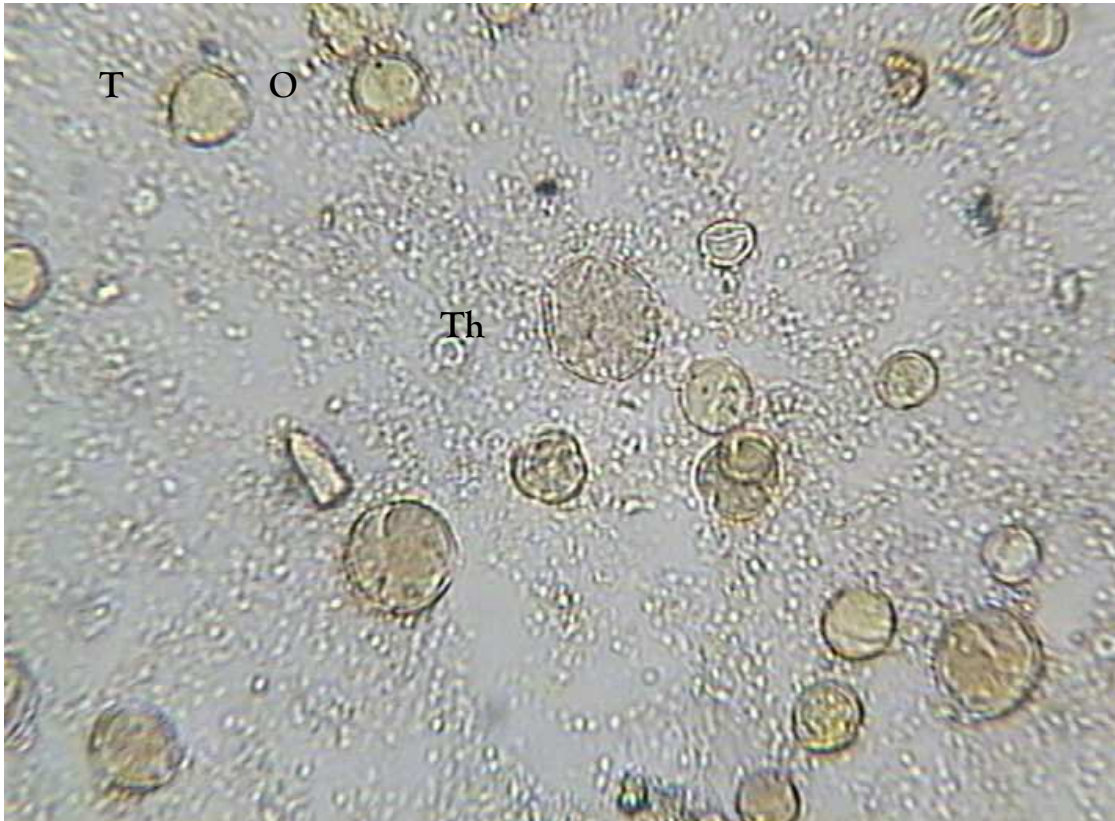
E26 : He) *Hedysarum coronarium*, O) *Olea europa*, Bra) Brassicacées,
R) *Rosmarinus officinalis*, Tp) *Trifolium pratense*, Pp) *Papaver rhoas* (x40)



E27: P) *Pimpinella anisum*, He) *Hedysarum coronarium*, CoS) *Composita S* (x40)



E28 : T) *Tamarix*, Rb) *Rubus* (x40)



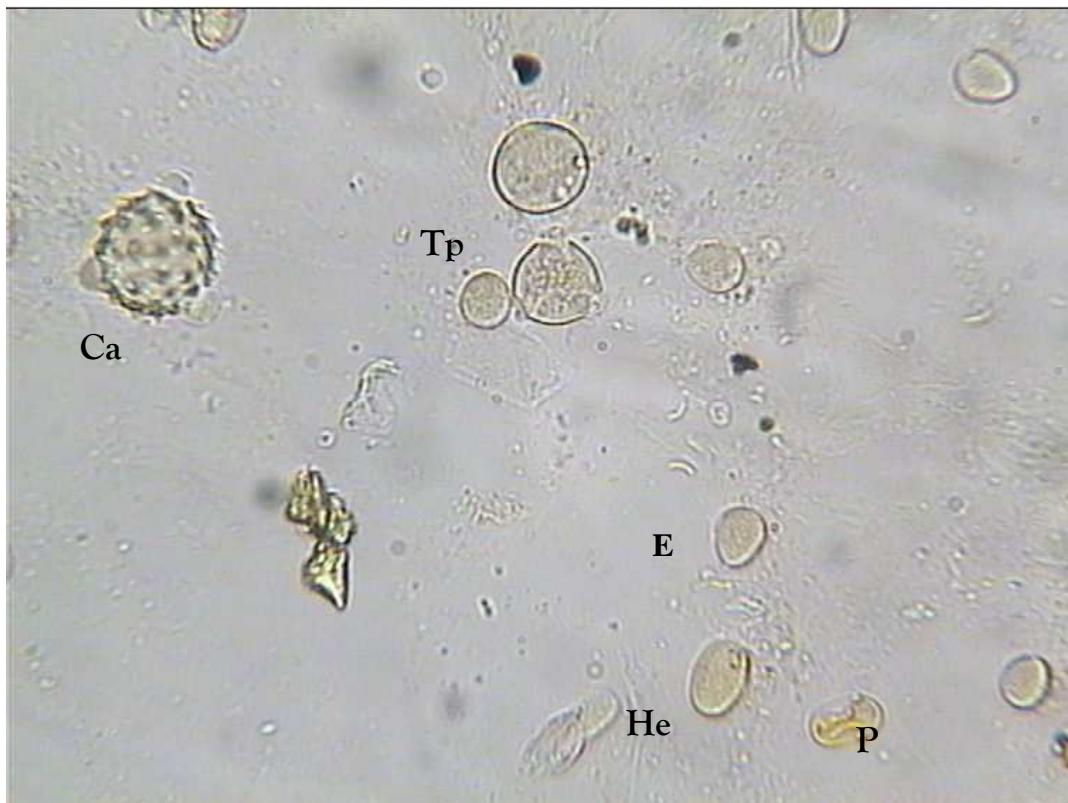
E29: Th) *Thymus*, T) *Tamarix*, O) *Olea europea* (x40)



E30: Ci) *Cistus*, Eu) *Eucalyptus* (x40)



E31 : **D)** *Daucus carota*, **P)** *Pimpinella anisum* (x40)



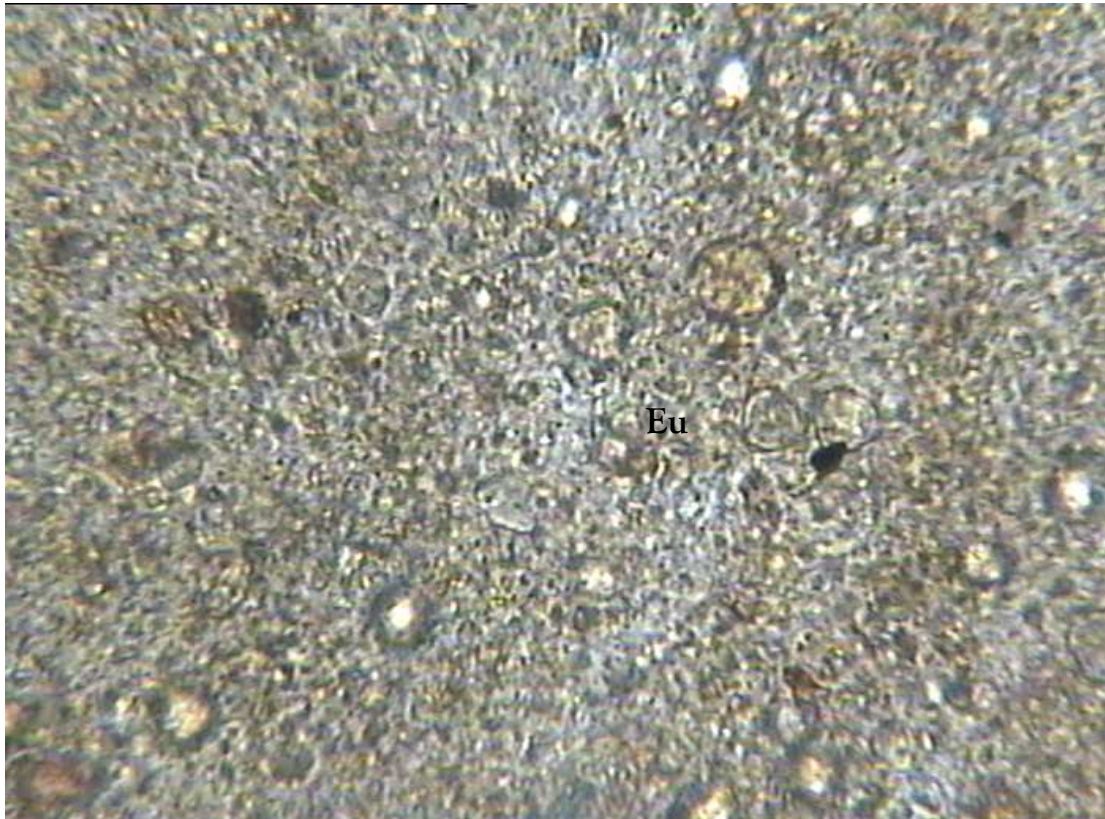
E32: **Ca)** *Carduus*, **He)** *Hedysarum coronarium*, **E)** *Echium plantagineum*,
Tp) *Trifolium pratense*, **P)** *Pimpinella anisum* (x40)



E 33 : P) *Pimpinella anisum*, Eu) *Eucalyptus*, Tp) *Trifolium pratense*, Ac) *Acacia*, Br) *Brassica* , (x40)



E34: D) *Daucus carota*, Arc) *Arctium* (x40)



E35 : Eu) *Eucalyptus* (x40)



E36 : Eu) *Eucalyptus*, P) *Pimpinella anisum*, Chr) *Chrozophora* (x40)



E 37: Tp) *Trifolium pratense*, He) *Hedysarum coronarium* (x40)



E 38 : V) *Vicia*, Q) *Quercus*, Pp) *Papaver rhoeas*, Eu) *Eucalyptus* (x40)



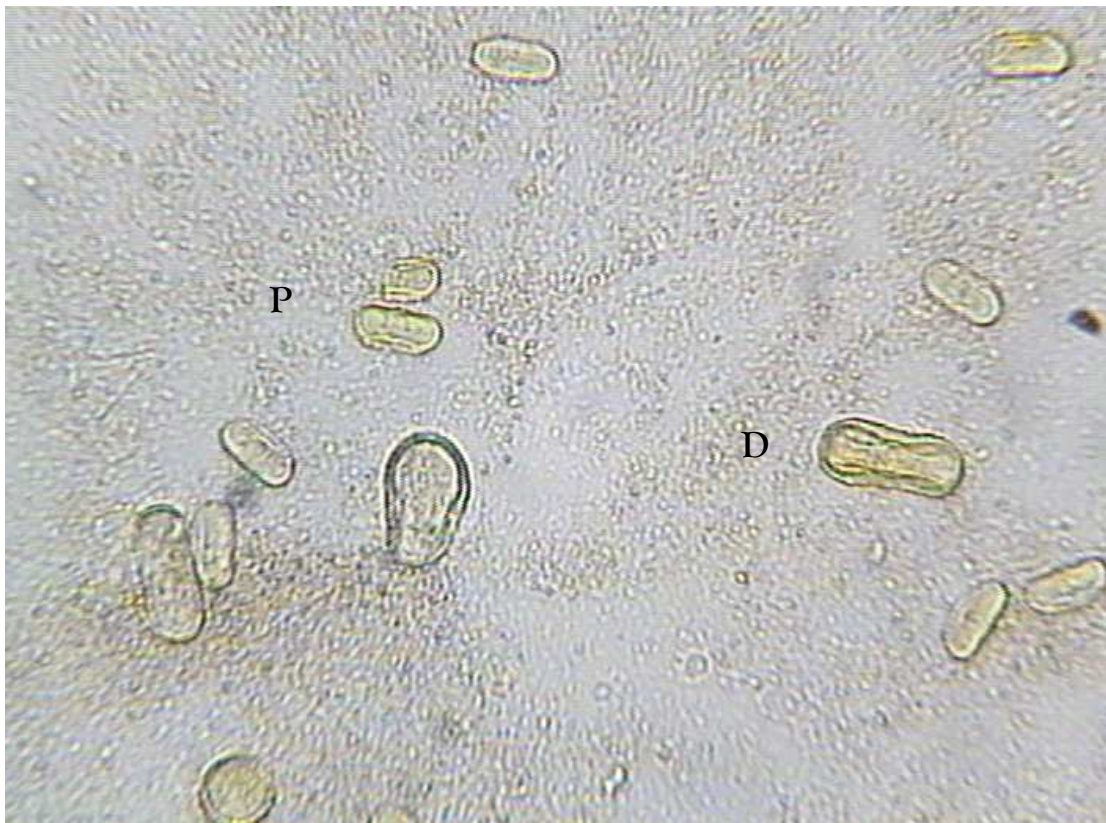
E 39 : D) *Daucus carota*, P) *Pimpinella anisum* (x40)



E 40 : O) *Olea europea*, Br) *Brassica* (x40)



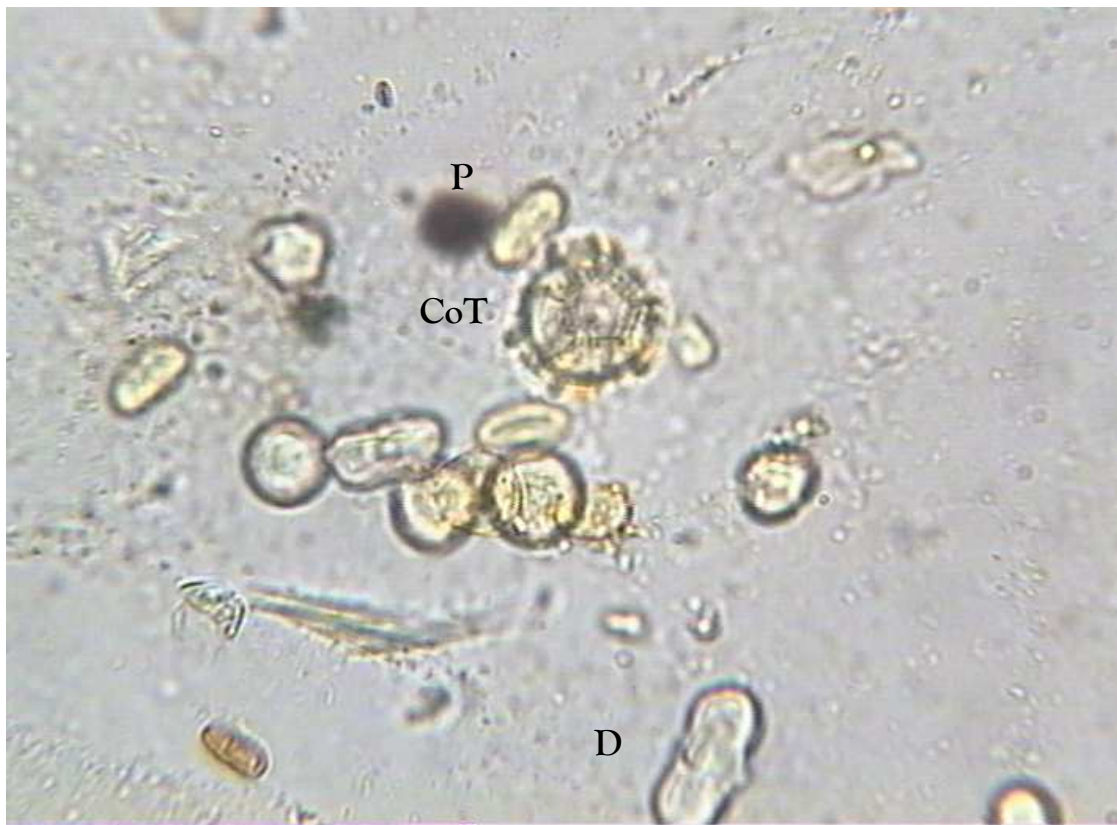
E41 : Eu) *Eucalyptus* (x40)



E42 : P) *Pimpinella anisum*, D) *Daucus carota* (x40)



E43: A) *Aster*, Pp) *Papaver rhoeas* (x40)



E44: D) *Daucus carota*, CoT) *Composita* T, P) *Pimpinella anisum* (x40)



E45 : Eu) *Eucalyptus* (x40)



E46 : C) *Citrus* (x40)



E 47 : He) *Hedysarum coronarium*, C) *Citrus*, T) *Tamarix*, Br) *Brassica*, O) *Olea europea*, Co) *Convolvulus* (x40)



E48 : He) *Hedysarum coronarium*, P) *Pimpinella anisum*, Tr) *Trifolium repens*, Arc) *Arctium*, Tal) *Trifolium alexandrium* (x40)



E49 : P) *Pimpinella anisum*, Eu) *Eucalyptus*, Chr) *Chrozophora* (x40)



E50 : V) *Vicia*, Ci) *Cistus* (x40)



E 51 : C) *Citrus*, Bra) Brassicacées (x 100)



E 52 : Api) Apiacées, He) *Hedysarum coronarium*, Tr) *Trifolium repens* (x100)



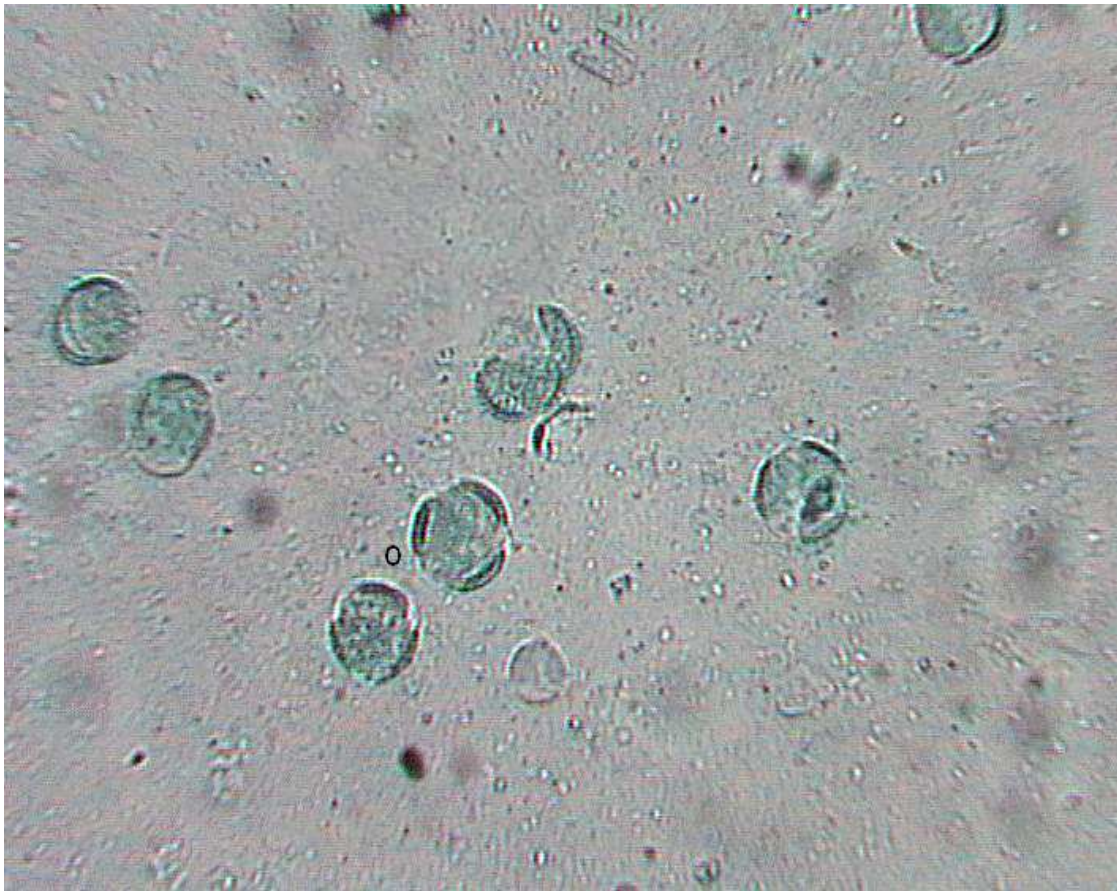
E 53 : He) *Hedysarum coronarium* (x40)



E 54 : Bra) Brassicacées, Eu) *Eucalyptus* (x40)



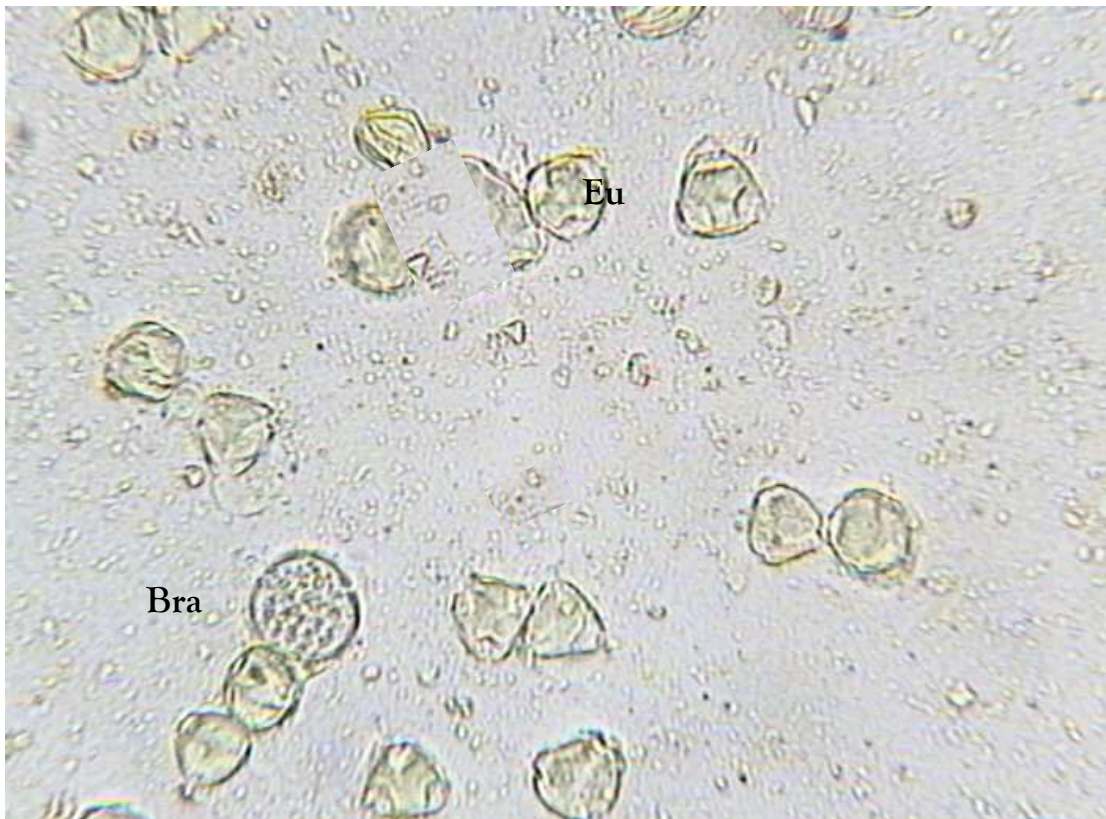
E55 : Aca) *Acacia*, Eu) *Eucalyptus* (x40)



E56 : O) *Olea europea* (x40)



E57 : **Api**) Apiacées, **Eu**) *Eucalyptus* (x100)



E58 : **Eu**) *Eucalyptus*, **Bra**) Brassicacées (x40)



E59 : P) *Pimpinella anisum*, He) *Hedysarum coronarium* (x40)



E60 : Eu) *Eucalyptus*, O) *Olea europea* (x40)



E61 : Eu) *Eucalyptus*, Bra) Brassicacées (x100)



E62 : Eu) *Eucalyptus* (x 40)



E63 : Api) Apiacées, Eu) *Eucalyptus* (x100)



E 64: Pp) *Papaver rhoeas* , He) *Hedysarum coronarium*, Eu) *Eucalyptus* (x100)



E65 : Eu) *Eucalyptus* (x100)



E66 : Eu) *Eucalyptus*, R) *Rosmarinus officinalis*, Pp) *Papaver rhoas* (x100)

1. ANALYSES STATISTIQUES DES RESULTATS

Les résultats obtenus ont fait l'objet d'une analyse statistique, basée sur une matrice de corrélation et d'une analyse factorielle (ACP) avec cercle de corrélation, combinée à une classification hiérarchique (CAH). Pour le choix des individus et variables à prendre en considération dans l'analyse, nous avons tenu compte de leurs contributions relatives ainsi que de leurs coordonnées sur les différents axes du plan factoriel.

Le but de l'étude statistique est de déterminer les interrelations entre les paramètres, de savoir la structuration des échantillons de miels examinés et de mieux évaluer le rapport entre les paramètres physicochimiques et les données palynologiques.

Pour la réalisation de ces analyses statistiques (ACP et CAH), nous avons gardé que les paramètres et les indicateurs de base de la qualité et de la fraîcheur des miels.

Les variables considérées sont: H.M.F, humidité, activité d'amylase, acidité libre, acidité combinée, acidité totale, pH, glucose, fructose, saccharose, sucres réducteurs, conductivité électrique et la couleur.

Pour éliminer les effets des unités de mesure d'ordres de grandeurs différentes, les variables ont été normalisées.

Les espèces de plantes considérées sont: les plantes dominantes et les plantes d'accompagnement qui leurs sont associés.

Le traitement des données a été effectué par le logiciel FactoMiner (André Cornillon *et al.*, 2008) sous le système d'analyse statistique et graphique R.

1.1. Méthodes d'ordination et de classification

1.1.1. Analyses factorielles

L'analyse factorielle (ACP, AFC) cherche à résumer et à hiérarchiser l'information contenue dans un tableau comportant n lignes (les individus) et p colonnes (les variables). Les n points sont décrits dans un nuage à p dimensions; l'information représentée par ce nuage, c'est sa dispersion, l'éparpillement de ses points; en faire un résumé, c'est projeter ces points dans un sous espace de dimension inférieur à p . Les axes de ce sous espace sont les axes factoriels, ou facteurs (Chamussy *et al.*, 1997).

L'Analyse des composantes principales (ACP) repose sur le calcul de coefficients de corrélation entre des variables, qui sont descriptives d'objets dont on souhaite synthétiser les interrelations (Dufrene, 2005).

1.1.2. Classification ascendante hiérarchique (CAH)

Selon Falissard (1998), la classification ascendante hiérarchique est une technique statistique qui permet d'identifier des groupes similaires d'objets et reste la plus utilisée en biologie.

1.2. Résultats et discussion

1.2.1. Matrice de corrélation

Ce test statistique permet de déceler les interrelations entre les paramètres physico-chimiques (éléments bioactifs) considérés et d'évaluer l'intensité de cette liaison grâce au coefficient de corrélation de Pearson.

Les corrélations significatives au seuil $p < 0,05$ entre les paramètres considérés sont consignées dans le tableau 14.

Il existe une corrélation positive, entre les cendres, la conductivité électrique ($r = 0,44$) et la couleur ($r = 0,57$) et entre la conductivité électrique et la couleur ($r = 0,44$), cela a été confirmé par de nombreux auteurs (Philippe, 1993; Chauvin, 1968; Cabrera *et al.*, 1998 et Popek, 2002) sur l'importance de ces trois critères dans la détermination de l'origine botanique des miels. Les trois variables changent en raison de la source botanique des échantillons (Bosch et Mateo, 1984 cités par Cebretera *et al.*, 1997). A présent, selon Persano Oddo et Piro (2004), la conductivité électrique est le paramètre de qualité le plus utilisé dans la classification de miels monofloraux (Piazza *et al.*, 1991).

Accorti *et al.* (1987), cités par Bogdanov *et al.* (2004) ont trouvé que la conductivité et les cendres sont corrélées, au point qu'actuellement la détermination de la teneur en cendres est remplacée par la mesure de la conductivité électrique.

Par ailleurs, la teneur en cendres est corrélée avec l'activité d'invertase ($r = 0,39$) et avec celle de l'amylase ($r = 0,28$), par conséquent les enzymes peuvent être considérées comme de bons indicateurs de l'origine botanique des miels. Cette constatation a été confirmée par Schweitzer (2000) ; Persano Oddo *et al.* (1990) ; Persano Oddo *et al.* (1999) et Persano Oddo et Pero (2004).

On a trouvé des corrélations entre les cendres, l'acidité libre ($r = 0,32$), l'acidité totale ($r = 0,25$) et le pH ($r = 0,34$), ce qui montrent qu'ils interviennent dans l'identification de l'origine des miels, prouvées par Cabrera *et al.* (1998).

De plus la présence de matières minérales dans un milieu augmente son pH.

On a observé des corrélations entre l'activité d'invertase et celle de la diastase ($r = 0,38$) et entre l'activité d'invertase et la teneur en H_2O_2 ($r = 0,29$). Ce sont trois critères de qualité et de fraîcheurs du produit. Ces enzymes sont sensibles à la chaleur et à la lumière, ainsi les échantillons de miel qui ont une faible teneur en invertase ont généralement aussi une faible teneur en diastase et en glucoxydase et inversement (Serrano *et al.*, 2007).

On a trouvé que l'activité d'invertase et le pH sont corrélés ($r = 0,43$) ; selon Molan (1992), l'enzyme a une bonne activité de pH 5,5 à 8 mais une réduction de l'activité est nette à pH proche de 4. Cependant, des corrélations négatives entre l'activité d'invertase et l'humidité ($r = -0,43$) et le HMF ($r = -0,48$) et entre l'activité diastasique et l'humidité ($r = -0,34$) ont été trouvées; ces observations peuvent être traduites par le fait que l'HMF et l'humidité sont de très bons

indicateurs de qualité, de fraîcheur, de brunissement et de détérioration du produit entraînant la réduction des activités enzymatiques (Cabrera *et al.*, 1997; Schweitzer, 2001b).

Il est bien connu que le pH mesure les acides libres dont la teneur augmente avec la fermentation (Schweitzer, 2001b), ce qui explique d'une part, une bonne corrélation positive entre l'humidité et les acides libres ($r = 0,43$) et d'autre part, à des corrélations négatives entre l'humidité et le pH ($r = -0,44$) et entre les acides libres et le pH ($r = -0,35$), lequel est également en rapport inverse au brunissement et à la dégradation du miel. De ce fait, les acides libres et la couleur sont en corrélation ($r = 0,47$). Ces résultats expliquent la corrélation qui existe entre l'invertase et les lactones ($r = 0,27$).

L'HMF s'accroît à pH bas (Schweitzer, 2005) par conséquent il évolue dans le même sens que les acides libres, d'où une très bonne corrélation entre l'HMF, l'acidité libre ($r = 0,49$) et qui est en corrélation négative avec le pH ($r = -0,37$). Ces observations ont été confirmées par (Schweitzer, 2001b).

L'HMF en corrélation avec l'humidité ($r = 0,29$); l'acidité libre en corrélation avec l'humidité ($r = 0,43$) et l'acidité totale ($r = 0,37$). Ce comportement peut être expliqué par le fait que ces paramètres sont des indicateurs de qualité et de fraîcheur du produit.

L'acidité totale est bien corrélée avec l'acidité libre et l'acidité combinée. Les valeurs de cette corrélation sont respectivement $r = 0,37$ et $r = 0,95$.

L'activité enzymatique dépend de la teneur en sucres (Schweitzer, 1999b). Cela est confirmé par les corrélations entre l'activité de l'amylase et saccharose ($r = 0,32$), entre l'activité d'invertase et saccharose ($r = 0,27$). Cette activité augmente en présence de la substance à dégrader.

L'activité enzymatique est en rapport inverse avec le maltose. Ce dernier a une origine enzymatique. Cependant la concentration en maltose est fonction des conditions du stockage susceptibles de détruire plus ou moins les enzymes. Une corrélation positive entre l'HMF et maltose ($r = 0,40$) a été trouvée.

Par ailleurs, l'analyse montre que les paramètres humidité et acidité sont en corrélation négative à la majorité des sucres du spectre de nos échantillons (Tab, 14). Ces paramètres sont de bons indicateurs de qualité, de fraîcheur, de vieillissement et de degré de dégradation du miel. Ils peuvent être à l'origine de la réduction des principaux sucres du miel et des enzymes responsables de leur synthèse principalement l'invertase et l'amylase.

Tableau 14: Corrélations significatives entre les paramètres ($p < 0,05$).

Variables en corrélation		Coefficient de corrélation (r)	Probabilité (P)
Cendres	Conductivité	0,44	0,000
	Couleur	0,57	0,000
	Amylase	0,28	0,028
	Invertase	0,39	0,001
	Acidité libre	0,32	0,007
	Acidité totale	0,25	0,035
	pH	0,34	0,004
Conductivité	Couleur	0,44	0,000
Amylase	Invertase	0,38	0,002
	Humidité	-0,34	0,007
	Saccharose	0,32	0,010
	Maltose	-0,31	0,013
Invertase	HMF	-0,48	0,000
	Humidité	-0,43	0,000
	H ₂ O ₂	0,29	0,029
	Lactones	0,27	0,029
	pH	0,43	0,000
	Saccharose	0,27	0,023
	Maltose	-0,41	0,000
	Cendres	0,39	0,001
HMF	Humidité	0,29	0,022
	Acidité libre	0,49	0,000
	pH	-0,37	0,002
	Conductivité	0,32	0,009
	maltose	0,40	0,001
Humidité	Saccharose	-0,35	0,003
	Turanose	-0,47	0,000
	Erlose	-0,25	0,040
Acidité libre	Acidité totale	0,37	0,001
	pH	-0,35	0,003
	Turanose	-0,39	0,000
	Erlose	-0,28	0,022
	Couleur	0,47	0,000
	Cendres	0,32	0,007
	Humidité	0,43	0,000
Lactone	Acidité totale	0,95	0,000
pH	Glucose	0,29	0,018
	Mélibiose	0,72	0,000
	Isomaltose	0,54	0,000
	Saccharose	0,48	0,000
	Turanose	0,36	0,002
	Erlose	0,40	0,000
	Cendres	0,34	0,004
	Humidité	-0,44	0,000
Acidité totale	Cendres	0,25	0,035
	Fructose	-0,26	0,031

1.2.2. Traitement des données palynologiques

a. Analyse en composantes principales (ACP)

* Cercle de corrélations

Les deux premiers axes expliquent 58.06% (38.88+19.17%) de la variance totale (annexe VI).

L'axe 1 absorbe 38.88% d'inertie. Il donne des informations sur la couleur (PF), les sucres réducteurs (FG), le glucose (G), le fructose (F), l'acidité totale (At) et l'hydroxyméthylfurfural (HMF) (Fig 16a).

L'axe 2 révèle 19.17% de l'information. Il représente le pH, le saccharose (S), l'acidité combinée (Ac), l'acidité totale (At), l'humidité (H₂O) et l'acidité libre (Al).

* ACP des taxons

Le côté positif de l'axe 1 oppose les taxons ayant des valeurs élevées pour les paramètres couleur (PF), sucres réducteurs (FG), glucose (G), fructose (F), acidité totale (At) et hydroxyméthylfurfural (HMF) aux taxons du côté négatif sur ce même axe, caractérisés par de faibles valeurs pour ces variables.

Vicia (V) qui correspond à l'échantillon E38 a des valeurs élevées pour les variables sucres réducteurs (FG), glucose (G), fructose (F), acidité totale (At) et hydroxyméthylfurfural (HMF) à l'exception de la couleur (PF) et d'acidité totale qui ont des valeurs très faibles et l'a détachent du groupe; en revanche le taxon *Eucalyptus* (Eu11) qui représente le miel E58 a de faibles valeurs (Fig. 16).

Le côté positif de l'axe 2 oppose les taxons pour lesquels l'acidité libre (Al) et l'humidité (H₂O) sont élevées et le pH, le saccharose (S), l'acidité combinée (Ac) et l'acidité totale (At) sont faibles, aux taxons du côté négatif sur ce même axe, unis par l'acidité libre (Al) et l'humidité (H₂O) qui sont faibles par contre les valeurs de leurs pH, saccharose (S), l'acidité combinée (Ac) et l'acidité totale (At) sont élevés.

Cistus+Centaurea cyanus (Ci-Ctcy), *Eucalyptus* (Eu11), *Eucalyptus* (Eu12), *Rubus* (Rb) et *Pimpinella* (P5) correspondant aux échantillons E17, E58, E60, E29 et E65 respectivement ont dans l'ensemble des valeurs élevées pour le pH, saccharose (S), acidité combinée (Ac) et acidité totale (At), alors qu'à l'opposé les taxons *Citrus+Olea+Centaurea+brassicacées* (C-O-Ct-Bra), *Hedysarum* (He1, He5, He6) et *Eucalyptus* (Eu6, Eu2) correspondant aux miels E51, E1, E37, E53, E36 et E12 respectivement ont de faibles valeurs (Fig. 16).

Cependant, cette analyse ne permet pas de distinguer très nettement des groupes de paramètres physico-chimiques caractérisant chaque type de plantes dominantes.

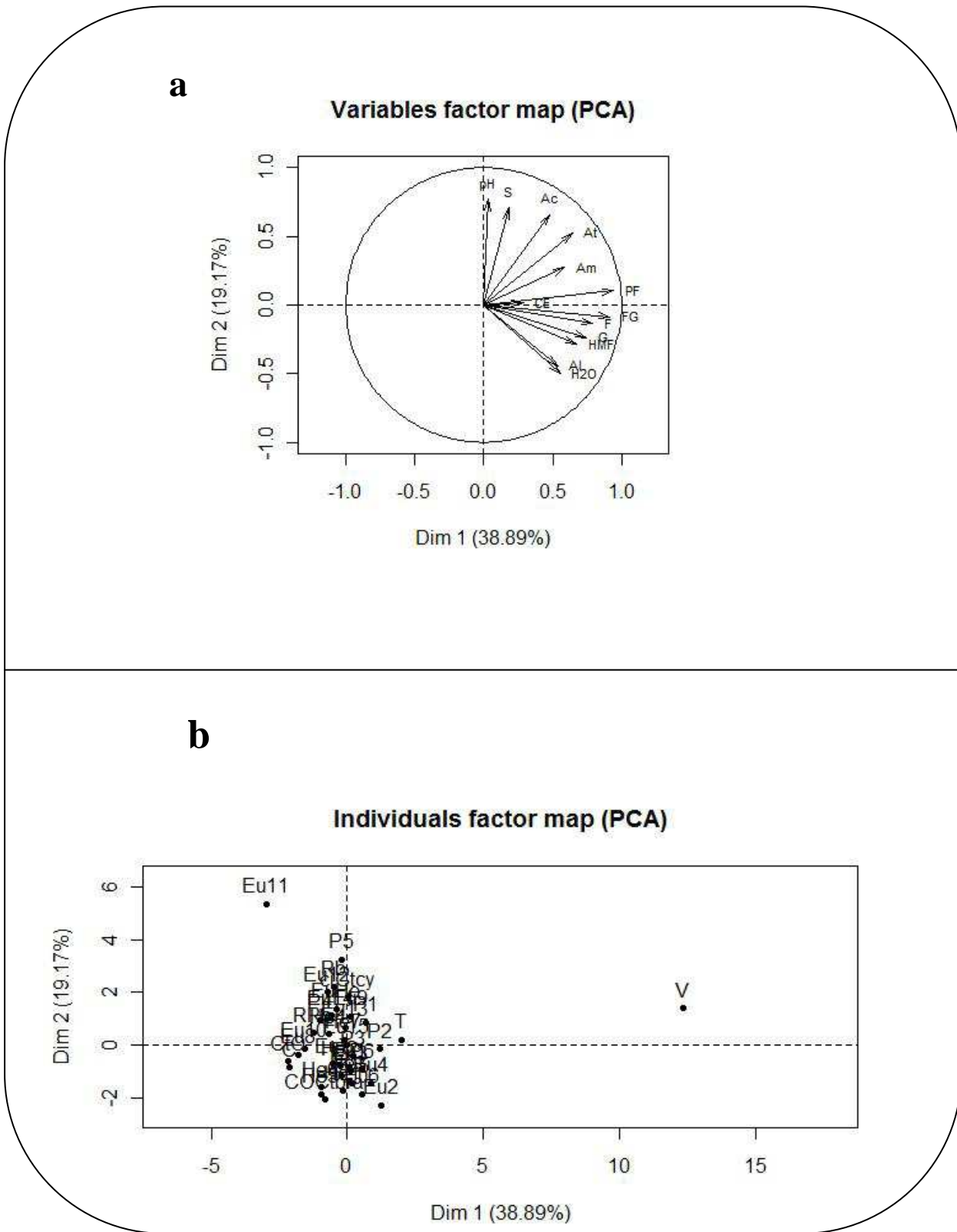


Figure 16: Analyse des composantes principales des données palynologiques (axes 1 et 2)
 a. Cercle de corrélation des paramètres b. Plan factoriel des taxons

b. Classification hiérarchique ascendante (C.A.H)

La classification hiérarchique ascendante (C.A.H) met en évidence l'existence de deux principaux groupes homogènes (Fig. 17) qui confirment ceux dégagés par l'analyse des composantes principales (ACP).

Le premier groupe (groupe A), formé d'*Hedysarum* 'He' (3 échantillons), d'*Eucalyptus* 'Eu' (9 échantillons), de *Pimpinella* 'P' (2 échantillons), de *Daucus* 'D' (1 échantillon), de *Centaurea*+*Olea* 'CtO' (1 échantillon), de *Citrus*+*Olea*+*Centaurea*+*Brassicacées* 'COctbra' (1 échantillon) et de *Citrus* 'C' (1 échantillon), est caractérisé par des teneurs assez élevées d'acidité totale (At) et par de faibles concentrations de saccharose (S) et d'acidité combinée (Ac), alors que celles d'acidité libre (Al) sont élevées.

Le second groupe (groupe B) est composé d'*Eucalyptus* 'Eu' (7 échantillons), d'*Hedysarum* 'He' (4 échantillons), de *Pimpinella* 'P' (4 échantillons), de *Cistus*+*Centaurea cyanus* 'ciCtcy' (1 échantillon), de *Rubus* 'Rb' (1 échantillon), de *Rosmarinus*+*Rubus* 'RRb' (1 échantillon) et de *Tamarix* 'T' (1 échantillon) qui sont réunis par leurs valeurs élevées de pH, d'acidité totale (At) et d'acidité combinée (Ac) ainsi que par leurs teneurs faibles d'humidité (H₂O) .

L'*Eucalyptus* (Eu11) se distingue très bien des autres espèces du groupe à cause de son pH très élevé, proche de la neutralité et de ses valeurs très basses d'acidité libre (Al), d'HMF, d'humidité (H₂O), de glucose (G), de fructose (F) et de sucres réducteurs (FG).

De même *vicia* 'V' se détache de l'ensemble des groupes. Il est caractérisé par de très faibles valeurs de la couleur (PF), d'acidité combinée (Ac), d'acidité totale (At), d'activité d'amylase (Am) et d'acidité libre (Al).

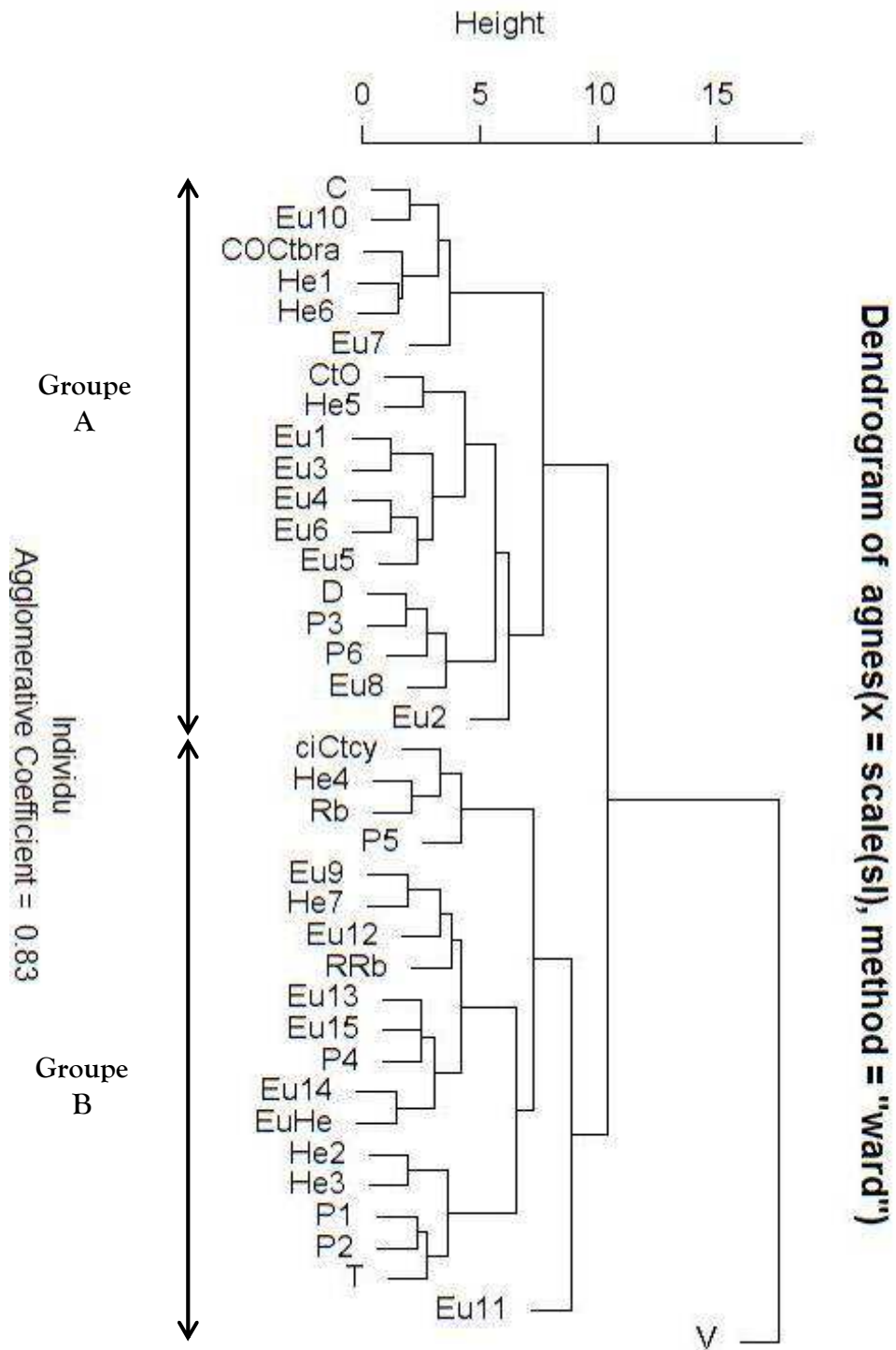


Figure 17: Dendrogramme des données palynologiques

1.2.3. Traitement des paramètres physico-chimiques

a. Analyse en composantes principales (ACP)

* Cercle de corrélations

Les deux premiers axes révèlent 41.22% (24.80+16.42%) de la variance totale (annexe VII).

L'axe 1 absorbe 24.80% de la variance totale. Il est formé par les paramètres acidité combinée (Ac), acidité totale (At), pH, saccharose (S), sucres réducteurs (FG), glucose (G) et fructose (F) (Fig. 18a).

L'axe 2 prend 16.42% de l'information. Il représente l'acidité libre (Al), l'acidité totale (At), l'humidité (H₂O) et la couleur (PF).

* ACP des échantillons

Sur le côté positif de l'axe 1, les échantillons E17, E28, E29, E58, E59, E60, E62 et E65 sont à fortes valeurs pour les paramètres acidité combinée, acidité totale, pH et saccharose (Fig. 18).

Du côté négatif du même axe, se regroupent les échantillons E1, E12, E15, E30, E31, E35, E36, E39, E40, E41, E42, E45, E51 et E53 à fortes concentrations pour les sucres réducteurs, le glucose et le fructose.

Les échantillons (E3, E5, E12, E14, E16, E18, E19, E21, E22, E37, E43 et E48) qui se positionnent sur le côté positif de l'axe 2, sont caractérisés par des valeurs élevées d'acidité libre, d'acidité totale, d'humidité et de la couleur, par contre les échantillons (E7, E10, E11, E26, E32, E34, E38, E41, E45, E46 et E58) qui se trouvent sur le côté négatif du même axe, sont à faibles valeurs pour les mêmes variables.

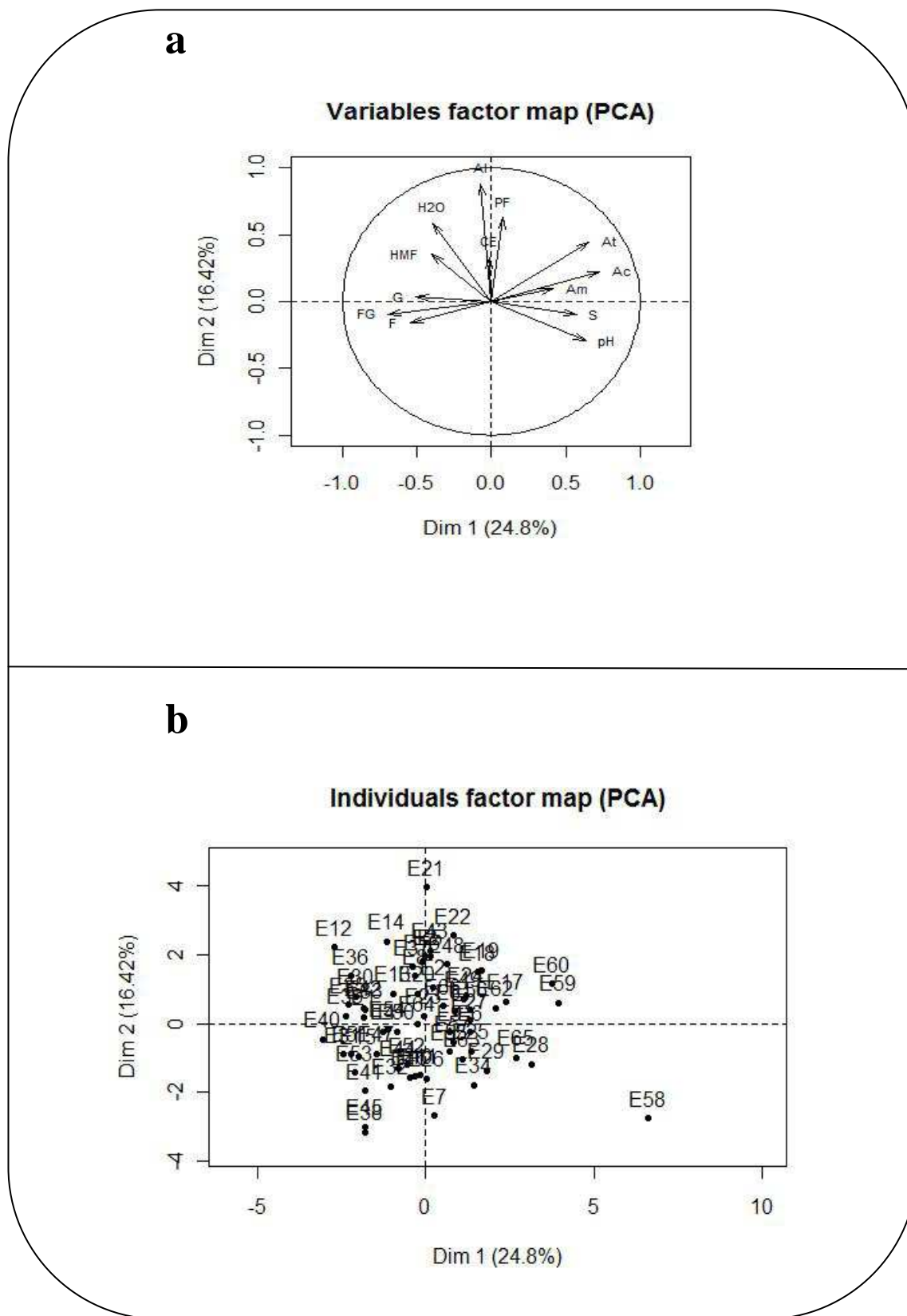


Figure 18: Analyse en composantes principales des paramètres physicochimiques (axes 1 et 2)
 a. Cercle de corrélation des paramètres b. Plan factoriel des échantillons de miel

d. Classification hiérarchique ascendante (C.A.H)

La classification hiérarchique ascendante (C.A.H) met en évidence la présence de quatre principaux groupes homogènes de miels déjà dégagés par l'ACP et met en évidence un cinquième groupe complémentaire (Fig. 19).

Le groupe A est constitué de deux miels de Djelfa (E28 et E29), deux miels de Médéa (E59 et E65) et d'un miel de Tizi-Ouzou (E17). Ce groupe homogène est caractérisé par des valeurs élevées d'acidité combinée (Ac), d'acidité totale (At), de pH, de saccharose (S) et d'activité diastasique (Am) alors que celles de l'HMF, d'humidité (H₂O) et d'acidité libre (Al) sont basses. Il s'agit de miels frais et de bonne conservation. Ces échantillons sont d'origines florales différentes.

Le groupe B (groupe complémentaire) est formé de cinq miels de Tiaret (E50, E60, E63, E64, E66), trois miels de Blida (E15, E20 et E61), deux miels de Tizi-Ouzou (E23 et E24), un miel de Boumerdes (E25), un miel de Tlemcen (E62) et d'un miel de Médéa (E27). Ces échantillons ont été identifiés par leurs valeurs élevées d'acidité combinée (Ac) et d'acidité totale (At), par contre celles du saccharose (S) et d'HMF sont basses. Ils sont surtout à dominance florale d'*Eucalyptus*.

Le groupe C identifié, est représenté par quatre miels provenant d'Alger (E5, E8, E13 et E19), trois miels de Blida (E16, E21 et E34), quatre miels de Tizi-Ouzou (E2, E3, E22 et E37), quatre miels de Tiaret (E18, E43, E48 et E49), un miel de Saida (56) et un miel de Sidi Bel Abbés (E57). Ils sont groupés par leurs valeurs élevées d'acidité libre (Al), de la couleur (PF), d'acidité totale (At), d'humidité (H₂O) et d'activité diastasique (Am). Ce sont des miels exposés à la fermentation et à l'altération. Ils sont d'origine florale différente.

Les paramètres qui ont une influence sur les échantillons du groupe D (E6, E9, E11, E14, E31, E33, E35, E36, E39, E40, E41, E44 et E54) sont les sucres. Leurs concentrations en fructose (F), en glucose (G) et en sucres réducteurs (FG) sont élevées. Leur origine florale est principalement à dominance d'*Eucalyptus* et de *Pimpinella* et leur provenance est surtout du centre d'Algérie. Ces données expliquent la grande similarité entre les miels reliée à l'influence de leur origine de provenance combinée à celle de la flore dont ils sont issus.

Enfin les miels qui caractérisent le groupe E, ont des valeurs faibles d'acidité libre (Al), d'acidité totale (At), d'humidité (H₂O) et de couleur (PF). Il s'agit de miels de bonne conservation et sans risque de fermentation. Ces échantillons de miel sont dans l'ensemble d'origine botanique et géographique différentes.

Dendrogram of agnes(x = scale(sl), method = "ward")

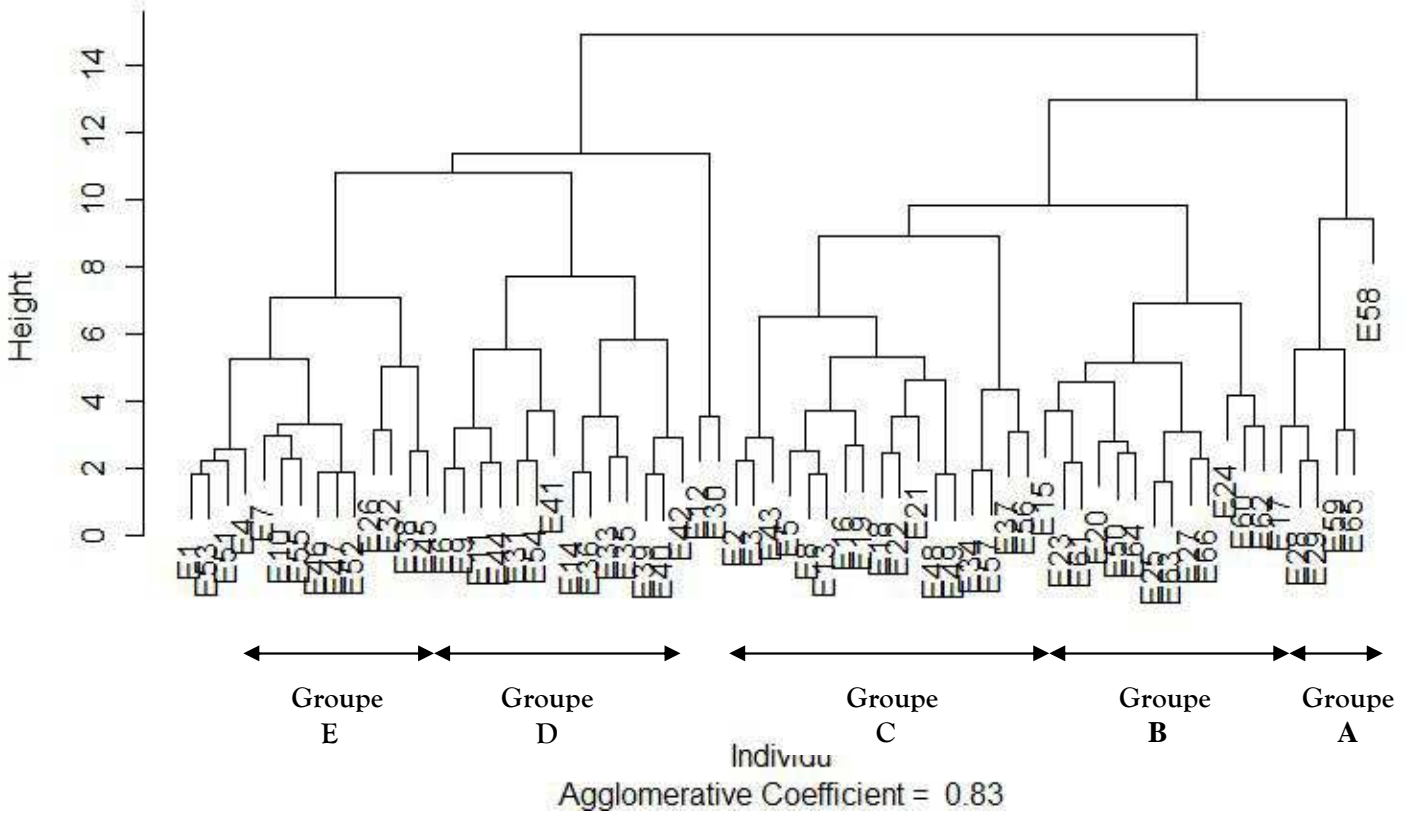


Figure 19: Dendrogramme des échantillons de miels

CONCLUSION GÉNÉRALE

Dans ce travail, on se proposait d'étudier les éléments bioactifs de 66 miels algériens, récoltés de différentes régions, afin de donner des indications sur la qualité de ce produit au moyen de la mesure de la teneur d'eau, des cendres, d'HMF, des sucres, d'acidité, de la valeur du pH, de la conductivité électrique, de l'activité de l'amylase, de l'invertase et de la gluco-oxydase, de la couleur et de la mise en évidence de polyphénols. Ce travail vise également à définir la composition pollinique des miels par l'étude méliissopalynologique.

Les données obtenues nous ont permis d'établir les caractéristiques des miels et leur origine botanique.

La teneur moyenne de l'humidité de nos échantillons est de 16,51%.

98,48% des échantillons sont en conformité avec les valeurs fixées par les normes internationales

Les valeurs moyennes des paramètres pH 3,94, acidité libre 10,93 meq/kg, acidité combinée 17,78 meq/kg et acidité totale 28,52 meq/kg. Les miels analysés sont tous conformes aux normes.

La détermination du contenu en hydroxyméthylfurfural des échantillons permet d'avoir une teneur moyenne de 18,53 mg/kg.

93,93% des miels considérés ne dépassent pas la valeur maximum fixée par la plupart des normes internationales de qualité.

Les sucres réducteurs et le saccharose possèdent des teneurs moyennes de 70,95% et 1,13% respectivement. Les valeurs des deux paramètres sont conformes aux normes.

La valeur moyenne de l'activité diastasique est de 17,36 Unités Schade. Cependant 90,90% de nos miels présentent une activité diastasique ne dépassant pas la valeur requise par les législations.

Les résultats de l'activité de l'invertase montrent que la valeur moyenne est de 8,09. Cependant la limite pour cette mesure n'est pas fixée.

Les analyses des échantillons indiquent que la teneur moyenne en peroxyde d'hydrogène est de 1,05 mg/g/h, mais la limite pour cette mesure n'est pas fixée.

La teneur moyenne en matières minérales de nos échantillons est de 0,17%. Tous les échantillons sont conformes aux normes.

La valeur moyenne de la conductivité électrique est de 0.568 mS/cm. Les échantillons analysés sont en conformité avec les normes.

La présence de polyphénols a été mise en évidence dans 65,15% des miels analysés.

La valeur moyenne du paramètre couleur est de 74.8 mm Pfund, limite non fixée

Trehalose et mélibiose présentent des valeurs moyennes de 0,01%, limites non fixées

La valeur moyenne d' isomaltose est de 1.06%, limite non fixée

La valeur moyenne du turanose est de 1.212%, limite non fixée

La valeur moyenne du raffinose est de 0.09%, limite non fixée

Le mélézitose possède une teneur moyenne de 0.04%, limite non fixée

La valeur moyenne du maltose est de 1.58%, limite non fixée

L'erlose présente une valeur moyenne de 0.4%, limite non fixée

Les miels de notre étude sont caractérisés par une faible teneur en humidité et par une haute valeur de la conductivité électrique.

Le problème principal est le chauffage excessif, ayant pour résultats le nombre de diastase trop bas ou le contenu en HMF élevé.

Afin de produire un produit de haute qualité, il sera nécessaire d'informer et d'améliorer les connaissances des apiculteurs sur les méthodes de récolte du miel et des processus de son stockage.

Pour la mise sur le marché des miels, 83,33% des échantillons ont été trouvés conformes aux normes internationales (Commission de codex alimentaire, 2001) et le reste est exclu de l'ensemble des miels analysés en raison des taux élevés d'hydroxy-méthyl-furfural, à l'activité diastasique non conformes aux normes et à la teneur en eau élevée.

Les analyses physico-chimiques et palynologiques sont indispensables pour la commercialisation et la détermination de l'origine botanique pour une appellation florale précise pour chaque type de miel, ainsi l'installation d'un laboratoire de contrôle de qualité doit être en faveur des apiculteurs et des consommateurs.

La majorité des miels algériens étudiés tiennent un contenu moyennement riche en pollen, plus de 40,90% sont situés dans la classe II.

L'analyse qualitative révèle que les fabacées, astéracées, apiacées, Myrtacées, Brassicacées et à moindre degré les boraginacées, Lamiacées et Rosacées semblent être les familles les plus fréquentes.

Les échantillons à grains de pollen dominants sont en nombre de 41 dont *Eucalyptus*, *Hedysarum* et *pimpinella* sont les principaux types polliniques.

Des formes indicatrices de l'origine géographique ont été retrouvées:

Hedysarum et *Vicia* montrent bien le caractère régional de la production, respectivement dans les montagnes (Tizi-Ouzou) et les hauts plateaux (Tiaret). *L'Eucalyptus* est abondant principalement dans la région d'Alger.

124 types polliniques appartenant à 49 familles botaniques ont été identifiés et plus de 87% des échantillons possèdent moins de 18 formes polliniques.

Même si les données sont insuffisantes pour une caractérisation géographique précise, nous pouvons tirer une première image sur les pollens représentatifs d'origine Méditerranéenne comme *Eucalyptus*, *Olea*, *Carduus*, *Cistus*, *Citrus*, associés avec des espèces sur des surfaces cultivées (*Papaver*, Brassicacées, divers fabacées) et quelques plantes plus typiques des terres arides à climat chaud (*Acacia*, *Palmae*).

Cette analyse permet d'observer que la composition pollinique des miels se distingue non seulement par le nombre et la variété de formes mais aussi par des formes typiques. Cependant le nombre réduit d'échantillons de certaines régions ne permet pas d'évaluer les miels de façon précise.

PERSPECTIVES

Depuis la collecte des échantillons, les apiculteurs sont intéressés par les résultats de la qualité de leurs miels. Ils commencent à s'intéresser aux nouvelles techniques apicoles et aux conditions à respecter afin d'avoir un miel conforme aux normes internationales.

Ce travail doit être poursuivi sur tout le territoire national en parallèle avec d'autres techniques d'analyses dans le but :

- de mieux connaître les caractéristiques des miels algériens;
- de recenser les plantes mellifères et pollenifères dont dispose l'abeille comme source alimentaire de chaque région du pays;
- d'établir une carte de répartition des zones mellifères;
- de constituer un référentiel national pour le suivi de la production des miels et le contrôle des fraudes;
- de mettre en place d'une infrastructure de contrôle des miels qui assure les trois types d'analyses (polliniques, physico-chimiques et organoleptiques);
- d'arriver à des résultats pouvant contribuer à l'établissement de normes propres à notre pays.

La caractérisation physico-chimique et pollinique des miels est importante pour l'économie d'un pays ainsi que pour l'industrie agro-alimentaire. Elle est indispensable à toute politique de commercialisation.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Adzet T., 1987.** Polyphenolic compounds with biological and pharmacological activity. Herbs Spices, and Medicinal plants. *Journal of natural products*, 1, 167-184.
- Alix J., Grau J., Puigvert A.M., De Diego J., 1985.** Contribution de la cromatografia en capa fina al analisis del origen floral de las mieles. *Vida Apic*, 15, 31-33.
- Amiot M.J., Aubert S., Gonnet M., Tacchini M., 1989.** Les composés phénoliques des miels: Etude préliminaire sur l'identification et la quantification par familles. *Apidologie*, 20(2), 115-125.A
- André Cornillon P., Guyader A., Husson F., Jégou N., Josse J., Kloareg M., Matzner-Lober E., Rouvière L., 2008.** - Statistiques avec R, Presses universitaires de Rennes.
- Atrouse., O.M., Oran., S.A., Al-Abbad S.Y., 2004.** Chemical analysis and identification of pollen grains from different Jordanian honey samples. *J. Food. Science and Technology*, 39, 413-417.
- Aubert S., Gonnet M., 1983.** Mesure de la couleur des miels. *Apidologie*, 14, 105-118.
- Azeredo L.D.C., Azeredo M.A.A., De Souza S.R., Dutra V.M.L., 2003.** Protein content and physicochemical properties in honey samples of *Apis Mellifera* of different floral origins. *Food Chemistry*, 80, 249-254.
- Belaid M., 1999.** Etude physico-chimique et palynologique de quelques miels du centre d'Algérie : Etablissement des normes d'identification. Mem. Mag. Agr. INA. El Harrach.
- Bendar N., Idir N., 1997.** Analyse polynologique des miels d'Algérie. Mem. Ing. Agr, INA, El Harrach.
- Biri M., 1997.** Le grand livre des abeilles, l'apiculture moderne. DE VECCHI, Paris.
- Bocquet M., 1995.** Le miel de Sainfoin d'Espagne. Nature et composition, principales caractéristiques organoleptiques. *Bull. Tech. Apic*, 22(1), 89, 43-44.
- Bocquet M., 1997.** Le miel d'Eucalyptus. Nature et composition, principales caractéristiques organoleptiques. *Bull.Tech. Apic*, 24(3), 151-152.
- Bogdanov S., Lischer P., 1993.** Interlaboratory trial of the European Honey Commission: Phadebas and Schade diastase determination methods, Humidity by refractometry and Invertase activity: Report for the participants (1993).

- Bogdanov S., Bieri K., Figar M., Figueiredo V., IFF D., Kanzig A., Stockli H., Zurcher K., 1995.** Miel: definition et directives pour l'analyse et l'appréciation. In "Livre Suisse des denrées alimentaires". OCFIM. 1995: 1-26.
- Bogdanov S., Martin P., Lullmann C., 1997.** Harmonized methods of the European Honey Commission. *Apidologie*. Elsevier, France 1997: 1-59.
- Bogdanov S., 1997.** Nature and origin of the antibacterial substances in honey. *Lebensmittel-Wissenschaft und -Technologie*, 30 (7), 748-753.
- Bogdanov S., Martin P., Lullmann C., 1999.** Honey quality and international regulatory standards. International Honey Commission. *Bee World*, 80, 61-69.
- Bogdanov S., Blumer P., 2001.** Propriétés antibiotiques naturelles du miel. *RSA*, 98(3), 107-114.
- Bogdanov S., Ruoff K., Persano Oddo L., 2004.** Physico-chemical methods for the characterisation of unifloral honeys. *Apidologie*, 35, S4-S17.
- Cabrera Ruiz C., Montilla J., Gomez E., Hernandez G., Molins Marin J.L., 1997.** Analyse physico-chimique des miels d'oranger commercialisés en Espagne. *Bull. Tech. Apic*, 24(2), 63-70.
- Cabrera Ruiz C., Montilla J., Gomez E., Hernandez G., Molins Marin J.L., 1997.** Qualité des miels de romarin commercialisés en Espagne. Critères physico-chimiques pour caractériser leur origine. *Bull. Tech. Apic*, 25(2), 59-65.
- Chamussy H., Dumolard P., Durand M.G., Le Berre M., 1997.** Initiation aux pratiques statistiques en géographie. Edi Armond Colin.
- Chauvin R., 1968.** Traité de biologie de l'abeille. Tome III, les produits de la ruche. Masson, Paris.
- Chauvin R., 1986.** La ruche et l'homme. Calmann - Lévy, Paris.
- Chefrour A., Battesti M. J., Ait Kaki Y., Bennadja S., Tahar A., 2007.** Melissopalynologic and Physicochemical Analysis of Some North-East Algerian Honeys. *European Journal of Scientific Research*, 18(3), 389-401.
- Chefrour A., 2008.** Miels Algériens : Caractérisation physico-chimique et melissopalynologique (Cas des miels de l'Est de l'Algérie). Thèse de doctorat d'état ès sciences, Université d'Annaba.
- Chennit D., 1990.** Etude comparative de deux types de ruches Dadant et Langstroth et essai d'analyse pollinique. Mem. Ing. Agr. INA. El Harrach.
- Cherbuliez Th., domerego R., 2003.** L'apithérapie: Médecine des abeilles. AMYRIS, Bruxelles.
- Clément H., 2000.** Les cahiers de l'élevage. CREER SON RUCHER. Rustica, France.

Codex Alimentarius., 1969. Commission Recommended European Standard for Honey. CAC/RS - 12-1969. jt. FAO/WHO Food Stand. Program. Rome. Reprinted in *Bee World* 1969; 51, 79-91. Directive 74/409/EEC.

Codex Alimentarius Commission., 2001. Codex standard 12, Revised Codex Standard for Honey, Standards and Standard Methods 11.

Dufrene M., 2005. Méthodes d'analyses des données écologiques et biogéographiques.

Fabrocini V.C., 1999. Les vertus du Miel, de la propolis et de la gelée royale. Vecchi, Paris.

Faegri k., Iversen J., 1975. Textbook of pollen Analysis. Munksgaard. Coopenhagen.

Falissard B., 1998. Comprendre et utiliser les statistiques dans les sciences de la vie. 2ème Ed. Masson, Paris.

F.A.O., 2004. Archives de documents de la FAO, produits forestiers non ligneux dans la région méditerranéenne, produit par le département des forêts : Annexe I : potentialités du développement, par pays des produits forestiers non ligneux (part a). FAO, 2004.

Feller-Demalsy M.J., Lamontagne y., 1979. Analyse pollinique des miels du Québec. *Apidologie*, 10 (4), 313-340.

Feller-Demalsy M.J., 1983. Le spectre pollinique des miels du Québec. *Apidologie*, 14 (3), 147-174.

Feller-Demalsy M.J., Parent J., 1989. Analyse pollinique des miels de l'Ontario, Canada. *Apidologie*, 20 (2), 127-138.

Feller-Demalsy M.J., Vincent B., Beaulieu F., 1989. Mineral content and geographical origin of Canadian honeys. *Apidologie*, 20, 77-91.

Ferreres F., garciaviguera C., Tomaslorente F., Tomasbarberan F.A., Hesperetin C., 1993. A marker of the floral origin of Citrus honey. *J. Sci. Food. Agric*, 61, 121-123.

Friori J., Serra G., Sabatini A.G., Zucchi P., Barbattini R., Gazzola F., 2000. Dextrins HPLC analysis in *Metcalfa pruinosa* (Say) honeydew. *Ind. Aliment*, 50, 419-425.

Ghazi A., Lahouati R., 1997. Algérie 2010. Sols et ressources biologiques. Doc. I.N.E.S.G. Alger.

Gonnet M., 1979. La cristallisation dirigée du miel. *OPIDA*, 6(28), 4p.

Gonnet M., 1982. Le miel, composition, propriétés et conservation. 2ème Ed. OPIDA. Echauffour, France.

Gonnet M., 1986. L'analyse des miels. Description de quelques méthodes de contrôle de la qualité. *Bull.Tech. Apic*, 13(1), 17-36.

- Goût J., Jardel C., 1998.** Le monde du miel et des abeilles. Michel Larrieu, Paris.
- Hadjiat K., 1997.** Etat de dégradation des sols en Algérie. Rapport d'expert PNAE, Banque mondiale.
- Hadj Said A., Makhloufi C., Choukri A., Davin A., 2009.** Caractérisation de certains miels du nord algérien. *Revue de l'écologie – environnement*, N° 5, ed université Ibn Khaldoun Tiaret, pp 79-97.
- Hamaden S., 1988.** Influence de la flore mellifère principale sur les propriétés physico-chimiques de quelques miels de la Mitidja. Mem. Ing. Agr. INA. El Harrach.
- Horn H., Lüllmann C., 1992.** Das gross Honigbuch. Ehrenwirth. München.
- Huchet E., Coustel J., Guinot L., 1996.** Les constituants chimiques du miel, méthodes d'analyses chimiques. Dépt, Sci. De l'Aliment.
- Hussein M.H., 2001.** L'apiculture en Afrique. Les pays du Nord, de l'Est, du Nord-Est et de l'Ouest du continent. *Apiacta*, 1, 34-48.
- Hyde H.A., Williams D.A., 1944.** Pollen Analysis. The right word. [*Pollen Science Circular. No. 8.*](#)
- Jilani I.B.H., Schweizer P., Khouja M.L., Zouaghi M., Ghrabi Z., 2008.** Physicochemical spectra of honeys produced in Tunisia (Southwest of Kef). *Apiacta*, 43, 38-48.
- Jouve F., 1997.** Le grand livre du miel et des abeilles. Solar, Paris.
- Kerkvliet J.D., 2002.** Honey: composition and quality. Field test 1, peroxide test. *Lebensm. Wiss.u.Technol*, 30, 748-753.
- Khan M.N., Qaiser M., Raza S.M., Rehman M., 2006.** Physicochemical properties and pollen pectrum of imported and local samples of blossom honey from the Pakistani market. *J. Food. Science and Technology*, 41, 775-781.
- Lasceve G., Gonnet M., 1974.** Analyse par radioactivation du contenu minéral d'un miel. Possibilité de préciser son origine géographique. *Apidologie*, 5 (3), 201-223.
- Louveaux J., 1968.** Analyse pollinique des miels. In *Traité de biologie de l'abeille*. Tome 3. Masson, Paris, pp 325-362.
- Louveaux J., Maurizio A., Vorwohl G., 1970.** Les méthodes de la méliissopalynologie. Commission internationale de la botanique apicole de l'U.I.S.B. *Apidologie*. 1970, 1(2), 211-227.
- Louveaux J., Maurizio A., Vorwohl G., 1978.** Methods of melissopalynology. Int. Comm. Bee Bot of I.U.B.S. *Bee World*, 59(4), 139-157.

- Louveaux J., 1980.** Les abeilles et leur élevage. Hachette, Paris.
- Louveaux J., Abed L., 1984.** Les miels d'Afrique du Nord et leur spectre pollinique. *Apidologie*, 15(2), 145-170.
- Louveaux J., 1985.** Le miel. *Cah. Nutr. Diét.* 1985, 20, 57-70.
- Maga J.A., 1983.** Ney flavor. *Lebensm. Wiss. Technol*, 16, 65-68.
- Makhloufi C., 2000.** Etude physico-chimique et palynologique de quelques miels du nord algérien : Impact du rôle de l'abeille sur l'équilibre écologique. Mem. Mag. Agr. Tiaret.
- Makhloufi C., Kerkvliet J.D., Ricciardelli d'Albore G., Choukri A., 2010.** Characterization of Algerian honeys by palynological and physico-chemical methods *Apidologie*, 41, 509-521.
- Maurizio A., 1939.** Untersuchungen zur quantitativen Pollenanalyse des Honigs. *Mitt. Geb. Lebensmittelunters. Hyg*, 30, (1/2), 27-69.
- Maurizio A., louveaux J., 1965.** Pollens de plantes mellifères d'Europe. Union. Groupements. Apic. Fr, Paris.
- Maurizio A., Sonnet M., 1965.** Le miel. *B.T.A*, 6(2), 1-10
- Mendez J., Seijo C.M., Aira J.M., 2003.** Palynological differences in the pollen content of *Eucalyptus* honey from Australia. Portugal and Spain. *Grana*, 42(3), 183-190.
- Mokeddem T., 1998.** Contribution à l'analyse physico chimique du miel d'oranger " région de la Mitidja", Mem ing Agr, INES, Blida.
- Molan P. C., 1992.** The antibacterial activity of honey.1.The nature of the antibacterial activity. *Bee World*, 73(1), 5-28
- Molan P.C., 1992.** The antibacterial activity of honey.2. Variation in the potency of the antibacterial activity. *Bee World*, 73, 59-76.
- Molan P.C., 1997.** Honey as an antimicrobial agent. Bee products properties. Applications, and Apitherapy. Symposium. Tel Aviv, 27-37.
- Nedjraoui D., 1981.** Evolution des éléments biogènes et valeurs nutritives dans les principaux faciès de végétation des hautes plaines d'epiques de la wilaya de Saida. Thèse 3ème cycle. USTHB, Alger.
- Nedjraoui D., 1990.** Adaptation de l'alfa (*Stipa tenacissima* L) aux conditions stationnelles. Thèse Doct. Sciences. USTHB, Alger.
- Ortiz Valbuena A., 1992.** Contribución a la denominación de origin de la miele de la Alcarria. Thèse de doctorat, Université de Madrid (Espagne).

- Ouchemoukh S., Louaileche H., Schweitzer P., 2007.** Physicochemical characteristics and pollen spectrum of some Algerian honeys. *J. Food. Control*, 18, 52-58.
- Owayss A.A., 2005.** Physicochemical analysis for standardizing quality criteria of Libyan Eucalyptus (*Eucalyptus* sp.) honey, *Egypt J. Appl. Sci.* 20, 247-255.
- Persano Oddo L., Baldi E., Accotri M., 1990.** Diastatic activity in some unifloral honeys. *Apidologie*, 21, 17-24.
- Persano Oddo L., Piazza M.G., Pulcini P., 1999.** Invertase activity in honey. *Apidologie*, 30, 57-65.
- Persano Oddo L., Piro R., 2004.** Main European unifloral honeys : descriptive sheets. *Apidologie*, 35(Suppl. 1), S38-S81.
- Persano Oddo L., Bogdanove S., 2004.** Determination of honey botanical origin: Problems and issues. *Apidologie*, 35, S2-S3.
- Pfister R., 1895.** Versuch einer Mikroskopie des Honigs. *Forschungsber, Lebensmitt, u, ihre Bez, z, Hygiene for, chem, Pharm. München*, 2, 29.
- Pham-Delégue M.H., 1998.** Les abeilles. La Martinière, Hong-Kong.
- Philippe J. M., 1994.** Le guide de l'apiculture. Aix-en-Provence, Espagne.
- Philippe J.M., 1993.** Le guide de l'apiculture. C-Y Chaudoreille. Aix en Provence, Barcelone.
- Piazza M.G., Accorti M., Persano Oddo L., 1991.** Electrical conductivity, ash, colour and specific rotatory power in Italian unifloral honeys. *Apicoltura*, 7, 51-63.
- Pons A., 1970.** Le pollen "Que sais je" le point des connaissances actuelles N°783. Presse Universitaire de France (Paris).
- Popek S., 2002.** A procedure to identify a honey type. *Food Chemistry*, 79, 401-406.
- Postmes T., 1997.** Honig und Wundheilung, Honig-Wundverbände gegen Verbrennungen. Altera Verlag, Bremen.
- Prost P. J., 2005.** Apiculture, connaître l'abeille, conduire le rucher. Lavoisier, France.
- Rabiet E., 1989.** Lois de butinage. *Rev Française d'apiculture*, n° 480.
- Reille M., 1970.** Etude du pollen analytique des tourbières du Maroc. Recherches Préliminaires et premiers résultats. Thèse de spécialité. Univ De Marseille.
- Reille M., 1990.** Leçon de palynologie et d'analyse pollinique. CNRS, Paris.

- Reille M., 1992.** Pollen et spores d'Europe et d'Afrique du Nord. Laboratoire de Botanique Historique et Palynologie. Marseille.
- Reille M., 1995.** Pollen et spores d'Europe et d'Afrique du Nord. Supplément 1. Laboratoire de Botanique Historique et Palynologie. Marseille.
- Reille M., 1999.** Leçons de palynologie et d'analyse pollinique. CNRS, Paris.
- Renault-Miskovsky J., 1990.** Spores et pollen. New Chatel, Suisse.
- Ricciardelli d'Albore G., 1979.** L'origine géographique de la propolis. *Apidologie*, 10, 241-267.
- Ricciardelli D'Albore G., Vorwohl., G., 1980.** Sortenhonige im Mittelmeergebiet, *Rivista Agricoltura Subtropicale e Tropicale*. 74, 89-118.
- Ricciardelli D'Albore G., 1997.** Text book of melissopalynology. Apimondia, Bucharest-Romania.
- Ricciardelli D'Albore G., 1998.** Mediterranean melissopalynology. Perugia: Institute of Agricultural Entomology. University of Perugia.
- Sabot J., 1980.** 150 plantes mellifères. Arbres. Arbustes. Plantes vivaces, culture, multiplication. La maison Rustique, Paris.
- Sarni-Manchado P., Cheynier V., 2006.** Les polyphénols en agroalimentaire. Lavoisier, France.
- Schweitzer P., 1998.** Sur les sentiers des miels de France. Histoire d'eau 2ème partie. *Abeille de France* n° 844.
- Schweitzer P., 1999a.** Sur les sentiers des miels France. L'HMF et les miels. *Abeille de France*, n° 849.
- Schweitzer P., 1999b.** Sur les sentiers des miels France. Les sucres des miels. *Abeille de France*, n°846.
- Schweitzer P., 2000.** Sur les sentiers des miels de France. L'activité amylasique des miels. *Abeille de France*, n°861
- Schweitzer P., 2001a.** Sur les sentiers des miels de France. La couleur des miels. *Abeille de France* n°873.
- Schweitzer P., 2001b.** Sur les sentiers des miels de France. Le vieillissement des miels. *Abeille de France* n°876.
- Schweitzer P., 2002.** Sur les sentiers des miels France. L'acidité des miels. *Abeille de France*, n°878.
- Schweitzer P., 2003.** Sur les sentiers des miels de France. L'analyse physico-chimique des miels. *Abeille de France*, N° 891.

- Schweitzer P., 2004.** Sur les sentiers des miels de France. Miels de tilleul hors normes. *Abeille de France*, n° 909.
- Schweitzer P., 2005.** Sur les sentiers des miels de France, terre des hommes, planète du miel : quelques éléments sur le vieillissement. *Abeille de France*, n° 916.
- Seijo M.C., Aira M.J., Mendez J., 2003.** Palynological difference in pollen content of *Eucalyptus* honey from Australia, Portugal and Spain. *Grana* 42, 183-190.
- Serrano S., Espejo R., Villarejo M., Jodral M.L., 2007.** Diastase and invertase activities in Andalusian honeys. *Int. J. Food Sci. Technol.*, 42, 76-79.
- Silici S., Gökceoglu M., 2007.** Pollen analysis of honeys from Mediterranean region of Anatolia. *Grana*, 46, 57-64.
- Skender K., 1972.** Situation actuelle de l'apiculture algérienne et ses possibilités de développement. Mem. Ing. INA. El-Harrach.
- Telleria M.C., 1988.** Analyse pollinique des miels du Nord-Ouest de la province de Buenos Aires (République Argentine). *Apidologie*, 19 (3), 275-290.
- Terrab A., Díez M.J., Heredia F.J., 2002.** Characterization of Moroccan unifloral honeys by their physicochemical characteristics. *Food chemistry*, 79, 373-379.
- Terrab A., Díez M.J., Heredia F.J., 2003a.** Palynological, physico-chemical and colour characterization of Moroccan honeys: River redgum (*Eucalyptus camaldensis* Dehnh) honey. *Int. J. Food Sci. Technol.* 38, 379-386.
- Terrab A., Díez M.J., Heredia F.J., 2003b.** Palynological, physico-chemical and colour characterization of Moroccan honeys: II. Orange (*Citrus* sp.) honey. *Int. J. Food Sci. Technol.* 38, 387-394.
- Tsigouri A., Passaloglou-Katraki M., Sabatakou O., 2004.** Palynological characteristics of different unifloral honeys from Greece. *Grana*, 43, 122-128.
- Union Internationale des Sciences Biologiques. U.I.S.B., 1964.** Analyse pollinique des miels. *Ann de l'abeille*, 7(4), 261-271.
- Vannier P., 1999.** L'ABC daire du miel. Flammarion, Paris.
- White J.W., Riethof M.L., Kushnir I., 1961.** Composition of honey. VI. The effect of store on carbohydrates, acidity and diastase content. *J. Food. Sci.*, 26, 63-71.
- White J.W., 1994.** The role of HMF and diastase essays in honey quality evaluation. *Bee World*, 75(3), 104-117.
- Zander E., 1935.** Beitrage Zur Herkunftsbestimmung bei Honig I. Pollengestaltung und Herkunftsbestimmung bei Blütenhonig. Verlag Reichsfachgruppe Imker, Berlin, 343 PP

Zander E., 1937. Beitrage Zur Herkunftsbestimmung bei Honig II. Liedloff, Loth und Michaelis, Leipzig, 122 pp.

Zander E., 1941. Beitrage Zur Herkunftsbestimmung bei Honig III. Liedloff, Loth und Michaelis, Leipzig, 240 pp.

Zander E., 1949. Beitrage Zur Herkunftsbestimmung bei Honig IV. Liedloff, Loth und Michaelis, Leipzig, 267 pp.

Zander E., 1951. Beitrage Zur Herkunftsbestimmung bei Honig V. Liedloff, Loth und Michaelis, Leipzig, 44 pp.

Annexe I: Relation entre la teneur en eau et l'indice de réfraction du miel
(Commission internationale du miel, 2002)

Indice de réfraction à 20°C	Teneur en eau en %	Indice de réfraction à 20°C	Teneur en eau en %
1,5044	13	1,4885	19,2
1,5038	13,2	1,488	19,4
1,5033	13,4	1,4875	19,6
1,5028	13,6	1,487	19,8
1,5023	13,8	1,4865	20
1,5018	14	1,486	20,2
1,5012	14,2	1,4855	20,4
1,5007	14,4	1,485	20,6
1,5002	14,6	1,4845	20,8
1,4997	14,8	1,484	21
1,4992	15	1,4835	21,2
1,4987	15,2	1,483	21,4
1,4982	15,4	1,4825	21,6
1,4976	15,6	1,482	21,8
1,4971	15,8	1,4815	22
1,4966	16	1,481	22,2
1,4961	16,2	1,4805	22,4
1,4956	16,4	1,48	22,6
1,4951	16,6	1,4795	22,8
1,4946	16,8	1,479	23
1,494	17	1,4785	23,2
1,4935	17,2	1,478	23,4
1,493	17,4	1,4775	23,6
1,4925	17,6	1,477	23,8
1,492	17,8	1,4765	24
1,4915	18	1,476	24,2
1,491	18,2	1,4755	24,4
1,4905	18,4	1,475	24,6
1,49	18,6	1,4745	24,8
1,4895	18,8	1,474	25
1,489	19		

Annexe II : Résultats des paramètres physico-chimiques des miels étudiés.

Echantillon	Am	Inv	HMF	H ₂ O ₂	Al	Ac	At	pH	CE	MM	H ₂ O	Tre	G	F	Mel	Iso	S	T	R	Mé	M	Erl	F/G	G/H ₂ O	F+G	PF	Coul	POL
E1	18,00	11,00	17,80	1,50	11,00	13,50	24,50	3,60	0,39	0,11	18,32	0,00	30,60	44,00	0,00	0,60	0,00	0,60	0,00	0,00	1,50	0,40	1,44	1,67	74,60	71,00	ac	+
E2	20,00	5,00	23,52	2,50	14,50	19,00	33,50	3,64	0,36	0,10	17,80	0,00	28,00	40,00	0,00	0,70	1,10	0,50	0,10	0,00	1,60	0,00	1,43	1,57	68,00	71,00	ac	-
E3	27,00	7,00	3,86	1,00	15,50	16,00	31,50	3,52	0,45	0,10	20,20	0,00	26,80	40,90	0,00	0,80	0,90	0,40	0,20	0,00	0,80	0,00	1,53	1,33	67,70	83,00	ac	-
E4	17,00	5,00	16,12	0,50	10,50	10,50	21,00	3,53	0,44	0,14	18,20	0,00	31,30	40,90	0,00	0,50	1,30	0,40	0,00	0,00	1,20	0,00	1,31	1,72	72,20	55,00	ac	-
E5	24,00	13,00	13,27	0,00	16,50	15,50	32,00	3,69	0,79	0,28	18,00	0,10	26,30	41,50	0,00	0,60	0,60	0,60	0,00	0,40	0,60	0,00	1,58	1,46	67,80	83,00	ac	+
E6	25,00	13,00	16,80	1,00	11,00	28,00	39,00	3,88	0,69	0,26	14,00	0,00	28,30	43,80	0,00	0,50	2,10	0,70	0,10	0,00	1,90	0,00	1,55	2,02	72,10	71,00	ac	+
E7	9,00	3,00	4,03	0,50	5,50	17,50	23,00	4,11	0,25	0,08	17,00	0,00	25,50	42,80	0,00	0,90	1,00	0,60	0,00	0,00	1,00	0,00	1,68	1,50	68,30	18,00	b	-
E8	14,00	5,00	23,18	0,50	12,50	19,50	32,00	3,80	0,76	0,10	18,12	0,00	30,30	39,80	0,00	0,50	0,80	0,50	0,00	0,00	2,10	0,00	1,31	1,67	70,10	83,00	ac	++
E9	35,00	9,00	21,33	0,00	11,00	17,50	28,50	3,95	0,62	0,25	13,92	0,10	29,00	43,80	0,00	2,00	1,70	1,90	0,00	0,00	1,20	0,00	1,51	2,08	72,80	92,00	a	++
E10	18,00	5,00	4,36	2,50	9,00	18,00	27,00	3,60	0,37	0,08	16,16	0,00	26,40	43,20	0,00	0,80	0,00	1,20	0,00	0,00	2,80	1,60	1,64	1,63	69,60	27,00	b	-
E11	28,00	9,00	16,80	1,00	8,00	13,50	21,50	3,90	0,50	0,19	15,04	0,00	28,50	45,10	0,00	2,10	1,60	2,50	0,00	0,00	1,00	0,00	1,58	1,89	73,60	62,00	ac	+
E12	10,00	1,00	110,71	0,00	11,50	5,00	16,50	3,88	0,53	0,23	19,80	0,00	29,10	44,00	0,00	1,00	1,40	1,50	0,00	0,00	2,00	0,00	1,51	1,47	73,10	119,00	f	++
E13	15,00	5,00	20,66	0,50	12,50	15,50	28,00	3,92	0,68	0,24	18,20	0,00	28,50	44,70	0,00	0,50	0,70	1,10	0,00	0,40	2,50	0,00	1,57	1,57	73,20	83,00	ac	+
E14	12,00	4,00	33,60	0,75	16,50	12,00	28,50	3,97	0,83	0,33	17,80	0,10	34,00	39,10	0,00	0,60	0,90	0,80	0,00	0,00	2,60	0,00	1,15	1,91	73,10	110,00	a	++
E15	5,00	3,00	28,05	0,50	12,00	11,50	23,50	3,84	0,39	0,09	15,02	0,00	35,20	41,50	0,00	0,80	0,40	1,30	0,00	0,00	2,10	0,00	1,18	2,34	76,70	51,00	ac	-
E16	11,00	2,00	30,07	1,00	17,00	16,00	33,00	3,80	0,65	0,23	17,80	0,20	23,10	46,20	0,00	0,90	1,60	0,80	0,30	0,50	2,50	0,00	2,00	1,30	69,30	92,00	a	++
E17	39,00	11,00	11,08	0,00	11,50	15,00	26,50	4,33	0,82	0,30	16,32	0,00	24,60	42,10	0,00	4,80	3,20	1,80	0,50	0,00	0,80	0,10	1,71	1,51	66,70	110,00	a	+++
E18	30,00	16,00	7,78	1,00	13,00	29,50	42,50	3,94	0,55	0,14	18,12	0,00	29,10	40,90	0,00	1,60	2,10	0,80	0,30	0,00	0,60	0,00	1,41	1,61	70,00	92,00	a	++
E19	11,00	8,00	10,58	1,25	15,00	30,00	45,00	4,05	0,75	0,33	17,00	0,00	24,20	41,90	0,00	0,60	1,10	0,70	1,70	0,10	0,70	0,60	1,73	1,42	66,10	83,00	ac	-
E20	9,00	5,00	16,63	0,00	15,00	30,50	45,50	3,78	0,39	0,01	18,00	0,00	30,20	43,50	0,00	0,90	0,90	0,60	0,10	0,00	1,20	0,00	1,44	1,68	73,70	48,50	aec	+
E21	20,00	7,00	26,20	0,85	22,50	27,00	49,35	3,84	0,77	0,21	18,80	0,00	32,10	39,80	0,00	0,60	0,50	0,40	0,00	0,40	1,80	0,10	1,24	1,71	71,90	92,00	a	+++
E22	30,00	5,00	21,50	2,00	19,00	30,50	37,50	3,76	0,58	0,16	16,80	0,00	32,00	39,10	0,00	0,60	1,50	0,10	0,10	0,00	1,30	0,10	1,22	1,90	71,10	99,00	a	++
E23	18,00	8,00	18,64	1,00	11,50	26,00	37,50	3,89	0,62	0,20	15,20	0,00	33,80	40,00	0,00	1,40	0,50	3,70	0,90	0,00	2,90	1,20	1,18	2,22	73,80	71,00	ac	+
E24	20,00	14,00	17,80	1,50	12,50	28,50	41,00	3,89	0,93	0,40	15,40	0,00	29,50	37,10	0,00	0,50	0,00	1,30	0,00	0,00	1,90	0,40	1,26	1,92	66,60	55,00	ac	-
E25	25,00	14,00	10,08	1,50	8,50	31,00	39,50	4,06	0,52	0,18	14,60	0,00	31,50	40,20	0,00	1,60	1,30	1,70	0,30	0,00	0,90	0,80	1,28	2,16	71,70	62,00	ac	+
E26	8,00	6,00	11,76	0,50	4,70	20,00	24,70	3,99	0,60	0,01	17,52	0,00	33,60	37,20	0,00	1,90	2,20	1,50	0,30	0,00	0,50	0,20	1,11	1,92	70,80	35,00	aec	+
E27	25,00	6,00	20,49	1,00	10,50	32,00	42,50	3,84	0,44	0,15	15,57	0,00	25,90	43,50	0,00	0,60	0,80	0,40	0,00	0,00	2,10	1,10	1,68	1,66	69,40	71,00	ac	+
E28	40,00	17,00	1,84	2,00	9,20	20,00	29,20	5,00	0,75	0,33	14,20	0,00	28,00	41,60	0,00	3,70	3,30	1,40	0,40	0,00	1,20	1,00	1,49	1,97	69,60	83,00	ac	++
E29	37,00	6,00	4,36	1,00	7,20	18,00	25,20	4,38	0,57	0,25	14,10	0,10	28,80	42,50	0,00	2,80	2,60	3,70	0,00	0,00	1,30	0,20	1,48	2,04	71,30	92,00	a	+++
E30	4,00	0,00	123,98	0,00	6,00	2,00	8,00	4,20	0,70	0,18	19,12	0,10	28,50	37,90	0,00	1,30	0,80	1,30	0,00	0,00	5,40	0,00	1,33	1,49	66,40	87,50	a	+
E31	16,00	9,00	13,44	2,50	10,00	2,00	12,00	4,09	0,54	0,15	15,40	0,00	34,90	44,90	0,00	0,60	0,40	1,50	0,10	0,00	1,70	0,00	1,29	2,27	79,80	99,00	a	+++
E32	8,00	5,00	23,35	2,50	8,20	4,00	12,20	3,70	0,59	0,12	15,00	0,00	32,70	40,60	0,00	0,90	3,10	1,10	0,00	0,00	3,00	0,90	1,24	2,18	73,30	51,00	ac	-
E33	10,00	2,00	52,75	0,50	9,20	4,00	13,20	3,90	0,58	0,15	17,72	0,00	30,00	40,70	0,00	0,50	0,60	1,50	0,00	0,00	3,20	2,20	1,36	1,69	70,70	99,00	a	+

Am : Amylase, Inv : Invertase, Al : Acidité libre, Ac: Lactones, At: Acidité totale, CE: Conductivité électrique, MM: matières minérales,
Tre: Tréhalose, G: Glucose, F: Fructose, Mel: Mélibiose, Iso: Isomaltose, S: Saccharose, T: Turanose,
R: Raffinose, Mé: Mélézitose, M: Maltose, Erl: Erlöse, PF: Unité Pfund, Coul: Couleur, Pol: Polyphénols

Annexe II : Suite 1

Echantillon	Am	Inv	HMF	H ₂ O ₂	Al	Ac	At	pH	CE	MM	H ₂ O	Tre	G	F	Mel	Iso	S	T	R	Mé	M	Erl	F/G	G/H ₂ O	F+G	PF	Coul	POL
E34	18,00	11,00	8,23	2,50	7,00	2,00	9,00	4,50	0,54	0,14	15,20	0,00	26,50	36,80	0,00	1,90	2,20	2,50	0,30	0,00	0,60	0,00	1,39	1,74	63,30	83,00	ac	+
E35	10,00	5,00	46,36	0,50	11,20	4,00	15,20	3,83	0,76	0,26	16,00	0,00	32,60	43,40	0,00	0,50	1,00	0,90	0,00	0,00	2,00	0,60	1,33	2,04	76,00	110,00	a	+++
E36	8,00	3,00	35,78	0,50	15,00	8,00	23,00	3,71	0,85	0,23	17,52	0,00	33,90	41,90	0,00	0,20	1,10	1,20	0,00	0,00	1,60	0,60	1,24	1,93	75,80	83,00	ac	+
E37	11,00	2,00	28,39	1,00	15,70	6,00	21,70	3,49	0,83	0,06	17,20	0,00	26,10	37,80	0,00	0,60	0,60	0,80	0,00	0,00	1,80	0,60	1,45	1,52	63,90	83,00	ac	-
E38	6,00	3,00	17,97	1,00	3,00	2,00	5,00	3,64	0,67	0,01	15,08	0,00	28,90	42,40	0,00	1,10	0,80	1,10	0,00	0,00	2,20	1,10	1,47	1,92	71,30	27,00	b	-
E39	16,00	9,00	18,58	0,00	11,70	6,00	17,70	3,64	0,90	0,14	16,94	0,00	28,40	49,10	0,00	0,80	0,70	0,80	0,00	0,00	1,60	1,10	1,73	1,68	77,50	83,00	ac	+
E40	11,00	2,00	19,65	0,00	10,50	4,00	14,50	3,70	0,75	0,08	17,92	0,00	28,80	48,90	0,00	0,60	0,00	0,50	0,00	0,00	1,90	0,10	1,70	1,61	77,70	58,50	ac	-
E41	30,00	20,00	10,24	1,00	9,20	4,00	13,20	3,90	0,10	0,19	15,20	0,00	33,30	45,50	0,00	0,90	0,80	0,70	0,00	0,20	1,10	0,00	1,37	2,19	78,80	71,00	ac	+++
E42	25,00	16,00	17,97	2,50	10,50	6,00	16,50	3,92	0,93	0,17	16,76	0,00	30,40	47,50	0,00	0,80	0,90	0,70	0,00	0,00	0,80	0,00	1,56	1,81	77,90	110,00	a	+++
E43	20,00	3,00	14,61	2,50	19,00	14,00	33,00	3,59	0,11	0,26	19,40	0,00	25,40	38,80	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,40	1,20	0,00	1,53	1,31	64,20	83,00	ac	+
E44	22,00	12,00	4,53	2,50	8,70	6,00	14,70	4,02	0,66	0,13	14,48	0,00	28,90	45,90	0,00	1,10	1,00	0,70	0,00	0,00	0,00	0,00	1,59	2,00	74,80	92,00	a	+
E45	8,00	11,00	13,94	2,50	5,00	2,00	7,00	4,12	0,67	0,15	14,48	0,20	28,20	47,60	0,00	0,90	0,90	0,80	0,00	0,00	1,30	0,00	1,69	1,95	75,80	51,00	ac	-
E46	7,00	2,00	2,18	0,25	8,00	12,00	20,00	3,92	0,48	0,02	16,56	0,00	28,40	39,50	0,00	1,20	0,00	0,90	0,00	0,00	1,70	0,50	1,39	1,71	67,90	41,00	aec	-
E47	5,00	2,00	17,80	0,00	9,20	16,00	25,20	3,77	0,50	0,04	17,32	0,00	29,40	43,10	0,00	1,10	0,00	1,10	0,00	0,00	1,50	0,00	1,47	1,70	72,50	41,00	aec	-
E48	14,00	7,00	22,51	0,00	15,50	26,00	41,50	4,07	0,70	0,24	15,64	0,00	29,20	44,30	0,00	1,40	1,90	0,80	0,00	0,00	1,10	0,00	1,52	1,87	73,50	119,00	f	+++
E49	16,00	13,00	13,10	1,00	11,70	26,00	37,70	4,29	0,76	0,28	15,08	0,00	30,30	41,40	0,00	1,80	1,50	0,80	0,30	0,00	0,80	0,00	1,37	2,01	71,70	110,00	a	+++
E50	8,00	5,00	7,72	1,00	9,50	22,00	31,50	3,71	0,46	0,07	18,52	0,00	29,00	45,60	0,00	1,20	1,60	0,80	0,00	0,00	0,70	0,40	1,57	1,57	74,60	62,00	ac	-
E51	16,00	9,00	0,50	2,50	11,20	11,60	22,80	3,40	0,20	0,13	18,60	0,00	29,70	45,80	0,00	0,00	0,00	0,60	0,00	0,00	1,40	0,10	1,54	1,60	75,50	35,00	aec	-
E52	10,00	11,00	0,50	2,50	9,10	14,70	23,80	3,76	0,60	0,21	15,60	0,00	27,40	43,50	0,00	1,20	0,30	1,80	0,00	0,00	2,20	1,30	1,59	1,76	70,90	55,00	ac	-
E53	18,00	5,00	17,97	1,00	8,60	8,20	16,80	3,64	0,25	0,06	16,80	0,00	31,00	44,30	0,00	0,80	0,00	1,00	0,00	0,00	1,60	1,20	1,43	1,85	75,30	51,00	ac	-
E54	23,00	14,00	3,02	0,00	12,90	10,90	23,80	4,28	0,63	0,31	15,80	0,00	31,80	46,20	0,00	0,80	0,40	0,80	0,00	0,00	1,60	0,50	1,45	2,01	78,00	92,00	a	-
E55	23,00	15,00	10,58	0,50	8,40	17,90	26,30	3,76	0,35	0,10	16,20	0,00	26,80	39,20	0,00	0,40	0,50	0,00	0,00	0,00	1,90	0,30	1,46	1,65	66,00	62,00	ac	+
E56	15,00	0,00	16,96	0,75	12,70	7,30	20,00	3,83	0,50	0,20	15,20	0,00	24,70	34,20	0,00	0,40	0,50	2,10	0,00	0,00	2,30	1,90	1,38	1,63	58,90	99,00	a	+
E57	15,00	11,00	9,58	1,00	9,30	5,20	14,50	4,16	0,50	0,21	17,00	0,00	26,50	36,10	0,00	0,70	1,30	0,00	0,00	0,00	0,50	0,70	1,36	1,56	62,60	83,00	ac	+
E58	11,00	16,00	2,25	3,00	3,90	35,60	39,50	6,23	0,47	0,21	14,00	0,00	21,20	34,00	0,40	1,90	2,50	2,40	0,10	0,00	1,40	3,70	1,60	1,51	55,20	62,00	ac	-
E59	39,00	5,00	10,57	0,00	11,50	44,50	56,00	4,25	0,50	0,21	15,60	0,00	27,40	41,60	0,00	1,60	3,50	1,90	0,00	0,00	1,20	0,00	1,52	1,76	69,00	77,00	ac	+
E60	19,00	19,00	7,47	1,00	10,10	40,70	50,80	4,22	0,77	0,34	16,40	0,00	26,60	34,20	0,00	1,10	1,50	2,00	0,00	0,00	1,20	0,10	1,29	1,62	60,80	83,00	ac	+++
E61	9,00	11,00	7,61	1,00	11,00	39,80	50,80	3,98	0,49	0,16	15,40	0,00	34,30	38,70	0,00	0,80	0,40	2,20	0,00	0,00	2,20	0,00	1,13	2,23	73,00	71,00	ac	++
E62	6,00	6,00	15,57	1,50	8,30	38,50	46,80	3,90	0,31	0,10	17,00	0,00	28,90	35,50	0,00	0,70	1,20	2,30	0,00	0,10	1,80	0,10	1,23	1,70	64,40	83,00	ac	++
E63	22,00	13,00	5,84	0,25	7,50	34,50	42,00	4,10	0,41	0,13	15,20	0,00	29,80	42,60	0,00	0,70	0,40	2,10	0,00	0,00	1,70	0,00	1,43	1,96	72,40	58,50	ac	-
E64	10,00	12,00	15,93	1,50	11,00	22,40	33,40	3,79	0,55	0,22	15,80	0,00	31,50	43,10	0,00	1,40	1,90	2,20	0,00	0,00	1,40	0,00	1,37	1,99	74,60	83,00	ac	+
E65	18,00	17,00	4,24	1,50	7,60	37,20	44,80	4,08	0,49	0,20	14,60	0,00	28,10	43,90	0,00	2,00	4,30	2,50	0,00	0,00	1,10	0,40	1,56	1,92	72,00	77,00	ac	+
E66	19,00	5,00	18,23	0,00	9,80	39,70	49,50	3,40	0,40	0,12	16,80	0,00	29,00	42,50	0,00	0,50	0,30	2,10	0,00	0,00	1,30	0,00	1,47	1,73	71,50	58,50	ac	-

Am: Amylase, Inv: Invertase, Al: Acidité libre, Ac: Lactones, At: Acidité totale, CE: Conductivité électrique, MM: matières minérales,
Tre: Tréhalose, G: Glucose, F: Fructose, Mel: Mélibiose, Iso: Isomaltose, S: Saccharose, T: Turanose,
R: Raffinose, Mé: Mélézitose, M: Maltose, Erl: Erlose, PF: Unité Pfund, Coul: Couleur, Pol: Poly phénols.
+ : Faible ++ : moyen, +++ : important, - : absence b : blanc aec : ambré extra clair ac : ambré clair a : ambré f : foncé

Annexe II : suite 2

Correspondance entre l'échelle officielle de Pfund et les couleurs standards (Schweitzer, 2001)

0 à 8 mm Pfund	→	Blanc d'eau
8 à 16.5 mm Pfund	→	Extra blanc
16.5 à 34 mm Pfund	→	Blanc
34 à 50 mm Pfund	→	Ambré extra clair
50 à 85 mm Pfund	→	Ambré clair
85 à 114 mm Pfund	→	Ambré
> 114 mm Pfund	→	Foncé

Annexe III: Spectre pollinique des miels étudiés.

D. pollens dominants (> 45%), A. pollens d'accompagnement (16-45%), I. Pollens isolés importants (3-15%), R. pollens isolés rares (< 3%).

Types de GP	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33
Aca	-	R	-	-	-	-	-	R	-	-	-	R	R	-	-	R	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R
Act	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ai	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	R	-	-
Alc	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
All	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Amb	-	-	-	-	-	-	-	-	I	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Amp	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	I	R	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-
Ant	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-
Atl	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Api	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	I	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Arc	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	R	R	-	R	-
Are	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
A	R	R	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Asl	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Asp	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ast	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	I	-	-	-	I	-	-	-	-	-	-
Bor	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Bo	-	R	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	R	R	R	-	-	R	-	-	-	R	-
Br	-	-	-	-	R	R	-	-	R	-	-	R	-	R	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	R	I
Bra	-	-	-	R	-	-	R	-	-	-	R	-	R	-	R	R	-	-	R	-	-	-	-	-	-	I	I	R	R	-	-	-	-
Ca	R	R	R	-	-	-	R	R	R	R	R	R	-	R	R	R	-	-	-	R	R	R	I	I	-	R	-	R	-	-	-	R	R
Car	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	R	-	-	-	-	-
Cart	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	I	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cary	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cas	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	I	-	-	-
Ct	R	-	-	-	-	R	-	-	R	-	-	R	R	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	I	-	-	-
Ctc	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ctcy	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	A	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ctj	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-
Ces	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Aca : *Acacia*, Act : *Achillea-type*, Ai : *Ailanthus*, Alc : *Alliacées*, All : *Allium sp*, Amb : *Ambrosia*, Amp : *Ampelopsis*, Ant : *Anthemis*, Atl : *Anthyllis*, Api : *Apiacées*, Arc : *Arctium*, Are : *Arecaçées*, A : *Aster*, Asl : *Asteraceae liguliflore*, Asp : *Asphodelus*, Ast : *Astragalus*, Bor : *Boraginacées*, Bo : *Borago*, Br : *Brassica*, Bra : *Brassicacées*, Ca : *Carduus*, Car : *Carex*, Cart : *Carthamus*, Cary : *Caryophylacées*, Cas : *Castanea*, Ct : *Centaurea*, Ctc : *Centaurea calcitrapa*, Ctcy : *Centaurea cyanus*, Ctj : *Centaurea jacea*, Ces : *Ceratonia siliqua*,

Annexe III. Suite 1

Types de GP	34	35	36	37	38	39	40	41	42	43	44	45	46	47	48	49	50	51	52	53	54	55	56	57	58	59	60	61	62	63	64	65	66		
Aca	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	R	-	-	R	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	R	
Act	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	
Ai	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-		
Alc	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	
All	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	
Amb	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-		
Amp	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-		
Ant	-	-	-	-	-	R	R	-	-	-	-	R	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-		
Atl	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	
Api	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	I	I	I	-	-	-	R	-	I	R	I	R	I	I	I	I		
Arc	I	-	-	R	-	-	-	-	-	-	R	R	-	-	R	-	-	-	R	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Are	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
A	-	-	-	R	-	R	-	-	R	A	R	-	-	-	I	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Asl	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	R	R	R	R	R	R	R	-	R	R	R	R	-	-	R	R	-
Asp	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	R	R	-	R	-	-	R	-	-	
Ast	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Bor	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	
Bo	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Br	-	R	R	-	R	R	R	-	-	-	-	-	R	R	R	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Bra	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	A	R	-	I	I	-	-	R	-	R	R	-	R	I	-	I		
Ca	-	R	R	R	-	-	-	-	-	R	R	-	-	-	-	R	-	R	I	R	-	R	R	R	R	R	R	R	R	-	R	-	-	R	
Car	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Cart	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Cary	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Cas	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Ct	-	-	-	R	-	R	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	A	R	-	R	R	D	I	-	-	R	-	-	R	R	-	R		
Ctc	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Ctcy	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Ctj	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Ces	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	

Aca : *Acacia*, Act : *Achillea-type*, Ai : *Ailanthus*, Alc : *Alliacées*, All : *Allium sp*, Amb : *Ambrosia*, Amp : *Ampelopsis*, Ant : *Anthemis*, Atl : *Anthyllis*, Api : *Apiacées*, Arc : *Arctium*, Are: *Arecacées*, A : *Aster*, Asl: *Asteraceae liguliflore*, Asp : *Asphodelus*, Ast: *Astragalus*, Bor : *Boraginacées*, Bo : *Borago*, Br : *Brassica*, Bra : *Brassicacées*, Ca: *Carduus*, Car : *Carex*, Cart : *Carthamus*, Cary : *Caryophylacées*, Cas: *Castanea*, Ct: *Centaurea*, Ctc: *Centaurea calcitrapa*, Ctcy : *Centaurea cyanus*, Ctj : *Centaurea jacea*, Ces: *Ceratonia siliqua*,

Annexe III. Suite 2

Types de GP	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33
Che	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-
Chr	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	I	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-
Ci	R	-	-	-	-	-	-	R	-	R	-	R	-	R	R	-	D	-	R	-	-	-	R	I	R	R	R	-	I	R	-	-	-
Cit	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-
C	-	-	-	-	-	-	A	-	-	-	-	R	-	-	R	R	-	-	-	I	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	R
CoS	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	I	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-
CoT	-	-	-	-	-	R	-	-	R	-	-	-	-	R	-	R	-	I	R	-	R	-	-	-	-	-	-	R	R	-	-	-	R
Co	R	R	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	R	R	-	-	-	R	-	-	R	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cor	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cu	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	R
Cuc	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
D	R	R	-	-	-	R	R	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	I	-	R	R	-	-	-	-	I	-	-	-	D	R	R
Ec	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ech	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
E	-	-	-	I	A	R	R	R	-	I	R	R	R	R	R	-	R	-	-	-	-	R	A	A	R	-	-	-	-	A	R	A	R
Ep	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Eri	R	R	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Er	-	-	-	-	R	-	-	R	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	I	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-
Eu	-	-	-	R	A	D	R	D	R	R	-	D	D	D	R	R	-	-	D	R	A	I	A	I	D	-	I	I	R	I	I	R	A
Fa	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Fo	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ga	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-
Ge	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Gér	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Gle	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	I	-	-	-	-
Go	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-
Hed	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
He	D	D	D	R	-	-	R	R	-	R	D	R	-	-	R	-	-	R	R	-	I	I	-	I	A	R	A	R	-	-	R	I	-
H	-	-	-	-	-	-	-	-	A	-	R	-	-	-	-	-	I	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Che : *Chenopodiaceae*,
 CoT: *Composita T*,
 Ec : *Ecballium*,
 Eu : *Eucalyptus*,
 Gle : *Gledistsia*,

Chr : *Chrozophora*,
 Co : *Convolvulus*,
 Ech : *Echinops*,
 Fa : *Fabacées*,
 Go : *Gossypium*,

Ci : *Cistus*,
 Cor : *Cornus sanguinea*,
 E : *Echium*,
 Fo : *Foeniculum*,
 Hed : *Hedera*,

Cit : *Citrullus*,
 Cuc : *Cucurbitacées*,
 Ep : *Ephedra*,
 Ga : *Galega*,
 He : *Hedysarum*,

C : *Citrus*,
 Cu : *Cucumis*,
 Eri : *Erica*,
 Ge : *Genista*,
 H : *Helianthus*,

CoS : *Composita S*,
 D : *Daucus*,
 Er : *Eryngium*,
 Gér : *Géraniacées*,

Annexe III. Suite 3

Types de GP	34	35	36	37	38	39	40	41	42	43	44	45	46	47	48	49	50	51	52	53	54	55	56	57	58	59	60	61	62	63	64	65	66	
Che	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	R	R	-	-	R	-	R	
Chr	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	R	-	-	
Ci	-	-	-	R	-	R	-	-	-	R	R	-	R	R	-	R	R	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	R	-	-	-	R	-	
Cit	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
C	R	-	-	-	-	R	I	-	-	-	-	R	D	I	-	-	-	D	-	-	-	I	-	-	R	-	-	R	-	R	R	-	I	
CoS	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
CoT	-	-	R	-	-	R	-	-	R	-	R	-	-	R	R	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Co	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	R	-	-	-	R	R	-	-	-	R	-	-	-	R	R	-	R	R	R	-	
Cor	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Cu	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	
Cuc	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	R	-	-	-	
D	A	R	-	-	R	A	-	R	I	-	A	-	-	-	-	I	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Ec	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	R	-	R	R	R	-	-	-	-	-	
Ech	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	R	R	-	R	-	R	-	R	R	-	R	
E	R	R	I	-	R	-	R	R	-	R	-	-	-	R	-	-	R	-	I	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Ep	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Eri	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Er	A	R	-	-	-	-	-	-	R	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	R	-	-	R	-	R	
Eu	R	D	D	-	R	I	I	D	R	-	-	D	-	-	-	D	A	R	I	-	I	D	-	I	D	I	D	D	R	D	I	I	D	
Fa	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	R	-	-	-	-	-	R	R	R
Fo	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ga	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	I	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Ge	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	R	-	-	R	-	R	R	
Gér	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Gle	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Go	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Hed	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
He	R	R	-	D	-	-	R	-	-	-	I	-	-	A	A	-	-	-	A	D	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	D	I	-	
H	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	R	-	-	-	-	-	

Che : *Chenopodiaceae*,
 CoT: *Composita T*,
 Ec : *Ecballium*,
 Eu : *Eucalyptus*,
 Gle : *Gledistsia*,

Chr : *Chrozophora*,
 Co : *Convolvulus*,
 Ech : *Echinops*,
 Fa : *Fabacées*,
 Go : *Gossypium*,

Ci : *Cistus*,
 Cor : *Cornus sanguinea*,
 E : *Echium*,
 Fo : *Foeniculum*,
 Hed : *Hedera*,

Cit : *Citrullus*,
 Cuc : *Cucurbitacées*,
 Ep : *Ephedra*,
 Ga : *Galega*,
 He : *Hedysarum*,

C : *Citrus*,
 Cu : *Cucumis*,
 Eri : *Erica*,
 Ge : *Genista*,
 H : *Helianthus*,

CoS : *Composita S*,
 D: *Daucus*,
 Er : *Eryngium*,
 Gér: *Géraniacées*,

Annexe III. Suite 4.

Types de GP	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	
Hel	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Hy	-	-	-	-	-	-	-	-	A	-	-	-	-	-	-	-	I	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	I	-	-	-
Lam	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Lav	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-
Lil	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Lo	-	-	R	R	-	R	-	-	-	-	I	-	-	-	-	-	R	-	-	-	R	-	-	R	R	R	-	-	-	-	-	-	R	-
Mas	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
M	-	R	R	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Me	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	R	-	-	-	R	R	R	R	-	R	-	-	-	-	-	-	-
Mr	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-
My	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ni	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-
O	-	R	-	A	R	-	A	-	-	R	R	R	R	R	A	-	I	R	R	-	R	-	R	R	R	R	R	-	R	R	R	R	R	I
On	R	-	-	-	-	-	-	-	-	A	-	-	-	-	-	-	-	R	R	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ono	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Oxp	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	I	-	R	-	-
Pa	-	-	-	-	-	R	-	-	R	-	-	-	-	-	-	R	-	R	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pp	R	-	-	R	R	R	R	R	-	R	R	-	R	-	I	R	R	I	-	-	-	-	R	R	R	I	R	R	-	-	-	-	-	R
Pe	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ph	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
P	R	R	-	-	R	I	-	R	R	-	-	I	I	-	R	-	-	D	R	-	A	D	R	R	R	-	A	-	-	-	-	I	R	A
Pi	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pin	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-
Pir	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pis	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pist	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pl	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	I	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-
Poa	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	I	-	-	-
Pté	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	I	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Hel : *Helianthemum*,
M: *Medicago*,
Ono: *Onopordon*,
Pi: *Pinacées*,
Pté : *Ptérocarpus*

Hy : *Hypocoum*,
Me : *Mentha*,
Oxp: *Oxalis pes-caprae*,
Pin: *Pinus*,

Lam: *Lamiacées*,
Mr: *Mercurialis*,
Pa: *Palmae*,
Pir : *Pirus*,

Lav : *Lavandula*,
My : *Myrtus*,
Pp: *Papaver*,
Pis : *Pistacia*,

Lil : *Liliacées*,
Ni: *Nigella*,
Pe: *Peganum*,
Pist : *Pisum-type*,

Lo : *Lotus*,
O : *Olea*,
Ph: *Phlox*,
Pl : *Plantago*,

Mas : *Malva sp.*,
On: *Ononis*,
P: *Pimpinella*,
Poa : *Poacées*,

Annexe III. Suite 5

Types de GP	34	35	36	37	38	39	40	41	42	43	44	45	46	47	48	49	50	51	52	53	54	55	56	57	58	59	60	61	62	63	64	65	66	
Hel	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	R	-	-	R	-	R	-	R	R	-	R	R	-	-	-
Hy	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Lam	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	I	I	-	I	-	R	R	-	-	-	R	-	R	R	R	-	-
Lav	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-
Lil	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	R	R	R	-	-	-
Lo	-	-	-	R	-	-	R	-	-	-	-	-	-	R	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-
Mas	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	R	-	-	-	-	-	-
M	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Me	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Mr	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
My	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	I	R	R
Ni	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
O	R	R	R	-	-	-	I	-	-	I	R	R	I	A	-	R	R	A	-	-	-	R	A	I	R	R	I	I	-	R	R	I	I	
On	-	-	R	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ono	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Oxp	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pa	-	-	R	-	-	-	R	-	R	-	-	-	-	R	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pp	-	R	-	-	I	R	R	R	R	R	I	R	R	R	R	R	-	R	-	-	-	-	I	R	-	R	-	R	-	-	R	R	R	
Pe	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ph	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-
P	-	-	I	R	I	A	R	R	D	R	A	R	-	R	A	I	R	-	-	-	D	R	-	-	-	A	R	-	D	-	-	D	-	
Pi	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pin	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pir	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pis	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pist	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Pl	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	I	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	I	-	-	R	-	-	-	-	-	-
Poa	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	R	R	-	-	-	-	R	-	R	R	R	R	R	R	-	-
Pté	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Hel : *Helianthemum*,
M: *Medicago*,
Ono: *Onopordon*,
Pi: *Pinacées*,
Pté : *Ptérocarpus*

Hy : *Hypocoum*,
Me : *Mentha*,
Oxp: *Oxalis pes-caprae*
Pin: *Pinus*,

Lam: *Lamiacées*,
Mr: *Mercurialis*,
Pa: *Palmae*,
Pir : *Pirus*,

Lav : *Lavandula*,
My : *Myrtus*,
Pp: *Papaver*,
Pis : *Pistacia*,

Lil : *Liliacées*,
Ni: *Nigella*,
Pe: *Peganum*,
Pist : *Pisum-type*,

Lo : *Lotus*,
O : *Olea*,
Ph: *Phlox*,
Pl : *Plantago*,

Mas : *Malva sp.*,
On: *Ononis*,
P: *Pimpinella*,
Poa : *Poacées*,

Annexe III. Suite 6

Types de GP	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33
Prud	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
P/P	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Q	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	R	-	R	-	-	-	I	-	-	R	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-
Re	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	A	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Rha	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Rh	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	R	-	-	-	-	-	-	-
R	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	I	-	-	-	-	-	-	-	-	A	-	-	-	-	-	-	R
Rb	-	-	R	R	-	-	R	-	R	-	R	I	-	-	I	R	-	-	-	R	R	R	-	R	R	D	-	R	D	-	R	-	
Ru	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-
Rum	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Sa	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R
Sam	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Sap	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-
Sca	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Sb	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Scir	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Scr	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Sed	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-
Sen	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R
Ses	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-
Sin	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Sm	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R
Sot	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Sy	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
T	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	R	-	D	R	-	-	-	-

Prud : *Prunus dulcis*,
R : *Rosmarinus*
Sap : *Sapindacées*,
Sed : *Sedum*,
Sy : *Sicyos*,

P/P : *Prunus/Pyrus*,
Rb : *Rubus*,
Sca : *Scabiosa*,
Sen : *Senecio*,
T : *Tamarix*

Q : *Quercus*,
Ru : *Ruellia*,
Sb : *Scilla bifolia*,
Ses : *Sesamum*,

Re : *Reseda*,
Rum : *Rumex*,
Scir : *Scirpus*,
Sin : *Sinapis*,

Rha : *Rhamnacées*,
Sa : *Salix*,
Scr : *Scrofulariacées*,
Sm : *Smilax*,

Rh : *Rhamnus*,
Sam : *Sambucus*,
Sot : *Solidago-type*

Annexe III. Suite 7

Types de GP	34	35	36	37	38	39	40	41	42	43	44	45	46	47	48	49	50	51	52	53	54	55	56	57	58	59	60	61	62	63	64	65	66
Prud	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	R	-	I	-	-	
P/P	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	R	-	R	-	-	R	R	-
Q	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Re	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Rha	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-
Rh	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	R	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
R	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R
Rb	A	-	-	R	R	I	-	R	-	R	-	-	R	-	-	R	-	-	I	-	-	R	-	-	-	I	-	-	-	-	R	R	-
Ru	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Rum	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Sa	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Sam	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Sap	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Sca	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Sb	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	A	-	R	I	-	-	-
Scir	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	R	R	-	-	R	R	-
Scr	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-
Sed	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	D	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Sen	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ses	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Sin	R	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Sm	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Sot	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	R
Sy	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
T	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	I	-	-	R	-	-	-	-	-	I	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Prud : *Prunus dulcis*,
R : *Rosmarinus*
Sap : *Sapindacées*,
Sed: *Sedum*,
Sy : *Sicyos*,

P/P : *Prunus/Pyrus*,
Rb : *Rubus*,
Sca : *Scabiosa*,
Sen: *Senecio*,
T : *Tamarix*

Q: *Quercus*,
Ru : *Ruellia*,
Sb : *Scilla bifolia*,
Ses : *Sesamum*,

Re : *Reseda*,
Rum : *Rumex*,
Scir : *Scirpus*,
Sin : *Sinapis*,

Rha : *Rhamnacées*,
Sa : *Salix*,
Scr : *Scrofulariacées*,
Sm: *Smilax*,

Rh : *Rhamnus*,
Sam : *Sambucus*,
Sot: *Solidago-type*

Annexe III. Suite 8

Types de GP	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33			
Ta	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-		
Te	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-		
Th	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	I	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-		
Tal	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Tr	R	-	R	R	R	-	-	-	R	A	I	R	-	-	A	-	-	R	-	A	-	I	R	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	
Tp	I	R	R	-	R	R	-	R	-	I	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	I	I	I	A	-	R	-	R	-	-	-	-	A	I	
Tsp	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Ve	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
V	-	I	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	R	R	-	-	R	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	
Vit	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Zea	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-

Types de GP	34	35	36	37	38	39	40	41	42	43	44	45	46	47	48	49	50	51	52	53	54	55	56	57	58	59	60	61	62	63	64	65	66			
Ta	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Te	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Th	R	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	R	R	R	R	-	-	R	-	-	-	-	-	R	-	-	R	-	R	-	R	-	-	
Tal	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	A	-	-	-	A	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-
Tr	-	-	R	R	R	-	-	R	R	R	R	-	-	-	R	R	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-
Tp	-	R	I	I	R	-	-	R	R	R	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Tsp	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	R
Ve	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
V	-	-	-	R	D	-	-	R	-	-	-	R	R	-	-	-	I	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Vit	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Zea	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	R	-	-

Ta : *Taraxacum*,

Te : *Teucrium*,

Th : *Thymus*,

Tal: *Trifolium alexandrinum*,

Tr : *Trifolium repens*

Tp: *Trifolium pratense*,

Tsp : *Trifolium sp.*

Ve : *Verbena*,

V : *Vicia*,

Vit : *Vitis*,

Zea : *Zea*

Annexe III. Suite 9

Aca: *Acacia*, **Act:** *Achillea*-type, **Ai:** *Ailanthus*, **Alc:** Alliacées, **All:** *Allium* sp, **Amb:** *Ambrosia*, **Amp:** *Ampelopsis*, **Ant:** *Anthemis*, **Atl:** *Anthyllis*, **Api:** Apiacées, **Arc:** *Arctium*, **Are:** *Arecacées*, **A:** *Aster*, **Asl:** *Asteraceae liguliflore*, **Asp:** *Asphodelus*, **Ast:** *Astragalus*, **Bor:** *Boraginacées*, **Bo:** *Borago*, **Br:** *Brassica*, **Bra:** *Brassicacées*, **Ca:** *Carduus*, **Car:** *Carex*, **Cart:** *Carthamus*, **Cary:** *Caryophyllacées*, **Cas:** *Castanea*, **Ct:** *Centaurea*, **Ctc:** *Centaurea calcitrapa*, **Ctcy:** *Centaurea cyanus*, **Ctj:** *Centaurea jacea*, **Ces:** *Ceratonia siliqua*, **Che:** *Chenopodiaceae*, **Chr:** *Chrozophora*, **Ci:** *Cistus*, **Cit:** *Citrullus*, **C:** *Citrus*, **CoS:** *Composita S*, **CoT:** *Composita T*, **Co:** *Convolvulus*, **Cor:** *Cornus sanguinea*, **Cuc:** *Cucurbitacées*, **Cu:** *Cucumis*, **D:** *Daucus*, **Ec:** *Ecballium*, **Ech:** *Echinops*, **E:** *Echium*, **Ep:** *Ephedra*, **Eri:** *Erica*, **Er:** *Eryngium*, **Eu:** *Eucalyptus*, **Fa:** *Fabacées*, **Fo:** *Foeniculum*, **Ga:** *Galega*, **Ge:** *Genista*, **Gér:** *Géraniacées*, **Gle:** *Gleditsia*, **Go:** *Gossypium*, **Hed:** *Hedera*, **He:** *Hedysarum*, **H:** *Helianthus*, **Hel:** *Helianthemum*, **Hy:** *Hypecoum*, **Lam:** *Lamiacées*, **Lav:** *Lavandula*, **Lil:** *Liliacées*, **Lo:** *Lotus*, **Mas:** *Malva* sp, **M:** *Medicago*, **Me:** *Mentha*, **Mr:** *Mercurialis*, **My:** *Myrtus*, **Ni:** *Nigella*, **O:** *Olea*, **On:** *Ononis*, **Ono:** *Onopordon*, **Oxp:** *Oxalis pes-caprae*, **Pa:** *Palmae*, **Pp:** *Papaver*, **Pe:** *Peganum*, **Ph:** *Phlox*, **P:** *Pimpinella*, **Pi:** *Pinacées*, **Pin:** *Pinus*, **Pir:** *Pirus*, **Pis:** *Pistacia*, **Pist:** *Pisum*-type, **Pl:** *Plantago*, **Poa:** *Poacées*, **Pté:** *Ptérocarpus*, **Prud:** *Prunus dulcis*, **P/P:** *Prunus/Pyrus*, **Q:** *Quercus*, **Re:** *Reseda*, **Rha:** *Rhamnacées*, **Rh:** *Rhamnus*, **R:** *Rosmarinus*, **Rb:** *Rubus*, **Ru:** *Ruellia*, **Rum:** *Rumex*, **Sa:** *Salix*, **Sam:** *Sambucus*, **Sap:** *Sapindacées*, **Sca:** *Scabiosa*, **Sb:** *Scilla bifolia*, **Scir:** *Scirpus*, **Scr:** *Scrofulariacées*, **Sed:** *Sedum*, **Sen:** *Senecio*, **Ses:** *Sesamum*, **Sin:** *Sinapis*, **Sm:** *Smilax*, **Sot:** *Solidago*-type, **Sy:** *Sicyos*, **T:** *Tamarix*, **Ta:** *Taraxacum*, **Te:** *Teucrium*, **Th:** *Thymus*, **Tal:** *Trifolium alexandrinum*, **Tr:** *Trifolium repens*, **Tp:** *Trifolium pratense*, **Tsp:** *Trifolium* sp, **Ve:** *Verbena*, **V:** *Vicia*, **Vit:** *Vitis*, **Zea:** *Zea*.

Annexe IV : Familles, noms communs et noms scientifiques des pollens identifiés dans les miels

Famille	Nom commun	Nom scientifique	Famille	Nom commun	Nom scientifique	Famille	Nom commun	Nom scientifique
Myrtaceae	Eucalyptus	<i>Eucalyptus</i> spp.	Plantaginaceae	Plantain	<i>Plantago</i> sp.	Asteraceae	Solidage	<i>Solidago</i> -type
Oleaceae	Olivier	<i>Olea europea</i>	Fabaceae	Tréfle d'Alexandrie	<i>Trifolium alexandrinum</i>	Araliaceae	Lierre	<i>Hedera</i> sp.
Papaveraceae	Coquelicot	<i>Papaver rhoeas</i>	Lamiaceae	romarin	<i>Rosmarinus officinalis</i>	Ephedraceae	Ephédre	<i>Ephedra</i> sp.
Apiaceae	Anis vert	<i>Pimpinella anisum</i>	Fabaceae	<i>Galega</i>	<i>Galega</i> sp.	Salicaceae	Saule	<i>Salix</i> sp.
Asteraceae	Chardon	<i>Carduus</i> sp.	Cucurbitaceae		<i>Cucumis</i> sp.	Caprifoliaceae	sureau	<i>Sambucus</i> sp.
Fabaceae	Sainfoin d'Espagne	<i>Hedysarum coronarium</i>	Rosaceae	Arbres fruitiers	<i>Prunus/Pyrus</i> sp.	Fabaceae	Févier	<i>Gleditsia</i> sp.
Boraginaceae	Vipérine faux plantain	<i>Echium plantagineum</i>	Cucurbitaceae		<i>Ecballium</i> sp.	Ranunculaceae	Nigelle	<i>Nigella</i> sp.
Rosaceae	Ronce	<i>Rubus</i> sp.	Liliaceae	Asphodèle	<i>Asphodelus</i> sp.	Fabaceae	Genet	<i>Genista</i> sp.
Cistaceae	Ciste	<i>Cistus</i> sp.	Cyperaceae	Scirpe	<i>Scirpus</i> sp.	Rosaceae	Poires	<i>Pyrus communis</i>
Fabaceae	Tréfle blanc	<i>Trifolium repens</i>	Myrtaceae	Myrte	<i>Myrtus</i> sp.	Cucurbitaceae	Sicyos	<i>Sicyos</i> sp.
Fabaceae	Tréfle violet	<i>Trifolium pratense</i>	Liliaceae	Scille à deux feuille	<i>Scilla bifolia</i>	Euphorbiaceae	Foirolle	<i>Mercurialis</i> sp.
Apiaceae	Carotte	<i>Daucus carota</i>	Poaceae	Mais	<i>Zea</i> sp.	Fabaceae	Pterocarpe	<i>Pterocarpus</i> sp.
Asteraceae	Centaurée jacée	<i>Centaurea jacea</i>	Fabaceae	Tréfle	<i>Trifolium</i> sp.	Asteraceae	Ambroisie	<i>Ambrosia</i> sp.
Rutaceae	Agrumes	<i>Citrus</i> spp.	Papaveraceae	Cumin	<i>Hybecotum</i> sp.	Liliaceae	Smilax	<i>Smilax</i> sp.
Asteraceae	Centaurée	<i>Centaurea</i> sp.	Anacardiaceae	Pistachier	<i>Pistacia</i> sp.	Vitaceae	Vigne	<i>Vitis</i> sp.
Convolvulaceae	Liseron des champs	<i>Convolvulus arvensis</i>	Fabaceae	Luzerne	<i>Medicago</i> sp.	Fagaceae	Chataignier	<i>Castanea sativa</i>
Brassicaceae	Moutarde	<i>Brassica</i> sp.	Brassicaceae	Moutarde	<i>Sinapis</i> sp.	Malvaceae	Cotonnier	<i>Gossypium</i> sp.
Oxalidaceae	Oxalide des bermudes	<i>Oxalis pes-caprae</i>	Cyperaceae	Carex	<i>Carex</i> sp.	Acanthaceae	Ruelie	<i>Ruellia</i> sp.
Fabaceae	Lotier corniculé	<i>Lotus corniculatus</i>	Résédacée	Réséda	<i>Reseda</i> sp.	Pedaliaceae	Sesame	<i>Sesamum</i> sp.
Lamiaceae	Thym	<i>Thymus</i> sp.	Asteraceae	Carthame	<i>Carthamus</i> sp.	Fabaceae	Pois	<i>Pisum</i> -type
Apiaceae	Panicaut	<i>Eryngium</i> sp.	Crassulaceae		<i>Sedum</i> -type	Asteraceae	Pissenlit	<i>Taraxacum</i> sp.
Asteraceae	Camomille	<i>Anthemis</i> sp.	Lamiaceae	Lavande	<i>Lavandula</i> sp.	Zygophyllaceae	Pégane	<i>Peganum</i> sp.
Fabaceae	Vesce	<i>Vicia</i> sp.	Rosaceae	Amandier	<i>Prunus dulcis</i>	Asteraceae	Onoporde	<i>Onopordon</i> sp.
Fabaceae	Robinier	<i>Acacia</i> sp.	Asteraceae	Achillée	<i>Achillea</i> -type	Polemoniaceae	Phlox	<i>Phlox</i> sp.
Tamaricaceae	Tamaris	<i>Tamarix</i> sp.	Asteraceae	Bleuet des champs	<i>Centaurea cyanus</i>	Fabaceae	Caroubier	<i>Ceratonia siliqua</i>
Asteraceae	Bardane	<i>Arctium</i> sp.	Lamiaceae	Germandrée	<i>Teucrium</i> sp.	Fabaceae	Anthyllis	<i>Anthyllis</i> sp.
Boraginaceae	Bourrache	<i>Borago</i> sp.	Fabaceae	Astragale	<i>Astragalus</i> sp.	Rhamnaceae		<i>Rhamnus</i> sp.
Arecaceae	Palmier	Palmae	Simaroubaceae	Ailante	<i>Ailanthus</i> sp.	Asteraceae	Tournesol	<i>Helianthus annuus</i>
Asteraceae	Aster	<i>Aster</i> sp.	Polygonaceae	oseille	<i>Rumex</i> sp.	Alliaceae	Ail	<i>Allium</i> sp.
Lamiaceae	Menthe	<i>Mentha</i> sp.	Pinaceae	Pin	<i>Pinus</i> sp.	Cucurbitaceae	Melon	<i>Citrullus</i> sp.
Fabaceae	Ononis	<i>Ononis</i> sp.	Lamiaceae	Verveine	<i>Verbena</i> sp.	Malvaceae	Mauve	<i>Malva</i> sp.
Fagaceae	Chêne	<i>Quercus</i> sp.	Asteraceae	centaurée chausse-trape	<i>Centaurea calcitrapa</i>	Asteraceae	sénecon	<i>Senecio</i> sp.
Asteraceae	Boulette	<i>Echinops</i> sp.	Apiaceae	Fenouil	<i>Foeniculum</i> sp.	Asteraceae	Scabieuse	<i>Centaurea scabiosa</i>
Euphorbiaceae	Tournesol des teinturiers	<i>Chrozophora tinctoria</i>	Vitaceae	Ampelopsis, pepper vine	<i>Ampelopsis</i> sp.	Cistaceae	Hélianthème	<i>Helianthemum</i> sp.
Cornaceae	Cornouiller sanguin	<i>Cornus sanguinea</i>	Ericaceae	Bruyère	<i>Erica</i> sp.			

Annexe V : Principaux grains de pollen de référence

Famille	Nom commun	Nom scientifique
Papaveraceae	Coquelicot	<i>Papaver rhoeas</i>
	Cumin	<i>Hypercium</i> sp.
Apiaceae	Anis vert	<i>Pimpinella anisum</i>
	Carotte	<i>Daucus carota</i>
	Panicaut maritime	<i>Eryngium maritimum</i> .
Asteraceae	Bleuet des champs	<i>Centaurea cyanus</i>
	Tournesol	<i>Helianthus annuus</i>
	Pissenlit	<i>Taraxacum officinale</i> .
	Oeil du christ	<i>Aster amellus</i>
Boraginaceae	Bourrage	<i>Borago officinalis</i> .
	Vipérine commune	<i>Echium vulgare</i>
Rosaceae	Cerisier sauvage	<i>Prunus avium</i>
	Framboisier	<i>Rubus idaeus</i>
Cistaceae	Ciste ladanifère	<i>Cistus ladaniferus</i> .
	Héliantheme	<i>Helianthemum vulgare</i>
Brassicaceae	Colza	<i>Brassica napus</i>
Lamiaceae	Lavande	<i>Lavandula stoechas</i>
	Romarin	<i>Rosmarinus officinalis</i>
	Menthe pouliot	<i>Mentha pulegium</i>
Fagaceae	Châtaignier	<i>Castanea sativa</i>
Convolvulaceae	Liseron des champs	<i>Convolvulus arvensis</i>
Resedaceae	Réséda des teinturiers	<i>Reseda luteola</i>
Malvaceae	Mauve	<i>Malva</i> sp.
Tiliaceae	Tilleul	<i>Tilia cordata</i>
Fabaceae	Sainfoin d'Espagne	<i>Hedysarum coronarium</i>
	Lotier corniculé	<i>Lotus corniculatus</i> .
	Ononis rampante	<i>Ononis repens</i>
	Vesce commune	<i>Vicia sativa</i>
	Tréfle blanc	<i>Trifolium repens</i>
	Tréfle violet	<i>Trifolium pratense</i>

Annexe V : suite



Daucus carota (x 100)



Pimpinella anisum (x 100)



Papaver rhoeas (x 100)



Vicia sativa (x 100)



Hedysarum coronarium (x 100)



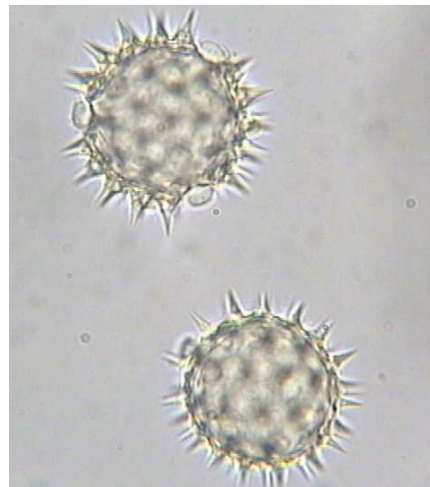
Trifolium pratense (x 100)



Trifolium repens (x 100)



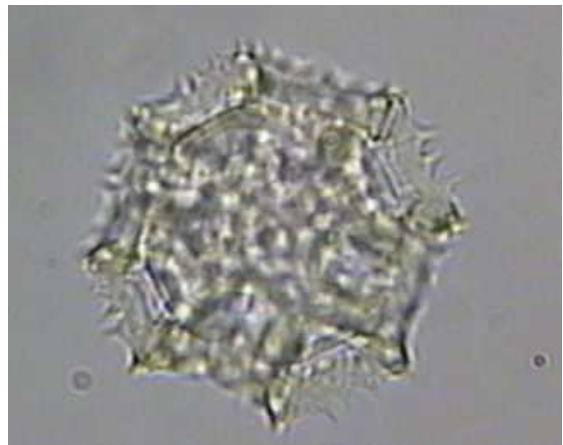
Aster amellus (x 100)



Helianthus annuus (x 100)



Centaurea cyanus (x 100)



Taraxacum officinale (x 100)



Rosmarinus officinalis (x 100)



Lavandula stoechas (x 100)



Borago officinalis (x 100)



Echium vulgare (x 100)



Prunus avium (x 100)



Rubus idaeus (x 100)



Cistus ladanifer (x 100)



Convolvulus arvensis (x 100)



Brassica napus (x 100)



Eryngium maritimum. (x 100)



Ononis repens (x 100)



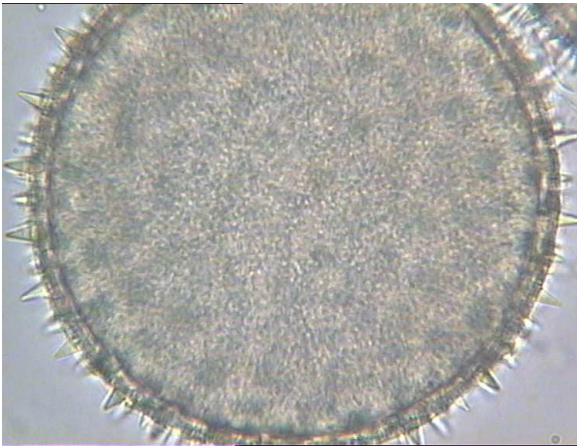
Lotus corniculatus (x 100)



Mentha pulegium (x 100)



Reseda luteola (x 100)



Malva sp. (x 100)



Tilia cordata (x 100)



Hypecoum sp (x 100)



Helianthemum vulgare (x 100)

Annexe VI: Les plantes dominantes étudiées en analyses statistiques (Fig 16 et Fig 17)

Code	Espèce	Echantillon
C	<i>Citrus</i>	E46
Eu10	<i>Eucalyptus</i>	E55
COctbra	<i>Citrus+Olea+Centaurea+brassicassée</i>	E51
He1	<i>Hedysarum</i>	E1
He6	<i>Hedysarum</i>	E53
Eu7	<i>Eucalyptus</i>	E41
CtO	<i>Centaurea+ Olea</i>	E56
He5	<i>Hedysarum</i>	E37
Eu1	<i>Eucalyptus</i>	E8
Eu3	<i>Eucalyptus</i>	E13
Eu4	<i>Eucalyptus</i>	E14
Eu6	<i>Eucalyptus</i>	E36
Eu5	<i>Eucalyptus</i>	E35
D	<i>Daucus</i>	E31
P3	<i>Pimpinella</i>	E54
P6	<i>Pimpinella</i>	E42
Eu8	<i>Eucalyptus</i>	E45
Eu2	<i>Eucalyptus</i>	E12
CiCtcy	<i>Cistus+Centaurea cyanus</i>	E17
He4	<i>Hedysarum</i>	E11
Rb	<i>Rubus</i>	E29
P5	<i>Pimpinella</i>	E65
E9	<i>Eucalyptus</i>	E49
He7	<i>Hedysarum</i>	E64
Eu12	<i>Eucalyptus</i>	E60
RRb	<i>Rosmarinus+Rubus</i>	E26
Eu13	<i>Eucalyptus</i>	E61
Eu15	<i>Eucalyptus</i>	E66
P4	<i>Pimpinella</i>	E62
Eu14	<i>Eucalyptus</i>	E63
EuHe	<i>Eucalyptus+ Hedysarum</i>	E25
He2	<i>Hedysarum</i>	E2
He3	<i>Hedysarum</i>	E3
P1	<i>Pimpinella</i>	E18
P2	<i>Pimpinella</i>	E22
T	<i>Tamarix</i>	E28
Eu11	<i>Eucalyptus</i>	E58
V	<i>Vicia</i>	E38

Annexe VII: Données statistiques de l'ACP des données palynologiques

Répartition des valeurs propres et des pourcentages de variance associés à chacune des composantes principales.

Axes	Valeurs propres	Variance (%)	Variance cumulée (%)
1	5.056	38.889	38.889
2	2.492	19.173	58.062
3	1.348	10.370	68.431
4	1.291	9.933	78.364

	Coordonnées des observations			Cos ² des observations			Contribution des observations		
	Dim.1	Dim.2	Dim.3	Dim.1	Dim.2	Dim.3	Dim.1	Dim.2	Dim.3
Am	0.59	0.27	-0.16	0.35	0.07	0.03	6.84	2.92	1.96
HMF	0.67	-0.29	0.30	0.45	0.08	0.09	8.96	3.32	6.67
Al	0.54	-0.44	0.30	0.29	0.19	0.09	5.72	7.79	6.46
pH	0.04	0.77	0.23	0.00	0.59	0.05	0.03	23.80	3.92
CE	0.29	0.01	0.84	0.08	0.00	0.70	1.63	0.01	51.97
H2O	0.56	-0.50	0.06	0.31	0.25	0.00	6.12	9.96	0.26
G	0.75	-0.24	-0.22	0.56	0.06	0.05	10.98	2.26	3.68
F	0.79	-0.13	-0.21	0.63	0.02	0.05	12.37	0.72	3.35
S	0.19	0.71	0.36	0.03	0.50	0.13	0.68	19.95	9.40
FG	0.91	-0.09	-0.21	0.84	0.01	0.04	16.52	0.31	3.12
PF	0.94	0.10	0.16	0.88	0.01	0.03	17.44	0.42	1.87
Ac	0.48	0.66	-0.25	0.23	0.44	0.06	4.55	17.48	4.79
At	0.64	0.52	-0.19	0.41	0.28	0.03	8.15	11.06	2.54

Annexe VII: Suite

	Coordonnées des individus			Cos ² des individus			Contribution des individus		
	Dim.1	Dim.2	Dim.3	Dim.1	Dim.2	Dim.3	Dim.1	Dim.2	Dim.3
C	-2.15	-0.85	-0.58	0.66	0.10	0.05	2.40	0.76	0.66
COctbra	-0.81	-2.05	-2.15	0.06	0.38	0.41	0.34	4.46	9.00
ciCtcy	0.05	1.83	2.03	0.00	0.23	0.29	0.00	3.52	8.07
CtO	-2.18	-0.61	0.72	0.51	0.04	0.06	2.47	0.39	1.00
D	-0.23	-1.16	-0.34	0.01	0.19	0.02	0.03	1.42	0.23
Eu1	0.05	-0.85	0.94	0.00	0.24	0.29	0.00	0.77	1.74
Eu2	1.24	-2.28	1.71	0.06	0.22	0.12	0.81	5.50	5.72
Eu3	0.13	-0.98	0.60	0.01	0.38	0.14	0.01	1.02	0.70
Eu4	0.85	-1.43	1.77	0.09	0.25	0.38	0.37	2.15	6.09
Eu5	0.16	-1.45	1.34	0.00	0.31	0.26	0.01	2.22	3.53
Eu6	0.54	-1.85	1.68	0.04	0.41	0.34	0.15	3.60	5.49
Eu7	-0.55	-0.71	-2.29	0.02	0.04	0.42	0.16	0.53	10.28
Eu8	-1.80	-0.36	0.29	0.26	0.01	0.01	1.70	0.14	0.17
Eu9	0.11	1.10	0.92	0.00	0.35	0.24	0.01	1.28	1.64
Eu10	-1.54	-0.12	-1.07	0.50	0.00	0.24	1.24	0.02	2.25
Eu11	-2.97	5.35	1.00	0.19	0.60	0.02	4.59	30.18	1.97
Eu12	-0.71	2.02	0.90	0.05	0.40	0.08	0.26	4.29	1.58
Eu13	-0.06	0.68	-1.20	0.00	0.06	0.17	0.00	0.48	2.81
Eu14	-0.57	1.12	-1.67	0.06	0.23	0.50	0.17	1.33	5.46
Eu15	0.00	0.03	-1.74	0.00	0.00	0.42	0.00	0.00	5.94
EuHe	-0.40	1.39	-0.82	0.04	0.46	0.16	0.09	2.03	1.30
He1	-0.18	-1.73	-1.12	0.01	0.62	0.26	0.02	3.17	2.45
He2	-0.27	-0.80	-0.38	0.02	0.15	0.03	0.04	0.67	0.28
He3	0.07	-1.36	-0.20	0.00	0.18	0.00	0.00	1.96	0.08
He4	-0.68	0.42	-0.43	0.11	0.04	0.04	0.24	0.19	0.36
He5	-0.97	-1.86	2.02	0.09	0.33	0.39	0.49	3.67	7.95
He6	-0.97	-1.59	-1.78	0.12	0.33	0.42	0.49	2.65	6.21
He7	-0.10	0.22	-0.01	0.00	0.02	0.00	0.00	0.05	0.00
P1	0.67	0.85	0.05	0.09	0.15	0.00	0.23	0.77	0.01
P2	1.19	-0.15	0.41	0.16	0.00	0.02	0.73	0.02	0.32
P3	0.20	-0.43	-0.05	0.01	0.04	0.00	0.02	0.19	0.00
P4	-1.02	0.96	-1.06	0.11	0.10	0.12	0.55	0.98	2.19
P5	-0.22	3.26	-0.03	0.00	0.61	0.00	0.03	11.20	0.00
P6	0.55	-0.89	1.32	0.04	0.10	0.23	0.16	0.83	3.40
RRb	-1.23	0.47	0.09	0.16	0.02	0.00	0.78	0.24	0.02
Rb	-0.51	2.22	0.09	0.02	0.46	0.00	0.14	5.22	0.02
T	1.97	0.21	-0.26	0.95	0.01	0.02	2.02	0.05	0.13
V	12.34	1.39	-0.70	0.98	0.01	0.00	79.26	2.05	0.97

Annexe VIII : Données statistiques de l'ACP des paramètres physico-chimiques

Répartition des valeurs propres et des pourcentages de variance associés à chacune des composantes principales.

Axes	Valeur propre	Variance (%)	Variance cumulée (%)
1	3.224	24.803	24.803
2	2.135	16.421	41.223
3	1.930	14.844	56.067
4	1.853	14.256	70.324

	Coordonnées des observations			Cos ² des observations			Contribution des observations		
	Dim.1	Dim.2	Dim.3	Dim.1	Dim.2	Dim.3	Dim.1	Dim.2	Dim.3
Am	0.42	0.10	0.53	0.18	0.01	0.28	5.46	0.42	14.50
HMF	-0.40	0.35	-0.06	0.16	0.13	0.00	4.99	5.90	0.18
Al	-0.07	0.88	0.05	0.00	0.77	0.00	0.15	36.15	0.12
Ac	0.73	0.22	-0.06	0.53	0.05	0.00	16.44	2.37	0.20
At	0.66	0.45	-0.05	0.43	0.20	0.00	13.33	9.30	0.14
pH	0.64	-0.30	0.23	0.40	0.09	0.05	12.55	4.08	2.77
CE	-0.01	0.33	0.48	0.00	0.11	0.23	0.01	5.10	12.07
H2O	-0.39	0.58	-0.47	0.15	0.34	0.22	4.80	16.03	11.43
G	-0.51	0.03	0.31	0.26	0.00	0.10	7.94	0.05	5.06
F	-0.54	-0.16	0.50	0.30	0.03	0.25	9.17	1.22	12.88
S	0.57	-0.10	0.48	0.33	0.01	0.23	10.15	0.49	11.90
FG	-0.69	-0.10	0.54	0.48	0.01	0.29	14.80	0.42	15.23
PF	0.08	0.63	0.51	0.01	0.39	0.26	0.21	18.47	13.53

Annexe VIII: suite

	Coordonnées des individus			Cos ² des individus			Contribution des individus		
	Dim.1	Dim.2	Dim.3	Dim.1	Dim.2	Dim.3	Dim.1	Dim.2	Dim.3
E1	-1.82	0.18	-0.64	0.55	0.01	0.07	1.56	0.02	0.33
E2	0.21	1.06	-1.27	0.01	0.24	0.35	0.02	0.80	1.27
E3	0.00	1.95	-1.22	0.00	0.32	0.12	0.00	2.69	1.16
E4	-1.27	-0.25	-0.82	0.32	0.01	0.14	0.76	0.04	0.53
E5	0.14	1.96	-0.25	0.00	0.50	0.01	0.01	2.72	0.05
E6	1.31	-0.26	1.53	0.25	0.01	0.34	0.81	0.05	1.85
E7	0.25	-2.69	-2.33	0.00	0.48	0.36	0.03	5.13	4.27
E8	-0.32	1.38	-0.39	0.03	0.54	0.04	0.05	1.35	0.12
E9	0.71	-0.25	2.24	0.06	0.01	0.62	0.23	0.05	3.94
E10	-0.32	-1.53	-1.75	0.01	0.24	0.32	0.05	1.66	2.40
E11	-0.17	-1.52	1.12	0.01	0.43	0.23	0.01	1.63	0.99
E12	-2.72	2.22	-0.02	0.23	0.15	0.00	3.48	3.51	0.00
E13	-0.96	0.86	0.16	0.29	0.23	0.01	0.44	0.53	0.02
E14	-1.15	2.38	0.78	0.11	0.47	0.05	0.62	4.03	0.47
E15	-2.00	-0.97	-0.29	0.33	0.08	0.01	1.88	0.66	0.06
E16	-0.08	1.80	-0.13	0.00	0.28	0.00	0.00	2.30	0.01
E17	2.38	0.64	2.28	0.29	0.02	0.27	2.66	0.30	4.09
E18	1.55	1.49	0.56	0.31	0.29	0.04	1.12	1.57	0.25
E19	1.68	1.56	-0.69	0.28	0.25	0.05	1.33	1.74	0.37
E20	-0.24	0.87	-1.16	0.01	0.08	0.14	0.03	0.53	1.05
E21	0.01	3.97	0.08	0.00	0.81	0.00	0.00	11.21	0.00
E22	0.84	2.56	0.88	0.06	0.56	0.07	0.33	4.64	0.61
E23	-0.04	0.21	0.44	0.00	0.01	0.04	0.00	0.03	0.16
E24	1.21	0.82	-0.61	0.13	0.06	0.03	0.69	0.48	0.30
E25	1.37	-0.80	0.54	0.29	0.10	0.05	0.88	0.46	0.23
E26	0.03	-1.60	-0.98	0.00	0.19	0.07	0.00	1.82	0.75
E27	1.31	0.09	-0.24	0.28	0.00	0.01	0.81	0.01	0.04
E28	3.15	-1.19	2.96	0.42	0.06	0.37	4.67	1.00	6.89
E29	1.83	-1.38	2.44	0.26	0.15	0.45	1.57	1.36	4.68
E30	-2.07	0.79	-1.68	0.10	0.01	0.07	2.02	0.44	2.21
E31	-2.46	-0.91	1.92	0.42	0.06	0.26	2.85	0.58	2.90
E32	-1.05	-1.84	0.62	0.08	0.25	0.03	0.52	2.41	0.30
E33	-1.79	0.40	-0.44	0.36	0.02	0.02	1.51	0.11	0.15
E34	1.43	-1.80	-0.23	0.13	0.21	0.00	0.96	2.29	0.04
E35	-2.27	0.54	1.51	0.45	0.03	0.20	2.43	0.21	1.78
E36	-2.20	1.38	0.75	0.45	0.18	0.05	2.28	1.36	0.45
E37	-0.40	1.65	-1.33	0.01	0.22	0.14	0.08	1.93	1.40
E38	-1.79	-3.17	-0.87	0.18	0.56	0.04	1.51	7.13	0.59
E39	-2.35	0.21	1.63	0.44	0.00	0.21	2.60	0.03	2.10
E40	-3.05	-0.47	0.34	0.68	0.02	0.01	4.36	0.16	0.09
E41	-1.81	-1.97	1.21	0.18	0.21	0.08	1.54	2.76	1.15
E42	-1.82	0.44	2.75	0.24	0.01	0.54	1.56	0.14	5.94
E43	0.13	2.13	-2.87	0.00	0.21	0.38	0.01	3.22	6.46
E44	-0.83	-1.31	1.89	0.08	0.21	0.44	0.32	1.21	2.81
E45	-1.81	-3.02	0.85	0.20	0.57	0.05	1.54	6.48	0.57
E46	-0.46	-1.56	-2.07	0.03	0.30	0.53	0.10	1.73	3.37
E47	-1.44	-0.88	-1.57	0.31	0.12	0.37	0.97	0.55	1.94
E48	0.64	1.73	1.77	0.04	0.32	0.33	0.19	2.11	2.46
E49	1.14	0.71	1.52	0.20	0.08	0.35	0.61	0.36	1.82
E50	-0.84	-0.24	-0.50	0.11	0.01	0.04	0.33	0.04	0.20
E51	-2.23	-0.88	-1.56	0.32	0.05	0.16	2.33	0.55	1.91
E52	-0.55	-1.21	-0.67	0.07	0.31	0.10	0.14	1.04	0.35
E53	-2.11	-1.44	-0.73	0.46	0.21	0.06	2.10	1.47	0.42
E54	-1.10	-0.16	1.99	0.14	0.00	0.46	0.57	0.02	3.12
E55	0.71	-0.83	-1.47	0.09	0.12	0.38	0.24	0.49	1.69
E56	1.32	0.42	-1.87	0.10	0.01	0.20	0.81	0.12	2.75
E57	0.84	-0.56	-1.44	0.07	0.03	0.20	0.33	0.22	1.62
E58	6.63	-2.77	-1.49	0.62	0.11	0.03	20.65	5.45	1.75
E59	3.95	0.60	1.54	0.65	0.01	0.10	7.35	0.25	1.87
E60	3.77	1.16	-1.11	0.72	0.07	0.06	6.68	0.95	0.97
E61	0.88	0.36	-0.46	0.06	0.01	0.02	0.36	0.09	0.16
E62	2.08	0.45	-2.30	0.29	0.01	0.35	2.04	0.15	4.14
E63	1.09	-1.03	-0.13	0.15	0.14	0.00	0.55	0.75	0.01
E64	-0.25	0.00	0.75	0.02	0.00	0.16	0.03	0.00	0.44
E65	2.68	-1.00	1.65	0.37	0.05	0.14	3.37	0.71	2.14
E66	0.52	0.51	-1.15	0.03	0.02	0.12	0.13	0.18	1.04

Characterization of Algerian honeys by palynological and physico-chemical methods*

Chahra MAKHLOUFI¹, Jacob D. KERKVLiet², Giancarlo RICCIARDELLI D'ALBORE³,
Ali CHOUKRI⁴, Riad SAMAR⁵

¹ Université ibn Khaldoun Tiaret, Faculté des Sciences Agronomiques et Vétérinaires, 14000 Tiaret, Algeria

² Netherlands Expertise Centre for Tropical Apicultural Resources, c/o Twickelstraat 9, 7651JH Tubbergen, The Netherlands

³ Dipartimento di Scienze Agraria Università degli Studi di Perugia, Borgo XX Giugno, 06121 Perugia, Italy

⁴ Centre Universitaire de Djelfa. Institut d'Agro pastoralisme, 17000 Djelfa, Algeria

⁵ 10 route de Sougueur, 14000 Tiaret, Algeria

Received 4 July 2009 – Revised 21 October 2009 – Accepted 22 October 2009

Abstract – Sixty-six Algerian honeys were sampled for investigation on their palynological and physico-chemical properties. Results showed that the total number of pollen grains in 10 g honey ranged from 2.1×10^3 to 1.12×10^6 . In total 124 pollen species were identified and the main pollen forms were *Eucalyptus* spp., *Olea europaea*, *Papaver rhoeas*, *Pimpinella anisum*, *Carduus* sp. and *Hedysarum coronarium*. Unifloral eucalypt honeys could be distinguished from other honeys from the western Mediterranean region by the presence of *P. rhoeas* and *Centaurea* species. Physico-chemical analyses included moisture content, pH, electrical conductivity, diastase, invertase, HMF and 11 sugars. Of these parameters the electrical conductivity was somewhat elevated compared to European honeys, sucrose content was below 4.3% and only small amounts of di- and trisaccharides were present. In general the samples were found to meet the requirements of the international honey standards.

Algeria / electrical conductivity / honey / melissopalynology / sugar

1. INTRODUCTION

Algeria is the second largest country on the African continent. It has an area of about 2.4 million km² with circa 33.3 million inhabitants. As the country is intersected in the north by the Tell Atlas mountains, which parallel the Mediterranean coast, and by the Saharan Atlas in the south three different environmental and geologic conditions exist. The Tell atlas region enjoys a Mediterranean climate in the coastal areas and is ideal for beekeeping. The main honey flow is during April, May and the first part of June and many trees, cultivated crops and wild plants, like eucalypt (*Eucalyptus camaldulensis* and *E. globulus*), orange

trees (*Citrus* spp.), sunflower (*Helianthus annuus*), clover (*Trifolium* species), French honeysuckle (*Hedysarum coronarium*), Rosemary (*Rosmarinus officinalis*) and Thyme (*Thymus* sp.), provide nectar and pollen for the bees. Also natural forests, including pine trees, are good sources for the bees and it is possible to obtain honey all year round (Hussein, 2000; Ricciardelli D'Albore, 1998).

The centre part of the country consists of high plateaus with plains and some agriculture and in the south we encounter a desert climate. Here in the Saharan desert – constituting 80% of the country area – the date palm is cultivated but the conditions for beekeeping are unfavourable (Nedjraoui, 1981, 2001; Hadjiat, 1997). In the north part of the country beekeeping plays an important role. There is migratory beekeeping for honey production, but

Corresponding author: J.D. Kerkvliet,
jdkerkvliet@solcon.nl

* Manuscript editor: Stan Schneider

bees are usually not transported for pollination. It is estimated that the yearly honey production reaches 800 tonnes (Hussein, 2000). Good quality honey is highly appreciated by the consumer but due to limited knowledge by beekeepers a high standard product is not always achieved.

In general the main physico-chemical quality criteria for honey are moisture, HMF and enzyme content. In the international standards values for these and other parameters are specified (Codex Alimentarius Commission, 2001; European Commission, 2002; IHC website). The moisture content determines the capability of the product to remain stable and to resist spoilage by yeast fermentation. Maximum value is set at 20% by weight. As quality test for freshness and marker for overheating the activity of the enzyme diastase (α -amylase) is measured (minimum 8 units) and additionally in some countries the invertase activity. The amount of HMF, which stands for 5-hydroxy methyl furfural, a degradation product of fructose, is about 3 mg/kg for fresh and unheated honey but increases during storage, heating and processing. HMF-content is a world wide used important quality criterion and the maximum quantity allowed is 40 mg/kg.

To verify the botanical origin the determination of the electrical conductivity and melissopalynology (pollen analysis) are used in control laboratory. Besides the sugar spectrum can give information on this topic.

There are a few publications concerning the pollen spectrum of multifloral and unifloral honeys produced in Algeria. In the past Louveaux and Abed (1984) performed an extensive melissopalynological research on honey samples from north Africa, including 59 samples from mainly northern Algeria and Ricciardelli D'Albore (1998) mentions the main pollen types in the Mediterranean area of Algeria. An undated study published on internet (Chefrour and Tahar) reported the pollen found in six honey samples collected in east Algeria. Recently two studies, describing the melissopalynological properties together with some physico-chemical quality parameters were published. One of these concerned a research in which 11 honeys were involved (Ouchemoukh et al., 2007); in the other

(Chefrour et al., 2007) the quality of 13 honeys from northeast Algeria was evaluated. However only a limited number of honey samples were analyzed in these studies.

In order to contribute to the knowledge of the properties of multifloral and unifloral honeys from Algeria in more detail we carried out a survey on 66 honey samples originating from the main beekeeping areas, subdivided in four regions east, centre, west and south. It was our aim to characterize the honeys from these four regions by their palynological and physico-chemical properties, to compare the data with those from other honeys from the western Mediterranean area and to check if the requirements of the international standards (Codex Alimentarius Commission, 2001; European Commission, 2002; IHC website) are met. Palynological analysis was done in combination with moisture content, pH, electrical conductivity, diastase number, invertase number, hydroxymethylfurfural (HMF) and the sugar spectrum as additional criteria.

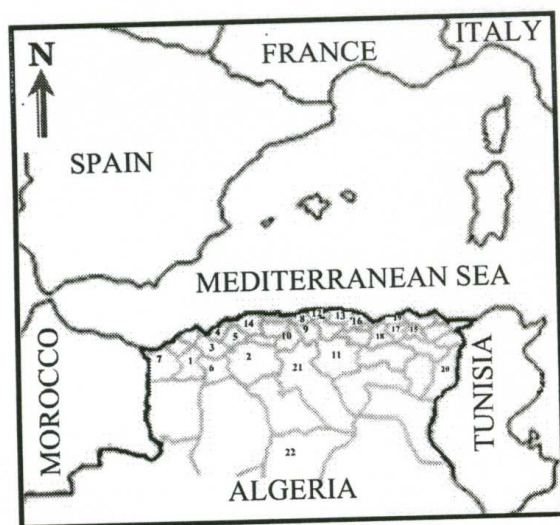
The official harmonised methods of analyses of the International Honey Commission, as published in an extra issue of *Apidologie* (Bogdanov et al., 1997), were followed in this study. Recently these (updated) methods were made available through the website of the International (former: European) Honey Commission (IHC website).

Also some other quality criteria were determined but their results and compliance with the international standards were published elsewhere (Makhloufi et al., 2007). Up to now no study was known to the authors that focussed on the melissopalynological properties as well as on the sugar spectrum and enzyme activity of honeys harvested in Algeria.

2. MATERIAL AND METHODS

2.1. Honey samples

During the years 2003–2005, 66 honey samples (500 g each), produced mainly in the Tell Atlas region of Algeria, were collected on 22 locations. They originated directly from beekeepers (59 samples) or from apicultural corporations (seven samples). Twenty samples came from the west part of



- | | |
|--------------------|-----------------|
| 1. Sidi Bel Abbas | 12. Boumerdes |
| 2. Tiaret | 13. Tizi Ouzou |
| 3. Mascara | 14. Chlef |
| 4. Mostagane | 15. Constantine |
| 5. Relizane | 16. Jijel |
| 6. Saïda | 17. Mila |
| 7. Tlemcen | 18. Sétif |
| 8. Alger | 19. Skikda |
| 9. Blida | 20. Tébessa |
| 10. Khemis Miliana | 21. Djelfa |
| 11. Médéa | 22. Ghardaïa |

Figure 1. Map of the geographical origin of the honey samples.

the region, 34 samples were from the centre part, eight samples from the east and four from the south. All samples were kept refrigerated until analysis. Details of the sampling locations are shown in Figure 1 and Table I.

2.2. Methods of analysis

2.2.1. *Melissopalynological analyses*

Quantitative melissopalynological analysis was performed according to Maurizio's method (Louveaux et al., 1978) by counting microscopically the number of pollen present in the honey sediment after centrifuging a honey solution. Pollen in 100 fields of view were counted in four fold. The results were based on the average number in the 400 fields of view and expressed as the number of pollen grains in 10 g honey (PG/10 g) in thousands (10^3) and rounded to the nearest thousand. The honeys were placed into one of the five pollen representativity classes as distinguished by Maurizio (Louveaux et al., 1978; Von der Ohe et al., 2004). Class I includes honeys poor in pollen (PG/10 g < 20×10^3), class II

includes honeys with normal pollen representativity (20×10^3 – 100×10^3), class III honeys with over-represented pollen (100×10^3 – 500×10^3), class IV with strongly over-represented pollen (500×10^3 – 10^6) and class V includes pressed honeys (PG/10 g > 10^6 pollen).

Qualitative melissopalynological analysis – the types of pollen grains with their percentages in the pollen sediment – was carried out by dissolving the honey in dilute sulphuric acid, centrifuging the solution and mounting the sediment in Kaiser's Glycerol Gelatine™ (glycerine jelly). For each sample 300 pollen were counted and their relative frequency classes were determined, using the terms 'very frequent' (for pollen constituting > 45% of the total), 'frequent' (16–45%), 'rare' (3–15%) and 'sporadic' (< 3%). According to the international melissopalynological nomenclature pollen occurring 'very frequent', resp. 'frequent' are called predominant, resp. secondary pollen; pollen occurring rare and sporadic are called important minor pollen and minor pollen (Louveaux et al., 1978). For all pollen species in the 66 samples the individual occurrence was calculated and expressed as percentage of the total studied samples in which the determined pollen type was found. Identification of pollen was done by use of microphotographs and by preparing a reference collection of pollen of a great number of plants of known scientific and local names.

2.2.2. *Physico-chemical analyses*

All physico-chemical determinations mentioned above, except pH measurements, were carried out according to the harmonised methods of the International Honey Commission (Bogdanov et al., 1997; IHC website). The principle and the instrumental details of the methods were as follows.

For measuring the water content (moisture) an Abbe refractometer was used.

Electrical conductivity was determined by using a Consort C951 conductometer.

For the determination of the enzyme diastase (α - and β -amylase) the Phadebas procedure was followed. The absorbance was measured with a Varian spectrophotometer, type UV visible Cary 50.

The measurement of the enzyme invertase (α -glucosidase) was done following the method of Siegenthaler as harmonised by the International Honey Commission (Bogdanov et al., 1997). The absorbance was measured at 400 nm with a Varian spectrophotometer type UV visible Cary 50.

Table I. Places of origin, the number of pollen grains in 10 gram, pollen representativity according to Maurizio's classes and predominant and secondary pollen types in 66 honey samples.

Sample number	Place of origin	Number of pollen in 10 g (PG/10 g) $\times 10^3$	Pollen class	Predominant and secondary pollen types
West				
E7	Relizane	13.9	I	<i>Olea europaea</i> + <i>Citrus</i>
E18	Tiaret	1019.6	V	<i>Pimpinella anisum</i>
E38	Tiaret	25.2	II	<i>Vicia</i>
E43	Tiaret	7.3	I	Multifloral + <i>Aster</i>
E44	Tiaret	24.1	II	Multifloral + <i>Pimpinella anisum</i> + <i>Daucus carota</i>
E45	Mostaganem	23.0	II	<i>Eucalyptus</i>
E46	Relizane	9.9	I	<i>Citrus</i>
E47	Mascara	34.8	II	Multifloral + <i>Olea europaea</i> + <i>Hedysarum coronarium</i>
E48	Tiaret	160.1	III	Multifloral + <i>Pimpinella anisum</i> + <i>Hedysarum coronarium</i> + <i>Trifolium alexandrinum</i>
E49	Tiaret	148.2	III	<i>Eucalyptus</i>
E50	Tiaret	18.0	I	Multifloral + <i>Eucalyptus</i>
E54	Tiaret	180.0	III	<i>Pimpinella anisum</i>
E55	Tiaret	18.2	I	<i>Eucalyptus</i>
E56	Saida	440.0	III	<i>Centaurea</i> + <i>Olea europaea</i>
E57	Sidi Bel Abbes	390.0	III	<i>Sedum</i> -type
E60	Tiaret	15.5	I	<i>Eucalyptus</i>
E62	Tlemcen	2.7	I	<i>Pimpinella anisum</i>
E63	Tiaret	34.0	II	<i>Eucalyptus</i>
E64	Tiaret	23.5	II	<i>Hedysarum coronarium</i>
E66	Tiaret	5.7	I	<i>Eucalyptus</i>
Centre				
E1	Tizi Ouzou	46.4	II	<i>Hedysarum coronarium</i>
E2	Tizi Ouzou	114.3	III	<i>Hedysarum coronarium</i>
E3	Tizi Ouzou	1120.4	V	<i>Hedysarum coronarium</i>
E4	Alger	10.4	I	<i>Olea europaea</i> + <i>Echium plantagineum</i>
E5	Alger	21.6	II	Multifloral + <i>Eucalyptus</i> + <i>Echium plantagineum</i>
E6	Alger	20.1	II	<i>Eucalyptus</i>
E8	Alger	53.9	II	<i>Eucalyptus</i>
E13	Alger	24.3	II	<i>Eucalyptus</i>
E14	Alger	47.9	II	<i>Eucalyptus</i>
E15	Blida	4.5	I	Multifloral + <i>Olea europaea</i> + <i>Trifolium repens</i>
E16	Blida	27.1	II	Multifloral + <i>Reseda</i>
E17	Tizi Ouzou	140.4	III	Multifloral + <i>Cistus</i> + <i>Centaurea cyanus</i>
E19	Alger	42.3	II	<i>Eucalyptus</i>
E20	Blida	7.5	I	Multifloral + <i>Trifolium repens</i>
E21	Blida	183.8	III	Multifloral + <i>Eucalyptus</i> + <i>Pimpinella anisum</i>
E22	Tizi Ouzou	45.7	II	<i>Pimpinella anisum</i>
E23	Tizi Ouzou	404.3	III	Multifloral + <i>Eucalyptus</i> + <i>Echium plantagineum</i>
E24	Tizi Ouzou	149.6	III	Multifloral + <i>Echium plantagineum</i> + <i>Trifolium pratense</i>
E25	Boumerdes	75.4	II	Multifloral + <i>Eucalyptus</i> + <i>Hedysarum coronarium</i>
E27	Médéa	14.1	II	Multifloral + <i>Pimpinella anisum</i> + <i>Hedysarum coronarium</i>
E31	Médéa	29.8	II	<i>Daucus carota</i>
E33	Chlef	114.9	III	Multifloral + <i>Eucalyptus</i> + <i>Pimpinella anisum</i>
E34	Blida	49.2	II	Multifloral + <i>Rubus</i> + <i>Daucus carota</i> + <i>Eryngium</i>
E35	Alger	92.6	II	<i>Eucalyptus</i>
E36	Alger	19.7	I	<i>Eucalyptus</i>
E37	Tizi-Ouzou	10.0	I	<i>Hedysarum coronarium</i>
E39	Blida	8.5	I	Multifloral + <i>Pimpinella anisum</i> + <i>Daucus carota</i>
E40	Blida	7.1	I	Multifloral
E41	Khemis Melyana	111.6	III	<i>Eucalyptus</i>
E42	Blida	52.1	II	<i>Pimpinella anisum</i>
E51	Chlef	31.2	II	<i>Citrus</i> + <i>Olea</i> + <i>Centaurea</i>
E59	Médéa	4.9	I	Multifloral + <i>Pimpinella anisum</i> + <i>Scilla bifolia</i>
E61	Blida	53.2	II	<i>Eucalyptus</i>
E65	Médéa	15.6	I	<i>Pimpinella anisum</i>

Table I. Continued.

Sample number	Place of origin	Number of pollen in 10 g (PG/10 g) $\times 10^3$	Pollen class	Predominant and secondary pollen types
East				
E9	Sétif	211.6	III	<i>Hypocoum</i> + <i>Helianthus annuus</i>
E10	Skikda	9.9	I	Multifloral + <i>Trifolium repens</i> + <i>Onosis</i>
E11	Jijel	63.6	II	<i>Hedysarum coronarium</i>
E26	Tébessa	159.2	III	<i>Rubus</i> + <i>Rosmarinus officinalis</i>
E30	Sétif	18.4	I	Multifloral + <i>Echium plantagineum</i>
E32	Constantine	85.7	II	Multifloral + <i>Echium plantagineum</i> + <i>Trifolium pratense</i>
E52	Constantine	2.1	I	Multifloral + <i>Hedysarum coronarium</i> + <i>Trifolium alexandrinum</i>
E53	Mila	2.6	I	<i>Hedysarum coronarium</i>
South				
E12	Ghardaia	145.5	III	<i>Eucalyptus</i>
E28	Djelfa	36.5	II	<i>Tamarix</i>
E29	Djelfa	51.6	II	<i>Rubus</i>
E58	Djelfa	35.1	II	<i>Eucalyptus</i>

HMF was done by the Winkler method. The resulting colour was measured at 550 nm with a Varian spectrophotometer, type UV visible Cary 50.

The monosaccharide sugars glucose and fructose, the disaccharides sucrose, maltose, isomaltose, melibiose, turanose and trehalose and the trisaccharides melicitose, raffinose and erlose were determined by HPLC over a strong anion exchange resin with pulsed amperometric detection. Some years ago the method was subjected to a ring trial with seven laboratories by the European Honey Commission for fructose, glucose and sucrose (Bogdanov et al., 1997; IHC website).

For pH determination 5 gram honey was diluted to 50 mL and the pH value was measured with an Orion 940/960 pH meter (Journal Officiel Français, 1977).

2.2.3. Statistical analyses

In order to estimate if there was a statistically significant difference in the physico-chemical composition of the honey samples from the four regions one-way ANOVA analysis was applied to the data. For all honeys correlation analysis was performed between the parameters.

3. RESULTS

3.1. Quantitative melissopalynological analysis

As illustrated in Table I the PG/10 g for all samples ranged from 2.1×10^3 to 1.12×10^6 . In

this table the samples are arranged according to their geographical region.

Twenty-two of the 66 samples (33.3%) were poor in pollen ($< 20 \times 10^3$ in 10 g) and belonged consequently to class I; 27 samples (40.9%) belonged to class II with normal representativity (20×10^3 – 100×10^3 in 10 g); 15 samples (22.7%) fell into class III (100×10^3 – 500×10^3 in 10 g) and 2 samples (3.0%) in class V; they contained more than 10^6 pollen in 10 g, an indication for pressed honeys.

3.2. Qualitative melissopalynological analysis

In qualitative pollen analysis a total of 124 pollen species were identified. The number of pollen forms per sample ranged from nine (in samples E3 and E4) to 31 (E64), with an average value of 14. For all 66 samples the presence of the 23 predominant and secondary pollen species is shown in Table I and for the main 30 pollen types, present in more than 15% of the honey samples, the individual pollen occurrence expressed as percentage of the total studied samples - with a subdivision in the four relative frequency classes 'very frequent', 'frequent', 'rare' and 'sporadic' - is given in Figure 2.

3.3. Unifloral honeys

From melissopalynological and physico-chemical data and from sensorial analysis

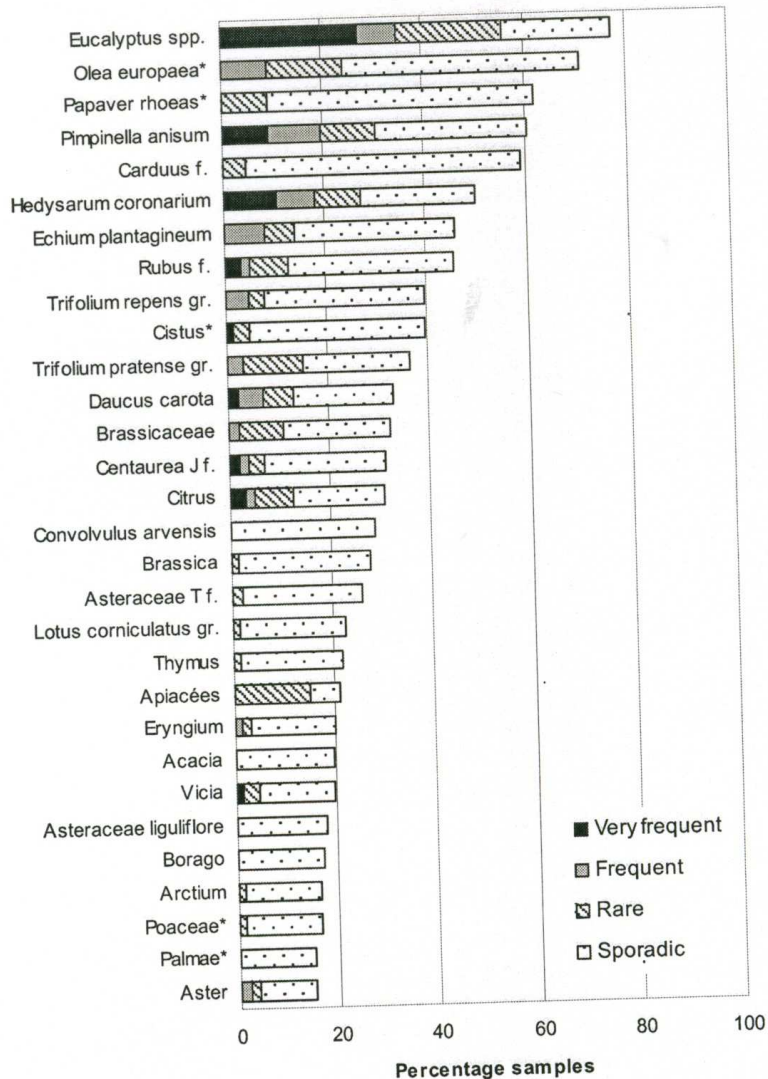


Figure 2. Pollen occurrence of the main thirty pollen types expressed as percentage of the total studied samples - with a subdivision in the four relative frequency classes 'very frequent', 'frequent', 'rare' and 'sporadic'. * = nectarless species.

18 honeys could be classified for sure as unifloral: honey obtained from *Eucalyptus* spp. (14 samples), *Citrus* spp. (two), *Helianthus annuus* (one) and *Rosmarinus officinalis* (one).

3.4. Physico-chemical and statistical analyses

The mean value, the range and the standard deviation (s.d.) of the physico-chemical parameters are given in Tables II and III.

With ANOVA analysis only for the region south a striking difference was found in pH

compared with the other regions ($F = 12.410$, $P = 0.000$). Correlation analysis showed a linear positive relationship between the diastase and invertase activity and a negative between diastase and HMF and between invertase and HMF as is illustrated in Table IV.

4. DISCUSSION

4.1. Quantitative melissopalynological analysis

The observed pollen distribution is quite normal for Mediterranean honey (Persano

Table II. Physico-chemical data for multifloral and some unifloral honeys from Algeria.

Parameter	Multifloral <i>n</i> = 48	<i>Eucalyptus</i> <i>n</i> = 14	<i>Citrus</i> <i>n</i> = 2
Water (% m/m)			
Mean \pm s.d.	16.5 \pm 1.6	16.5 \pm 1.7	16.8 \pm 0.3
Range	14.0–20.2	14.0–19.8	16.6–17.0
pH			
Mean \pm s.d.	3.93 \pm 0.45	4.00 \pm 0.20	4.00 \pm 0.10
Range	3.40–6.23	3.70–4.30	3.90–4.10
El. conductivity (mS/cm)			
Mean \pm s.d.	0.55 \pm 0.18	0.60 \pm 0.20	0.40 \pm 0.20
Range	0.11–0.93	0.10–0.90	0.30–0.50
Diastase number			
Mean \pm s.d.	18.0 \pm 9.29	15.9 \pm 6.89	8.0 \pm 1.41
Range	4.0–40.0	8.0–30.0	7.0–9.0
Invertase number			
Mean \pm s.d.	7.90 \pm 4.76	9.64 \pm 6.06	2.5 \pm 0.71
Range	0–17.00	1.0–20.0	2.0–3.0
HMF (mg kg ⁻¹)			
Mean \pm s.d.	17.18 \pm 18.42	25.63 \pm 27.24	3.11 \pm 1.31
Range	0.50–123.98	5.84–110.70	2.18–4.03
PG/10 g (\times 1000)			
Mean \pm s.d.	112.1 \pm 226.2	56.9 \pm 47.6	11.9 \pm 2.8
Range	2.1–1120.4	15.5–148.2	9.9–13.9

Oddo and Piro, 2004) and also corresponded with the results of an earlier unpublished study of one of the authors (CM) on the pollen richness of 50 Algerian honeys in which the values for the PG/10 g for the classes I, II and III were respectively 28%, 56%, and 16%. Ouchemoukh et al. (2007) found in their study of 11 Algerian samples lower PG/10 g values, ranging from 20×10^3 till 40×10^3 . Their samples were collected in various regions of the province Bejaia, situated along the Mediterranean coast. However many factors influence the number of pollen in honey. It is known that the pollen richness depends upon the pollen production of the plant, the weather conditions, the distance of the beehive to the flower field, the filtering by the bee's proventriculus and consequently the pollen's diameter, and the mode of honey extraction (Von der Ohe, 1994). If honey is harvested by pressing the combs the amount of pollen usually exceeds 10^6 pollen in 10 g, due to the presence of stored pollen for bee nutrition. In that case pollen analysis is of no use in determining the botanical origin of the product.

4.2. Qualitative melissopalynological analysis

In the majority of the samples pollen from *Eucalyptus* species (77%), *Olea europaea* (olive tree) (71%), *Papaver rhoeas* (corn or field poppy) (62%), *Pimpinella anisum* (aniseed), (61%), a cultivated herb and *Carduus* sp. (thistle) (59%) were present, while *Hedysarum coronarium* was identified in 50% of the collected samples. *Eucalyptus* spp. as well as *H. coronarium* are very characteristic plant species and good nectar sources, found throughout Algeria. Honeys from *H. coronarium* are also found in Italy (Ricciardelli d'Albore, 1998). The characteristic *O. europaea* and *P. rhoeas* are no nectar suppliers but are good pollen sources for the bees.

Pimpinella anisum pollen were frequently encountered in the honey samples from the centre region. As this plant is a good nectariferous species, it plays an important role in apiculture throughout north Africa and already Louveaux and Abed (1984) noted that pollen of the Apiaceae family were abundant

Table III. Sugar spectrum for multifloral and some unifloral honeys from Algeria.

Parameter	Multifloral <i>n</i> = 48	<i>Eucalyptus</i> <i>n</i> = 14	<i>Citrus</i> <i>n</i> = 2
Glucose (% m/m)			
Mean ± s.d.	28.96 ± 2.91	29.70 ± 2.94	27.00 ± 2.05
Range	21.20–35.20	24.20–34.00	25.50–28.40
Fructose (% m/m)			
Mean ± s.d.	41.82 ± 3.55	42.10 ± 3.31	41.20 ± 2.33
Range	34.00–49.10	34.20–47.60	39.50–42.80
Sucrose (% m/m)			
Mean ± s.d.	1.15 ± 1.06	1.10 ± 0.50	0.50 ± 0.70
Range	0–4.30	0.40–2.10	0–1.00
Maltose (% m/m)			
Mean ± s.d.	1.60 ± 0.89	1.70 ± 0.60	1.40 ± 0.50
Range	0–5.40	0.70–2.60	1.00–1.70
Isomaltose (% m/m)			
Mean ± s.d.	1.12 ± 0.87	0.70 ± 0.40	1.10 ± 0.20
Range	0–4.80	0.20–1.80	0.90–1.20
Melibiose (% m/m)			
Mean ± s.d.	0.01 ± 0.06	0	0
Range	0–0.40	0	0
Turanose (% m/m)			
Mean ± s.d.	1.28 ± 0.88	1.00 ± 0.60	0.80 ± 0.20
Range	0–3.70	0–2.10	0.60–0.90
Trehalose (% m/m)			
Mean ± s.d.	0.01 ± 0.04	0 ± 0.10	0
Range	0–0.20	0–0.20	0
Melicitose			
Mean ± s.d.	0.04 ± 0.12	0.10 ± 0.10	0
Range	0–0.50	0–0.40	0
Raffinose			
Mean ± s.d.	0.08 ± 0.17	0.20 ± 0.50	0
Range	0–0.90	0–1.70	0
Erlose			
Mean ± s.d.	0.49 ± 0.74	0.20 ± 0.30	0.30 ± 0.40
Range	0–3.70	0–0.60	0–0.50
Fructose+glucose			
Mean ± s.d.	70.8 ± 5.05	71.8 ± 4.76	68.1 ± 0.28
Range	55.2–79.8	60.8–78.8	67.9–68.3

in honeys from this region. They only identified this pollen type to family level and not to a specific genus or species. Eastward from Algeria, in Tunisia, the occurrence of Apiaceae pollen of the *Pimpinella* group in local honey was already reported by Vorwohl (1973), together with pollen from *Acacia* spp, *Papaver*, *Olea*, Myrtaceae and *Cistus* spp. Also in Turkey monofloral *Pimpinella* honeys are known (Ricciardelli d'Albore, 1998). However, more westward, no mention is made

of this member of the Apiaceae family in Moroccan honey (Damblon, 1987, 1988; Terrab et al., 2003a–d).

As illustrated in Figure 2 other pollen species characteristic for the Algerian honey samples were: *Echium plantagineum* (Viper's Bugloss), *Trifolium* spp., *Rubus* sp. and *Cistus* sp. (rockrose). In fact they were represented in approximately 40% of the honeys and sometimes reached the level of predominant pollen. Of the cultivated crops, the genera *Brassica*

Table IV. Correlation coefficients of some physico-chemical parameters.

Parameter 1	Parameter 2	Correlation coefficient	Probability
Diastase	HMF	-0.32	$P < 0.05$
Invertase	HMF	-0.47	$P < 0.05$
Diastase	Invertase	0.47	$P < 0.05$

and *Citrus*, the latter especially cultivated in coastal areas, were found in about 30% of the samples and the species *Helianthus annuus* occurred in more than 10% of the honeys. As far as the main pollen species are concerned our results are in agreement with Louveaux and Abed (1984), Chefrou et al. (2007) and Ouchemoukh et al. (2007).

The most important plants for the honey flow were derived from Table I by counting in each of the four regions the number of honey samples with primary and secondary pollen of nectariferous plants. The results are expressed as percentage of the studied samples in the specific region and shown in Table V. Especially the centre region is rich in plants which supply appreciable amounts of honey. In three regions (west, centre and south), *Hedysarum coronarium*, clover and *Eucalyptus* spp. contribute to a considerable extent to the honey yield, *Daucus carota* and *Pimpinella anisum* are more confined to the regions west en centre and *Echium plantagineum* to centre and east.

4.3. Unifloral honeys

4.3.1. *Eucalyptus* honey

It is known that *eucalypt* pollen is over-represented in honey. However fourteen of our samples could be considered as unifloral Algerian eucalypt honeys because they contained more than 70% *Eucalyptus* pollen and because their physico-chemical and sensorial properties were in accordance with the standards as described by Persano Oddo and Piro (2004). The most important accompanying pollen were *Echium plantagineum*, *Olea europaea*, *Trifolium* spp., *Papaver rhoeas*, *Centaurea* sp. and Apiaceae. PG/10 g ranged from 5.7×10^3 – 148×10^3 with a mean value of 56.9×10^3 .

Table V. Main honey producing plants in four regions of Algeria. Number of honey samples in each region with primary and secondary pollen of nectariferous plants expressed as percentage of the studied samples in the specific region.

Nectariferous plant species	West %	Centre %	East %	South %
<i>Eucalyptus</i> spp.	35	41		50
<i>Pimpinella anisum</i>	25	23		
<i>Hedysarum coronarium</i>	15	18	38	
<i>Citrus</i> spp.	10	3		
<i>Daucus carota</i>	5	9		
<i>Echium plantagineum</i>		12	25	
Clover spp.	5	9	37	
<i>Rubus</i> sp.		3		25
<i>Vicia</i> sp.	5			
<i>Aster</i> sp.	5			
<i>Centaurea</i> sp.		3		
<i>Scilla bifolia</i>		3		
<i>Helianthus annuus</i>			12	
<i>Onosis</i> sp.			12	
<i>Rosmarinus officinalis</i>			12	
<i>Tamarix</i> sp.		25		
<i>Eryngium</i> sp.		3		

Also Louveaux and Abed (1984) observed that *Eucalypt* was one of the most important bee plants in Algeria. It was likewise noticed that its pollen plays a predominant role in honey from Tunisia (unpublished study by CM) and Terrab et al. (2003a) concluded that unifloral honeys from *Eucalyptus camaldulensis* Dehnh are very common in north Morocco. They mentioned *Plantago* sp. and Thymelaceae pollen as accompanying flora, while Ricciardelli d'Albore and Vorwohl (1980) found species of *Acacia*, *Gleditsia* and *Hedysarum coronarium* as accompanying pollen for Libya. According to the same authors Tunisian eucalypt honeys were characterized by species of *Citrus* and *Acacia* together with *Erica multiflora*, *Olea europaea*, and *Hedysarum coronarium* as accompanying pollen. Spanish eucalypt honeys distinguish themselves from other eucalypt honeys from the western Mediterranean region by having *Cytisus*, *Lotus*, *Salix*, *Rubus*, Asteraceae and Scrophulariaceae spp. in their pollen spectrum (Seijo et al., 2003).

4.3.2. Other unifloral honey types

Citrus pollen is usually underrepresented in honey. Nevertheless, three samples contained quite a high percentage of *Citrus* pollen (20–55%) and two of them complied with the unifloral type (Persano Oddo and Piro, 2004). Characteristic for the pollen spectrum was the presence of *Convolvulus* pollen. Total number of pollen in 10 gram ranged from 9.9×10^3 – 13.9×10^3 . Unifloral *Citrus* honeys were also harvested in northwest Morocco (Terrab et al., 2003b), Spain, Cyprus (Ricciardelli d'Albore and Vorwohl, 1980) and Tunisia (Louveaux and Abed, 1984). Two honey samples, one with *Rosmarinus officinalis* and one with *Helianthus annuus* pollen proved to be unifloral by their physico-chemical, sensorial and melissopalynological properties but no definite conclusions about the characteristic pollen spectrum of these honey types may be drawn from one sample.

4.4. Physical analyses and honey quality

Moisture content for all 66 samples was in the range 13.9 to 20.2%. Except for one sample all honeys were below the maximum value of 20% mentioned in the international standard (Codex Alimentarius Commission, 2001) and the EC directive (European Commission, 2002). Lowest value encountered was 13.9% in sample E9 originating from Sétif situated in a region with a warm and dry climate (semi aride). Concerning the honey quality: it is interesting to note that only 12% of the samples had a water content over 18% - a threshold value above which there is a risk of fermentation (Schweizer, 1998). Ouchemoukh et al. (2007) found in 11 honey samples from Bejaia (Algeria) values from 14.6 to 19.0% and in the publication of Chefrour et al. (2007) the water content ranged from 16.0 to 20.4%. For Tunisian honeys values ranged from 16.0–21.8% (Jilani et al., 2008) and Terrab et al. (2003a) observed in 29 Moroccan eucalypt honeys a mean water content of 17.5% (range 14.5–19.9%), well within the range of our results for this honey type.

The pH for all honeys varied between 3.40 and 6.23. There are no fixed limits for pH val-

ues however this parameter may be used as an indication of the botanical origin. Values above 5.0 usually point to honeydew honey and two of our samples, with pH 5.00 and 6.23 (E28 and E58), should on this basis be considered as possibly originating from honeydew. Yet, due to an elevated content of higher sugars, only sample E58 could be identified as partly derived from honeydew. Other authors mentioned pH values for Algerian multifloral honeys between 3.49 and 4.43 (Ouchemoukh et al., 2007). For Moroccan eucalypt honeys a pH range of 2.25–4.17 was found with an average of 3.64 (Terrab et al., 2003a) which is lower than in our study and lower than the mean pH of 4.0 for Italian eucalypt honeys (Persano Oddo and Piro, 2004). For *Citrus* honeys the pH of our two Algerian samples were in line with the pH values found by Terrab et al. (2003b) and by Persano Oddo and Piro (2004).

The electrical conductivity depends largely on the botanical origin. For many types of European unifloral honeys a mean value and range was established for this parameter (Persano Oddo and Piro, 2004). According to the EU directive (European Commission, 2002) nectar honey should have a conductivity of no more than 0.8 mS/cm. Higher values are considered as belonging to honeydew honey or mixtures of honeydew and nectar honey. There are however some exceptions to this limit, *Eucalyptus* honey being one of them. The conductivity of our 48 unifloral honeys was rather elevated with an average value of 0.55 mS/cm but in only one instance we noticed a value higher than the limit for nectar honey (0.93 mS/cm in sample E42). However the pH and sugar spectrum of this honey gave no indication for honeydew. Also elevated was the mean value for our 14 eucalypt honeys (0.60 ± 0.20 mS/cm) compared to European eucalypt honeys (0.48 ± 0.6 mS/cm) (Persano Oddo and Piro, 2004). It should be emphasized that the climatologic and soil conditions are different in north Africa for it is interesting to note that Terrab et al. (2003a) also found high values for Moroccan eucalypt honeys: mean value was 0.72 ± 0.15 and range 0.34–0.89 mS/cm while for Libyan honeys from *E. camaldulensis* a value of 0.44 is given for the

conductivity (Owayss, 2005). But here another factor may be of influence for a more liberal criterion of minimal 60% eucalypt pollen was used to define this honey type.

4.5. Chemical analyses and honey quality

Although the enzyme activity and the HMF content of honey usually bear no direct relationship to the botanical origin of the product some honey types, like *Citrus* honey, are characterized by a naturally low enzyme content. In general these two parameters are used as quality criteria. Too strong heating and too long storage damage the enzyme activity and increase the HMF content, which is fixed at 40 mg/kg in the honey standards (Codex Alimentarius Commission, 2001; European Commission, 2002; IHC website). An exception has been made for honeys from tropical regions for which this limit is 80 mg/kg. Only two samples (4%) had a HMF content of more than 40 mg/kg: sample E12 with 110.7 mg/kg and sample E30 with 124.0 mg/kg. Especially the latter sample is an example of a honey which has undergone prolonged heating for its diastase activity was below the international limit of 8 Schade units and no invertase activity at all was noticed. As four other samples had a too low diastase index the total number of honeys which did not comply with the regulations was five (8%).

It should be remarked that in our study the HMF values were somewhat higher (mean 17.2 mg/kg) than for European honeys which are usually below 10 mg/kg. The hot Algerian climate may be the cause of this phenomenon for similar heat damage was also observed in the mean diastase number of the investigated eucalypt honeys, which was 15.9 Schade units, while for European eucalypt honeys the mean value is 25.5 Schade units. In line with our data Jilani et al. (2008) reported for Tunisian multifloral honeys HMF and diastase values which also showed heat influence (HMF 21.3, range 3.0–39.6 mg/kg; diastase 17.6, range 3.0–39.6). Concerning the invertase numbers of our Algerian honeys: it turned out that the samples with the lowest values came from the drier and hotter regions of our country.

As may be concluded from Table III the mean contents of glucose and fructose were about the same for the multifloral and eucalypt honeys. The content of the sum of these two sugars was in general above 60% in agreement with the fixed limits for nectar honey as mentioned in the international honey standards. Honeys with lower values, as found in our samples E56 (58.9%) and especially E58 (55.2%), are considered as wholly or partly derived from honeydew. The amount of sucrose in all honey samples varied between 0 and 4.3%; all values were within the limits of 5% in general and 10% for eucalypt honeys. The sugars trehalose, melicitose and raffinose, characteristic for honeydew, were only present in small amounts, indicating that honeydew was only scarcely present or not at all, except for sample E58 which was also identified by its pH value as partly derived from honeydew.

4.6. Statistical analyses

Honeys from the region south differed statistically significant in pH from honeys from the other regions (ANOVA: $F = 12.410$ $P = 0.000$). For the other parameters there was no difference. PH influence may mainly be due to geographical characteristics as the soil in the steppic and presaharan ecosystems in the south is definitely rocky and more alkaline (Nedjraoui, 2001). A much smaller pH influence may arise from a botanical effect for two honeys from this area are mixtures of blossom and honeydew honey.

Concerning the correlation analysis (Tab. IV) it is interesting to note that similar results were also reported from Spain. In their study on Andalusian honeys Serrano et al. (2007) found a correlation between the enzymes diastase and invertase (correlation coefficient 0.85). In our study this correlation is somewhat lower probably due to our hot climate coupled with the fact that the enzyme diastase is more heat resistant than invertase.

5. CONCLUSIONS

On basis of palynological analysis it can be concluded that the rather characteristic

combination of pollen from *Eucalyptus* species, *Olea europaea*, *Papaver rhoeas*, *Pimpinella anisum*, *Carduus* sp. and *Hedysarum coronarium* may give a preliminary characterization of the pollen spectrum of Algerian honeys. The main honey producing plants are *Eucalyptus* spp., *Hedysarum coronarium* and clover spp. *Daucus carota* and *Pimpinella anisum* are important honey plants in the regions west and centre and *Echium plantagineum* in the regions centre and east. Unifloral honeys are mainly harvested from *Eucalyptus* and *Citrus* trees and especially the presence of pollen from *P. rhoeas* and *Centaurea* species allows the differentiation of Algerian eucalypt honeys from other eucalypt honeys produced in the western Mediterranean area.

The quality of Algerian honey, assessed by determining some important physical-chemical parameters, is, generally speaking, not disappointing as the majority of the honey samples (88%) did comply with the international standards (Codex Alimentarius Commission, 2001; European Commission, 2002; IHC website). The honeys are characterized by low moisture content and by a relative high electrical conductivity. The main problem is too strong heating, resulting in a too low diastase number (8% of the samples) or too high HMF content (4% of the samples). In order to produce a high quality product, which will also be accepted on the international honey market, it will still be necessary to improve the beekeepers' knowledge on honey harvesting techniques, honey processing and storage.

Caractérisation des miels algériens par des méthodes palynologiques et physico-chimiques.

Algérie / conductivité électrique / miel / composition / melissopalynologie / sucre

Zusammenfassung – Charakterisierung von algerischen Honigen mit palynologischen und chemisch-physikalischen Methoden. Die Imkerei spielt in den Küstenregionen Algeriens eine wichtige Rolle. Den größten Nektareintrag findet man in den Monaten April, Mai und Anfang Juni. Da es bisher nur wenig Publikationen zum Pollenspektrum und den chemisch-physikalischen Eigenschaften von algerischen Honigen gibt, wurde eine Un-

tersuchung an 66 Honigproben aus 22 Sammelorten in 4 unterschiedlichen Regionen durchgeführt, einschließlich 14 Eukalyptushonigen aus der Region des Kleinen Atlas. Die Sammelplätze sind in Abbildung 1 und Tabelle I aufgeführt. Die Ziele waren, das Pollenspektrum zu charakterisieren, die chemisch-physikalischen Eigenschaften zu definieren und die Daten mit denen von Honigen aus den westlichen Mittelmeerregionen zu vergleichen. Zusätzlich wurde die Übereinstimmung der Werte mit den Richtlinien der EU überprüft. Bestimmt wurden die Gesamtpollenmenge, Pollenart, Wassergehalt, pH, Leitfähigkeit, Diastase, Invertase, HMF und elf verschiedene Zucker. Für die quantitative und qualitative Pollenanalyse wurde die Methode nach Louveaux-Maurizio-Vorwohl benutzt, für die chemisch-physikalischen Analysen wurden die harmonisierten Methoden der europäischen Honey Commission verwendet. In Tabelle I sind die Sammelplätze, die Anzahl der Pollenkörner in 10 g Honig, die Repräsentativität der einzelnen Pollenarten entsprechend der Klasseneinteilung nach Maurizio sowie die beiden jeweils vorherrschenden Pollenarten in den Proben aufgeführt.

Die quantitativen Analysen ergaben zwischen $2,1 \times 10^3$ und $1,12 \times 10^6$ Pollenkörner pro 10 g Honig (PG/10). Dabei wurden insgesamt 124 Pollenarten identifiziert. In den meisten Proben wurden Pollen von *Eucalyptus*-Arten (77 %), *Olea europaea* (Olivebaum, 71 %), *Papaver rhoeas* (Klatschmohn, 62 %), *Pimpinella anisum* (Anis, 61 %) und *Carduus* sp. (Distel, 59 %) gefunden, während *Hedysarum coronarium* in 50 % der Proben nachgewiesen wurde. *O. europea* und *P. rhoeas* liefern zwar keinen Nektar, sind dafür aber gute Pollenquellen für Bienen. Das Vorkommen der 30 wichtigsten Pollenarten ist in Abbildung 2 dargestellt.

In den unifloralen Eukalyptushonigen waren *Echium plantagineum*, *Olea europaea*, *Trifolium* spp., *Papaver rhoeas*, *Centaurea* sp. und Apiaceae die wichtigsten Begleitpollen. Der Nachweis von *P. rhoeas* und *Centaurea*-Arten ermöglicht eine Abgrenzung der algerischen Eukalyptushonige von Eukalyptushonigen aus anderen Mittelmeerregionen.

Die chemisch-physikalischen Analysen (Tab. II und III) zeigen, dass algerische Honige einen geringen Wassergehalt und eine relativ hohe elektrische Leitfähigkeit haben. Die HMF-Werte waren etwas höher und die Diastaseaktivitäten etwas geringer im Vergleich zu europäischen Honigen. Außer beim pH-Wert gab es bei den chemisch-physikalischen Parametern keine Unterschiede zwischen den 4 Regionen. Die Mehrzahl der Honigproben (88 %) erfüllten die internationalen Standards des Codex Alimentarius und der Europäischen Kommission.

Algerien / elektrische Leitfähigkeit / Honig / Melissopalynologie / Zucker

REFERENCES

- Bogdanov S., Martin P., Lüllmann C. (1997) Harmonised methods of the European Honey Commission, *Apidologie* 28, extra issue, 1–59. Updated 2009 publication via International Honey Commission <http://www.bee-hexagon.net/en/network.htm> Choose Publications: Harmonised methods of the European Honey Commission (accessed on 25 September 2009).
- Chefrour A., Tahar A., Origine botanique des miels des régions semi arides (Algérie), http://www.beekeeping.com/articles/fr/miels_alegriens.pdf (accessed on 25 June 2009).
- Chefrour A., Battesti M.-J., Ait K., Tahar A. (2007) Melissopalynologic and physicochemical analysis of some north-east Algerian honeys, *Eur. J. Sci. Res.* 18, 389–401 (<http://www.eurojournals.com/ejsr%2018%203.pdf>) (accessed on 25 June 2009).
- Codex Alimentarius Commission (2001) Codex standard 12, Revised Codex Standard for Honey, Standards and Standard Methods 11.
- Damblon F. (1987) Miels de Thym du Maroc. II. Étude palynologique des sources mellifères, *Al Birunya. Rev. Mar. Pharm.* 3, 51–75.
- Damblon F. (1988) Caractérisation botanique, écologique et géographique des miels du Maroc, *Inst. Fr. Pondichéry, Trav. Sec. Sci. Techn.* XXV, 309–329.
- European Commission (2002) Council Directive 2001/110/EC of 20 December 2001 relating to honey, *Off. J. Eur. Communities* L10, 47–52.
- Hadjiat K. (1997) État de dégradation des sols en Algérie, Rapport d'expert Office National pour l'Environnement, Banque mondiale, Washington, DC.
- Hussein M.H. (2000) A review of beekeeping in Arab countries, *Bee World* 81, 56–71.
- IHC website, International Honey Commission <http://www.bee-hexagon.net/en/network.htm>. Choose Publications (accessed on 25 September 2009).
- Jilani I.B.H., Schweizer P., Khouja M.L., Zouaghi M., Ghrabi Z. (2008) Physicochemical spectra of honeys produced in Tunisia (Southwest of Kef), *Apiacta* 43, 38–48 (accessed on 27 June 2009).
- Journal Officiel Français (1977) Arrêté du 15 février 1977 relatif aux méthodes officielles d'analyse du miel, pp. 1–30.
- Louveaux J., Abed L. (1984) Les miels d'Afrique du nord et leur spectre pollinique, *Apidologie* 15, 145–170.
- Louveaux J., Maurizio A., Vorwohl G. (1978) Methods of Melissopalynology, *Bee World* 59, 139–157.
- Makhloufi C., Schweizer P., Azouzi C., Persano Oddo L., Choukri A., Hocine L., Ricciardelli D'Albore G. (2007) Some properties of Algerian honey, *Apiacta* 42, 73–80.
- Nedjraoui D. (1981) Évolution des éléments biogènes et valeurs nutritives dans les principaux faciès de végétation des hautes plaines steppiques de la wilaya de Saida, Thèse 3^e cycle, Université des Sciences et de la Technologie Houari Boumediene, Alger.
- Nedjraoui D. (2001) Country Pasture/Forage Resource Profiles: Algeria, <http://www.fao.org/ag/AGP/AGPC/doc/counprof/Algeria/Algeria.htm> (accessed on 12 October 2009).
- Ouchemoukh S., Louaileche H., Schweizer P. (2007) Physicochemical characteristics and pollen spectrum of some Algerian honeys, *Food Control* 18, 52–58.
- Owayss A.A. (2005) Physicochemical analysis for standardizing quality criteria of Libyan Eucalyptus (*Eucalyptus* sp.) honey, *Egypt J. Appl. Sci.* 20, 247–255 (<http://www.fayoum.edu.eg/Agriculture/PlantProtection/pdf/DrAyman7.pdf>) (accessed on 27 June 2009).
- Persano Oddo L., Piro R. (2004) Main European unifloral honeys: descriptive sheets, *Apidologie* 35 (Suppl. 1), S38–S81.
- Ricciardelli D'Albore G., Vorwohl, G. (1980) Sortenhonige im Mittelmeergebiet, *Rivista Agricoltura Subtropicale e Tropicale* 74, 89–118.
- Ricciardelli D'Albore G. (1998) Mediterranean melissopalynology, Instituto di Entomologia Agraria, Università degli studi, Perugia, Italy.
- Schweizer P. (1998) Sur les sentiers des miels de France, *Histoire d'eau*, 2^e partie, L'Abeille de France, 844.
- Seijo M.C., Aira M.J., Mendez J. (2003) Palynological difference in pollen content of *Eucalyptus* honey from Australia, Portugal and Spain, *Grana* 42, 183–190.
- Serrano S., Espejo R., Villarejo M., Jodral M.L. (2007) Diastase and invertase activities in Andalusian honeys, *Int. J. Food Sci. Technol.* 42, 76–79.
- Terrab A., Díez M.J., Heredia F.J. (2003a) Palynological, physico-chemical and colour characterization of Moroccan honeys: I. River red gum (*Eucalyptus camaldensis* Dehnh) honey, *Int. J. Food Sci. Technol.* 38, 379–386.
- Terrab A., Díez M.J., Heredia F.J. (2003b) Palynological, physico-chemical and colour characterization of Moroccan honeys: II. Orange (*Citrus* sp.) honey, *Int. J. Food Sci. Technol.* 38, 387–394.
- Terrab A., Díez M.J., Heredia F.J. (2003c) Palynological, physico-chemical and colour characterization of Moroccan honeys: III. Other unifloral honey types, *Int. J. Food Sci. Technol.* 38, 395–402.
- Terrab A., Valdés B., Díez J. (2003d) Pollen analysis of honeys from the Mamora forest region (NW Morocco), *Grana* 42, 47–54.
- Von der Ohe W. (1994) Unifloral honeys: Chemical conversion and pollen reduction, *Grana* 33, 292–294.
- Von der Ohe W., Persano Oddo L., Piana M.L., Morlot M., Martin, P. (2004) Harmonized methods of melissopalynology, *Apidologie* 35 (Suppl. 1), S18–S25.
- Vorwohl G. (1973) Das Pollenbild der tunesische Honige, *Apidologie* 4, 178–179.