**UNIVERSITÉ DU BURUNDI**

**GRENIER DU SAVOIR DU BURUNDI**

Dépôt institutionnel officiel

https://repository.ub.edu.bi

# Etude de l’effet écosystémique sur les composants antioxydants et l’activité antioxydante du miel produit dans les régions écoclimatiques du Burundi

**Hakizimana, Alice; Sous la direction de : Pr. Dr. Ir Niyukuri Jonathan, PhD**

**2025-06**

UB, EANSI

https://repository.ub.edu.bi/handle/123456789/2114

Document téléchargé depuis le **Grenier du Savoir du Burundi** — https://repository.ub.edu.bi

**UNIVERSITE DU BURUNDI**

**EAST AFRICAN NUTRITIONAL INSTITUTE**

**MASTER EN SCIENCES DES ALIMENTS ET NUTRITION**

# ETUDE DE L'EFFET ECOSYSTEMIQUE SUR LES COMPOSANTS ANTIOXYDANTS ET L'ACTIVITE ANTIOXYDANTE DU MIEL PRODUIT DANS LES REGIONS ECOCLIMATIQUES DU BURUNDI

**Par :**

HAKIZIMANA Alice

**Mémoire**

Présenté et défendu publiquement en vue de l'obtention du grade de Master en Sciences des Aliments et Nutrition.

**OPTION :** Technologie et qualité des aliments

**Directeur de Mémoire :**

Pr. Dr. Ir NIYUKURI Jonathan, PhD

**Bujumbura, Juin 2025**

**MEMBRES DU JURY**

Pr. KAKANA Pascal (Président)

NZOYISUBIZIKI Japhet MSc (Secrétaire)

Pr. Dr. Ir NIYUKURI Jonathan (Membre)

## DEDICACES

Je dédie ce Mémoire à :

Dieu, le Père miséricordieux et clément qui m'a accordée la vie durant tout au long de la formation et de la recherche jusqu'à la fin.

Mes très chers parents, pour leur amour inconditionnel et leurs encouragements qui m'ont permis d'aller loin.

Mes frères et sœurs, qui m'ont été une source de force pour atteindre cet objectif.

La Famille NKORIPFA Corneille, qui m'a aimée inconditionnellement et qui m'a soutenue depuis mon enfance jusqu'à ce jour.

Mes oncles et tantes, pour leurs conseils et pour leur amour qu'ils m'ont témoigné.

Mes cousins et cousines, pour leur soutien moral et l'affection qu'ils m'ont témoignée.

Mes amis et connaissances, qui ont partagé avec moi des moments de joie et d'encouragement.

Tous ceux qui, de près ou de loin, ont été toujours à mes côtés.

Ceux qui se préoccupent de la qualité des aliments.

## REMERCIEMENTS

Ce travail de recherche est le fruit d'un long parcours. C'est dans cette optique que je voudrais exprimer ma profonde gratitude à tout en chacun qui a contribué dans sa réalisation.

Mes sincères remerciements s'adressent d'abord à Dieu le Tout Puissant de m'avoir prêté la vie jusqu'aujourd'hui.

Que mes sentiments de remerciement s'adressent à mon Directeur de mémoire, Pr, Dr, Ir Jonathan NIYUKURI, qui a pris le temps de m'accompagner dans la bonne marche des activités de rédaction malgré ses disponibilités segmentées et son savoir-faire très sollicité. Sa rigueur scientifique, ses riches conseils ainsi que son entière responsabilité m'ont été d'une importance capitale.

Mes remerciements s'adressent aussi à mes chers parents qui ont pris le devant et l'initiative de me scolariser. Leurs conseils et discipline m'ont transformé tout au long de ma formation.

Mes pareils remerciements s'adressent également à la famille NKORIPFA Corneille qui a eu l'entière responsabilité de me prendre en charge depuis l'enfance. Leurs précieux conseils, leur soutien moral et financier m'ont construit lors de ma formation.

Mes sincères remerciements s'adressent aussi à tout le personnel enseignant depuis l'école primaire jusqu'à l'Université du Burundi, plus particulièrement ceux de l'EANSI pour la formation intellectuelle et morale qu'ils m'ont inculquée.

La liste n'est pas exhaustive. Que toute personne impliquée de près ou de loin dans l'aboutissement aux résultats de mon travail trouve ici l'expression de ma profonde gratitude.

**RESUME**

Cette étude concerne l'évaluation des paramètres physico-chimiques et de l'activité antioxydante du miel issu de différentes régions éco-climatiques du Burundi. L'objectif de la présente étude est de déterminer la qualité nutritionnelle et la richesse en antioxydants du miel en fonction des écosystèmes et des régions du Burundi. Vingt échantillons de miel collectés dans les écosystèmes de quatre régions éco-climatiques sont analysés pour leur teneur en composés phénoliques et testés pour leur activité antioxydante. Les contenus en polyphénols totaux ont été déterminés par la méthode de Folin-Ciocalteu, les teneurs en flavonoïdes par la méthode de trichlorure d'aluminium ($AlCl_3$) et l'activité antioxydante par les tests de DPPH et FRAP. Pour l'analyse des paramètres physicochimiques, des différentes méthodes ont été utilisées. Les échantillons de miel issus de différents écosystèmes de quatre régions éco-climatiques montrent une différence statistiquement significative ($p$<0,05). Les échantillons de miel issus de la région éco-climatique de la plaine de l'Imbo (RECPI) présentent une teneur plus élevée en cendres comprise entre 1,06 et 1,6%. La teneur la plus élevée en acidité libre est enregistrée dans les échantillons de miel issus de la région éco-climatique des plateaux centraux (RECPC) avec 52 et 58 meq/kg. Pour les flavonoïdes, la teneur la plus élevée est enregistrée dans les échantillons de miel issus de la RECPI avec $11,13\pm1,42^{a}$ mg EQ/kg et la plus faible dans les échantillons de miel issus de la région éco-climatique de la Crête Congo Nil (RECCCN) avec $4,14\pm1,18^{c}$ mg EQ/kg. Pour les polyphénols, la teneur la plus levée est enregistrée dans échantillons de miel issus de la RECPC avec $86,91\pm12,03^{a}$ mg EAG/kg et la plus faible dans les échantillons de miel issus de la RECCCN avec $46,84\pm3,70^{c}$ mg EAG/kg. Pour le test DPPH, le pourcentage d'inhibition le plus élevé est enregistré dans les échantillons de miel de la RECPI avec $51,80\pm6,25^{a}$ % et le plus faible dans le miel de la RECCCN avec $37,03\pm4,73^{b}$ %. Pour le test FRAP, la teneur la plus élevée est enregistrée dans les échantillons de miel issus de la région éco-climatique de Mumirwa (RECM) avec $43,62\pm3,96^{a}$ EAG/100g de miel et la teneur la plus faible est enregistrée dans les échantillons de miel issus de la RECCCN avec $27,73\pm3,90^{b}$ mg EAG/100g de miel. Les résultats obtenus montrent que la composition du miel, y compris la teneur en antioxydants varient en fonction de l'origine florale (d'état d'écosystèmes) et d'origine géographique. Les teneurs trouvées dans les échantillons de miel issus la RECPC et de RECPI ne montrent pas une différence statistiquement significative ($p$> 0,05). En revanche la différence significative ($p$<0,05) est observée aux résultats obtenus pour les échantillons de miel issus de la RECCCN par rapport autres régions.

**Les mots clés** : Miels, Activité antioxydante, Ecosystèmes, Régions éco-climatiques.

## ABSTRACT

This study concerns the evaluation of physicochemical parameters and antioxidant activity of honey from different eco-climatic regions of Burundi in relation to environmental factors. The objective of this study is to determine the nutritional quality and antioxidant richness of honey according to the ecosystems and regions of Burundi. Twenty samples of honey collected from ecosystems of four eco-climatic regions are analyzed for their phenolic compound content and tested for their antioxidant activity. Total polyphenol contents were determined by the Folin-Ciocalteu method, flavonoid contents by the aluminum trichloride (AlCl3) method and antioxidant activity by DPPH and FRAP assays. For the analysis of physicochemical parameters, different methods were used. Honey samples from different ecosystems of four eco-climatic regions showed a statistically significant difference ($p$<0.05). The honey samples from the Imbo plain ecoclimatic-region (RECPI) have a higher ash content ranging between 1.06 and 1.6%. The highest content in free acidity was recorded in the honey samples from the Central Plateaux eco-climatic region (RECPC) with 52 and 58 meq/Kg. For flavonoids, the highest content is recorded in honey samples from RECPI with $11.13\pm1.42^{a}$ mg EQ/kg and the lowest in honeys from the Congo Nile Ridge eco-climatic region (RECCCN) with $4.14\pm1.18^{c}$ mg EQ/kg. For polyphenols, the highest content is recorded in honey samples from RECPC with $86.91\pm12.03^{a}$ mg EAG/kg and the lowest in honey samples from RECCCN with $46.84\pm3.70^{c}$ mg EAG/kg. For the DPPH test, the highest inhibition percentage is recorded in honey samples from RECPI with $51.80\pm6.25^{a}$ % and the lowest in honey simples from RECCCN with $37.03\pm4.73^{b}$ %. For the FRAP test, the highest content was recorded in honey samples from the Mumirwa eco-climatic region (RECM) with $43.62\pm3.96^{a}$ EAG/100g of honey and the lowest content was recorded in honey samples from RECCCN with $27.73\pm3.90^{b}$ mg EAG/100g of honey. The results obtained show that the composition of honey, including the antioxidant content, varies depending on the floral origin (ecosystem status) and geographical origin. The contents found in samples honey from the RECPC and RECPI do not show a statistically significant difference ($p$>0.05). However, significant difference ($p$<0.05) is observed in the results obtained for RECCCN honey compared to other regions.

**Keywords**: Honey, Antioxidant Activity, Ecosystems, Ecoclimatic Regions.

## TABLE DES MATIERES

**MEMBRES DU JURY** ..... **i**
**DEDICACES** ..... **ii**
**REMERCIEMENTS** ..... **iii**
**RESUME** ..... **iv**
**ABSTRACT** ..... **v**
**TABLE DES MATIERES** ..... **vi**
**LISTES DES TABLEAUX** ..... **x**
**LISTE DES FIGURES** ..... **xi**
**LISTES DES SIGLES ET ABREVIATIONS** ..... **xii**
**AVANT-PROPOS** ..... **xiii**
**0. INTRODUCTION GENERALE** ..... **1**
0.1. Contexte et problématique ..... 1
0.2. Questions de recherche ..... 2
0.3. Motivation et choix du sujet ..... 2
0.4. Intérêt du sujet ..... 3
0.5. Objectifs ..... 4
0.6. Hypothèses ..... 4
0.7. Délimitation du sujet et articulation de l'étude ..... 4
**CHAPITRE I : GENERALITE SUR LE MIEL** ..... **6**
I.1. Définition ..... 6
I.2. Origine ..... 6
I.2.1. Le nectar ..... 6
I.2.2. Le miellat ..... 6
I.3. Types de miels ..... 7
I.3.1. Miel monofloral ..... 7
I.3.2. Miel multifloral ..... 7
I.3.3. Miels d'origine géographique ..... 8
I.4. Composition du miel ..... 8
I.4.1. Les composés majeurs ..... 9
I.4.1.1. Les glucides ..... 9
I.4.1.2. L'eau ..... 9

I.4.2. Les composés mineurs ..... 9
I.4.2.1. Vitamines ..... 9
I.4.2.2. Protéines et acides aminés ..... 9
I.4.2.3. Enzymes ..... 10
I.4.2.4. Sels minéraux ..... 10
I.4.2.5. Lipides ..... 10
I.4.2.6. Acides organiques ..... 10
I.4.2.7. Composés phénoliques et aromatiques ..... 11
I.5. Propriétés du miel ..... 11
I.5.1. Propriétés physico-chimiques du miel ..... 11
I.5.1.1. Indice de réfraction ..... 11
I.5.1.2. Humidité ..... 11
I.5.1.3. pH et acidité ..... 12
I.5.1.4. Teneur en cendres ..... 12
I.5.1.5. Conductivité électrique ..... 12
I.5.1.6. La couleur ..... 12
I.5.1.7. Teneur en matières sèche et degré Brix ..... 13
I.5.1.8. Hydroxy-méthyl-furfural ..... 13
I.5.1.9. Densité ..... 13
I.5.1.10. Viscosité ..... 13
I.5.1.11. Cristallisation ..... 14
I.5.2. Les propriétés biologiques du miel ..... 14
I.5.2.1. Propriétés antimicrobiennes ..... 14
I.5.2.2. Propriétés antioxydantes ..... 15
I.5.2.3. Les propriétés cicatrisantes et anti-inflammatoires ..... 15
**CHAPITRE II. MATERIELS ET METHODES ..... 17**
II.1. Présentation des milieux d'étude ..... 17
II.1.1. Région de la plaine de l'Imbo ..... 17
II.1.1.1. Mugara ..... 18
II.1.1.2. Kigwena ..... 18
II.1.2. Région montagneuse de la crête Congo Nil ..... 19
II.1.3. Région des plateaux centraux ..... 20
II.1.4. Région escarpée de Mumirwa ..... 21

II.2. Méthodes et choix d'échantillonnage ..... 22
II. 3. Matériels ..... 26
II.3.1. Matériels de collecte sur terrain ..... 26
II.3.1.1. Enfumoir ..... 26
II. 3.1.2. Le couteau ..... 27
II.3.1.3. Les gants ..... 27
II.3.1.4. Le casque et Masque (voile de l'apiculteur) ..... 27
II.3.1.5. Filet ..... 27
II.3.1.6. Autres matériels ..... 27
II. 3.2. Matériels et méthodes d'analyses au laboratoire ..... 28
II.3.2.1. Analyses des paramètres physicochimiques ..... 28
II.3.2.1.1 Détermination de l'acidité libre ..... 28
II.3.2.1.2. Détermination du pH ..... 29
II.3.2.1.3. Détermination des cendres totales ..... 30
II. 3.2.1.4. Détermination de degré Brix ..... 30
II. 3.2.1.5. Détermination de la teneur en eau ..... 31
II.3.2.2. Evaluation des composés antioxydants ..... 32
II.3.2.2.1. Extraction des composés phénoliques ..... 32
II.3.2.2.2. Dosage des polyphénols totaux ..... 32
II. 3.2.2.3. Teneur en Flavonoïdes ..... 32
II.3.2.2.4. Le dosage du pouvoir réducteur/ antioxydant ferrique (FRAP- the ferric reducing/antioxidant power assay) ..... 33
II.3.2.2.5. DPPH (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl) assay ..... 33
II.3.2.3. Analyse statistique ..... 34
**CHAPITRE III. PRESENTATION ET DISCUSSION DES RESULTATS ..... 35**
III.1. Présentation des résultats ..... 35
III.1.1. Les paramètres physicochimiques ..... 35
III.1.1.1. Acidité libre ..... 35
III.1.1.2. Détermination du pH ..... 37
III.1.1.3. Détermination de la teneur en cendres ..... 39
III.1.1.4. Degré Brix ..... 40
III.1.1.5. Teneur en humidité ..... 42
III.1.2. Les composés antioxydants ..... 44

III.1.2.1. Influence d'état d'écosystèmes sur les composés antioxydants ..... 44
III.1.2.1.1. Région éco-climatiques des Plateaux centraux (RECPC) ..... 44
III.1.2.1.2. Région de la Crête Congo Nil ..... 50
III.1.2.1.3. Région éco-climatique de la plaine de l'Imbo (RECPI) ..... 55
III.1.2.1.4. Région de Mumirwa ..... 60
III.1.2.2. Influence des types d'écosystèmes sur la teneur en composés antioxydants selon les régions éco-climatiques ..... 63
III.1.2.3. Teneur en composés antioxydants en fonction de la région ..... 65
**CONCLUSION GENERALE ET SUGGESTIONS ..... 71**
**REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES ..... 74**
**ANNEXES ..... 85**

## LISTES DES TABLEAUX

Tableau 1: Présentation des échantillons et leurs sources ..... 23
Tableau 2 : Teneur en composés antioxydants de miel issu de la RECPC ..... 45
Tableau 3: Teneur en antioxydants des miels issus de la région éco-climatique de la crête Congo Nil (RECCCN) ..... 51
Tableau 4: Teneur en antioxydants des miels issu de l'Imbo ..... 55
Tableau 5: Teneur en antioxydants de miel issu de la région de Mumirwa ..... 60
Tableau 6: Variation de la teneur en antioxydants en fonction des types des écosystèmes ..... 63
Tableau 7: Variation de la teneur en antioxydants en fonction de la région ..... 65

## LISTE DES FIGURES

Figure 1.1 : La composition moyenne du miel ( Rossant, 2011) ..... 8
Figure 2.2. La carte de sites d'échantillonnage ..... 22
Figure 2.3: Echantillons de miel provenant de différentes régions éco-climatiques du Burundi). ..... 26
Figure 3.4: Variation de l'acidité libre des échantillons analysés ..... 35
Figure 3.5: Variation du pH ..... 38
Figure 3.6: Variation de la teneur en cendres ..... 39
Figure 3.7 : Variation de degré Brix ..... 41
Figure 3.8: La variation de la teneur en eau ..... 43
Figure 3.9: Analyses groupées de vingt échantillons de miel issus de différents écosystèmes en paramètres physicochimiques et en composes antioxydants ..... 68

## LISTES DES SIGLES ET ABREVIATIONS

**EN** **:** Ecosystème naturel

**ESN** **:** Ecosystème semi naturel

**ET** **:** Ecosystème du lac Tanganyika

**AE** **:** Agroécosystème

**FC** **:** Forêt claire

**PNR** **:** Parc National de la Ruvubu

**CNTA** **:** Centre National de Technologie Alimentaire

**RECCCN** **:** Région éco- climatique de la Crête Congo Nil

**RECPI** **:** Région éco-climatique de la plaine de l'Imbo

**RECPC** **:** Région éco-climatique des plateaux centraux

**FAO** **:** Food Agriculture Organizations

**DPPH** **:** 1, 1-diphenyl-2-picrylhydrazyl assay

**FRAP** **:** the ferric reducing/antioxidant power assay

## AVANT-PROPOS

Dans un monde où la recherche sur la nutrition et la santé est en constante évolution, l'étude des produits naturels, tels que le miel revêt une importance accrue. En effet, ce précieux aliment est reconnu non seulement pour ses qualités organoleptiques mais également pour ses propriétés bénéfiques sur la santé, notamment en tant qu'antioxydant. De plus, le miel reflète la biodiversité et les écosystèmes dans lesquels il est produit.

L'étude de l'effet écosystémique sur les composants antioxydants et l'activité antioxydante du miel provenant des régions éco-climatiques du Burundi s'inscrit dans cette démarche de valorisation des ressources naturelles, tout en mettant en lumière les spécificités écologiques de de pays. Grace à sa diversité écologique, le Burundi offre un cadre unique pour explorer comment les variations climatiques et environnementales influencent la composition du miel. Les abeilles considérées comme indicateurs de la santé de l'écosystème jouent un rôle crucial dans la pollination et la production de miel tout en étant sensibles aux changements de leur habitat.

Ainsi, cette étude vise à établir un lien entre les caractéristiques écologiques des différentes régions et la qualité du miel, en mettant particulièrement l'accent sur les composés antioxydants susceptibles de contribuer à la lutte contre certaines maladies. Par conséquent, elle constitue une contribution significative à la compréhension des interactions complexes entre l'écosystème, la production de miel et la santé humaine. De plus, elle souligne l'importance de la conservation de la biodiversité pour les générations futures.

Cette recherche apporte une contribution précieuse à la connaissance des produits apicoles au Burundi et encouragera une prise de conscience sur l'importance de préserver les écosystèmes afin de garantir la qualité et la durabilité des ressources naturelles.

# 0. INTRODUCTION GENERALE

## 0.1. Contexte et problématique

Le miel, produit naturel aux propriétés antioxydantes remarquables, constitue une alternative prometteuse pour la prévention des maladies chroniques liées au stress oxydatif (Özcan & Juhaimi, 2015). Il est depuis des millénaires apprécié pour son goût sucré et ses propriétés thérapeutiques. Au-delà de son utilisation culinaire, le miel est de plus en plus étudié pour sa composition complexe en composés bioactifs, parmi lesquels les antioxydants occupent une place centrale (Bogdanov, 2012).

Les antioxydants, en tant que molécules ayant la capacité de neutraliser les radicaux libres responsables du stress oxydatif, jouent un rôle crucial dans la prévention de nombreuses maladies chroniques telles que les maladies cardiovasculaires, le cancer, les maladies inflammatoires et les maladies neurodégénératives (Özcan & Juhaimi, 2015). Leur présence dans l'alimentation, et notamment dans les produits naturels comme le miel, éveille un intérêt grandissant de la part des chercheurs et des consommateurs soucieux de leur santé (Özcan & Juhaimi, 2015).

A l'échelle mondiale, le miel suscite un intérêt croissant en raison de sa richesse en antioxydants et en propriétés bénéfiques pour la santé (Ahmed *et* a*l.*, 2018). De nombreuses études ont été réalisées pour trouver des produits naturels pouvant servir d'alternative efficace pour diminuer la prévalence des maladies et leurs effets secondaires inévitables. Parmi eux, le miel a particulièrement retenu l'attention des chercheurs en tant que médecine complémentaire et alternative (Da Cruz *et al*., 2019). D'autres études ont révélé la diversité des profils antioxydants des miels provenant de différentes régions (White, 1978). Les propriétés antioxydantes du miel sont liées à la présences de composés phénoliques, des flavonoïdes et d'autres substances bioactifs (Ahmed *et al*., 2018).

La composition du miel, y compris sa richesse en antioxydants, est influencée par divers facteurs tels que l'origine géographique, la flore locale, ainsi que les conditions environnementales notamment le climat, les pratiques agricoles et le sol (Karabagias *et al*., 2014). Les conditions environnementales d'une région influencent directement la composition florale, et par conséquent, la qualité nutritionnelle du miel (Ben Lekbir *et al*., 2023).

Dans ce contexte, le Burundi, avec sa diversité écologique et floristique remarquable, offre un terrain d'étude privilégié pour explorer cette variabilité (Masharabu *et al.*, 2010).

Cependant les études sur la composition et les propriétés biologiques de miel burundais sont relativement rares. Les connaissances actuelles sur les antioxydants présents dans des miels produits dans les différentes régions éco-climatiques du Burundi sont limitées. L'environnement dans lequel les abeilles butinent, est soumis à des pressions anthropiques et des conditions environnementales spécifiques à chaque région. Cette étude vise donc à évaluer l'impact des facteurs environnementaux sur la composition en antioxydants de miel issu des régions éco-climatiques du Burundi (plaine de l'Imbo, Crête Congo Nil, Plateaux centraux et Mumirwa). Plus précisément, elle cherche à identifier les régions produisant le miel le plus riche en composés antioxydants et à comprendre les déterminants de cette qualité nutritionnelle, afin de valoriser le miel local dans une perspective de production durable et de sécurité alimentaire.

### 0.2. Questions de recherche

- Quelles sont les régions éco-climatiques produisant des miels les plus riches en composés antioxydants ?
- Quels sont les facteurs déterminants de la qualité nutritionnelle du miel produit au Burundi, en tenant compte des régions éco-climatiques ?

### 0.3. Motivation et choix du sujet

Le miel est reconnu non seulement pour ses qualités nutritionnelles exceptionnelles, mais aussi pour ses propriétés thérapeutiques, largement attribuées à sa richesse en composés bioactifs, notamment ses antioxydants. Dans un contexte où la sécurité alimentaire et la santé publique sont des enjeux majeurs, il devient essentiel de garantir la qualité du miel consommé par la population. Or la composition nutritionnelle et l'activiste antioxydante du miel dépendent fortement des conditions écologiques dans lesquelles les abeilles butinent. C'est pour cette raison que cette étude a été mené dans les différentes régions éco-climatiques pour explorer la variabilité de ce produit et comprendre les facteurs qui influent sur sa composition.

La motivation du choix du sujet est due à des raisons suivantes :

- Les préoccupations des conditions environnementales dans lesquelles les abeilles butinent tels que la dégradation croissante des écosystèmes, les changements climatiques et la modification de la couverture végétale ;
- Identification des zones à fort potentiel en déterminant les régions qui produisent le miel de meilleure qualité et contribuer à la valorisation du miel produit localement ;
- Apporter des données inédites sur l'effet des écosystèmes sur la qualité du miel, contribuant ainsi à la recherche scientifique et à l'élaboration de stratégies de gestion durable des ressources naturelles.

### 0.4. Intérêt du sujet

Le miel est connu pour ses propriétés thérapeutiques pour la santé grâce à des composés bioactifs qu'il regorge (Nayik *et al*., 2014). D'où l'importance d'étudier les paramètres physicochimiques et les composés antioxydants se trouvant dans le miel, ainsi que les facteurs qui influencent sa composition. De plus, cette étude sur les antioxydants du miel est intéressante du point de vue individuel, communautaire, et scientifique :

- Du point de vue individuel : Le miel est un produit naturel offert par la nature, possédant des propriétés antioxydantes qui aident à lutter contre le stress oxydatif et à renforcer le système immunitaire (Özcan & Juhaimi, 2015). Cela peut inciter les individus à intégrer le miel dans leur alimentation pour améliorer leur santé, et par conséquent prévenir des maladies chroniques ;
- Du pont de vue communautaire : La recherche sur le miel encourage la protection des abeilles et des pratiques apicoles durables, ce qui est essentiel pour les écosystèmes locaux et la biodiversité. En agissant ainsi, on soutient l'art de l'apiculture et on contribue au développement durable.
- Du point de vue scientifique : on ouvre le champ aux chercheurs d'explorer les propriétés bioactives et identifier les autres composés antioxydants et étudier leurs mécanismes d'actions à partir d'une étude récente. Ils peuvent susciter une idée de créer de nouveaux produits alimentaires ou complément alimentaire à base du miel, enrichis en composés antioxydants ( Mushtaq *et al*., 2020).

## 0.5. Objectifs

### 1. Objectif général

Évaluer l'impact des facteurs environnementaux sur les paramètres physico-chimiques et l'activité antioxydante du miel produit au Burundi, en analysant la teneur des antioxydants présents dans le miel et en identifiant les écosystèmes favorables à une haute qualité nutritionnelle afin de valoriser le miel produit localement.

### 2. Objectifs spécifiques

- Analyser et quantifier les antioxydants présents dans le miel issu de différentes régions éco-climatiques du Burundi ;
- Identifier les écosystèmes qui présentent le miel de haute qualité en antioxydants ;
- Déterminer les régions présentant le miel le plus riche en ces composés et comprendre les déterminants de cette qualité nutritionnelle.

## 0.6. Hypothèses

Pour répondre aux questions précédentes et, par conséquent, atteindre les objectifs de cette étude, nous nous posons les hypothèses suivantes :

**H1 :** La teneur en antioxydants varie significativement en fonctions des régions éco-climatiques.

**H2** : Le miel issu des régions éco-climatiques du Burundi riches en biodiversité floristique présente une teneur en antioxydants plus élevée.

## 0.7. Délimitation du sujet et articulation de l'étude

La présente étude se concentre sur l'analyse des composés antioxydants présents dans le miel, en évaluant leur concentration en fonction de l'origine écosystémique des différentes régions du Burundi.

Au niveau géographique, l'étude a été orientée vers 4 régions éco-climatiques du Burundi à savoir : Région éco-climatique des plateaux centraux en Commune Kigamba, Région éco-climatique de la Crête Congo Nil en commune Bukeye, Région éco-climatique de la plaine de l'Imbo en commune Rumonge et Région éco-climatique de Mirwa à Bururi.

Temporellement, cette étude a été menée depuis le mois de juillet 2024 jusqu'au mois de janvier 2025.

La présente étude s'articule en 3 chapitres précédés par une introduction générale et suivis par une conclusion et suggestions. Ces chapitres sont les suivants : Chapitre I. Revue littéraire sur la généralité du miel ; chapitre II : Matériels et méthodes ; chapitre III. Présentation et discussion des résultats.

# CHAPITRE I : GENERALITE SUR LE MIEL

## I.1. Définition

Selon le codex Alimentarius (Codex, 2022)**,** le miel est « la substance naturelle sucrée produite par les abeilles, *Apis mellifera,* à partir du nectar de fleurs ou à partir de miellat ; secrétions provenant des parties vivantes des plantes ou d'excrétions d'insectes piqueurs suceurs laissées sur les parties vivantes des plantes. Les abeilles butinent ces substances, les transforment en les combinant avec des substances spécifiques qu'elles secrètent elles- mêmes, les déposent, les déshydratent, les emmagasinent et les laissent affiner et murir dans les rayons de la ruche ».

## I.2. Origine

Le miel le plus consommé actuellement est produit par les abeilles, *Apis mellifera*, qui vivent en colonies organisées. Ces abeilles butineuses récoltent du nectar des fleurs et/ou du miellat, le stockent dans leur jabot et le rapportent à la ruche ( François-Xavier & Dechaume-Moncharmont, 2003).

### I.2.1. Le nectar

Le nectar est un liquide sucré produit par les fleurs de nombreuses plantes. Il est secrété par des glandes spécialisées, les nectaires, qui se trouvent généralement à la base des pétales ou des sépales(Barberis *et al*., 2024). Le nectar se forme à partir de la sève des plantes au sein des cellules des glandes nectarifères, où se passent des transformations biochimiques complexes conférant au fluide, une composition très variée. Le nectar est principalement composé d'eau, de sucres (saccharose, glucose, fructose), d'acides aminés, de vitamines, des sels minéraux et des composés aromatiques et d'autres substances de la plante. Sa composition varie en fonction de l'espèce de plante, des conditions environnementales et du stade de développement de la fleur (Bordin *et al*., 2020; Gong *et al*., 2023)**.**

### I.2.2. Le miellat

Le miellat est un liquide visqueux et sucré sécrété par certains insectes suceurs, principalement les pucerons, mais aussi les cochenilles et les cicadelles, qui se nourrissent de la sève élaborée par les plantes(Bonté & Desmoulière, 2013).

Contrairement au nectar qui est directement secrété par les fleurs, le miellat provient des excrétas des insectes après la digestion de la sève. Ce processus nécessite une interaction complexe entre le monde végétal et animal.

Le miellat, comme le nectar, est une source de production du miel, mais il représente une réalité biologique distincte (Gong *et al*., 2023; Álvarez-Pérez *et al*., 2024).

La récolte du miellat est une voie alternative dans les zones où les fleurs sont rares voire inexistantes. Le miel de miellat est sombre, moins humide que le miel de nectar (Bonté & Desmoulière, 2013).

## I.3. Types de miels

Les variétés de miel sont diverses, chacune présentant des caractéristiques uniques influencées par les sources florales dont elles sont issues. Le miel peut être globalement classé en types monofloraux et multifloraux, chaque type possédant des propriétés et des bienfaits pour la santé distincts(Al-kafaween *et al*., 2023).

### I.3.1. Miel monofloral

Le miel monofloral est produit à partir du nectar et/ou de miellat récolté sur une seule espèce végétale et présente des propriétés chimiques et sensorielles uniques ce qui le distinguent des variétés multiflorales. L'importance de son potentiel antioxydant, de ses composés aromatiques et de ses profils élémentaires procure au miel monofloral son authenticité (Nakib *et al*., 2024). Cela implique que durant toute la saison, les abeilles visitent et butinent une seule espèce de plante mellifère. Cela est possible lorsque les ruches sont installées dans une zone peuplée d'une seule espèce végétale (Bonté & Desmoulière, 2013). Comme on ne peut pas limiter le périmètre de vol des abeilles à la recherche d'autres variété de nectar et de pollen, les spécialistes dans le domaine apicole ont décidé que le miel monofloral doit avoir au moins 80% de nectar d'une même espèce de plante mellifère (J.Louveaux *et al.*, 2015).

### I.3.2. Miel multifloral

Le miel multifloral est un type de miel produit à partir du nectar de plusieurs espèces de plantes mellifères. Il est également connu sous le nom du miel polyfloral ou miel de fleurs sauvages. Il présente diverses caractéristiques influencées par des origines botaniques**.**

Leurs propriétés sont plus variables selon l'origine géographiques, les facteurs climatiques, les espèces d'abeilles et les plantes mellifères (Bonté & Desmoulière, 2013)**.**

### I.3.3. Miels d'origine géographique

Les miels d'origine géographique sont souvent des miels multifloraux qui ont acquis des réputations particulières liées à leur origine, qu'il s'agisse des petites régions, des provinces, ou des continents. L'origine géographique influence considérablement sa qualité, sa composition et son authenticité.

Les miels d'origine géographique varient en fonction des fleurs butinées et de l'environnement où ils sont produits car chaque région possède sa flore unique offrant ainsi des miels aux arômes et aux saveurs distincts (Wu *et al*., 2022).

## I.4. Composition du miel

La composition du miel est très complexe et variable**.** Les glucides et l'eau sont les principaux composants du miel. En outre, des oligo-éléments tels que : des protéines, des enzymes, des acides aminés, des acides organiques, des lipides, des vitamines, des minéraux et des composés phytochimiques, principalement des flavonoïdes et des composés phénoliques (Buba *et al*., 2013). La variation de sa composition dépend largement des espèces végétales visitées par les abeilles, de l'origine géographique, des conditions climatiques, des activités anthropiques (Nayik *et al*., 2014).

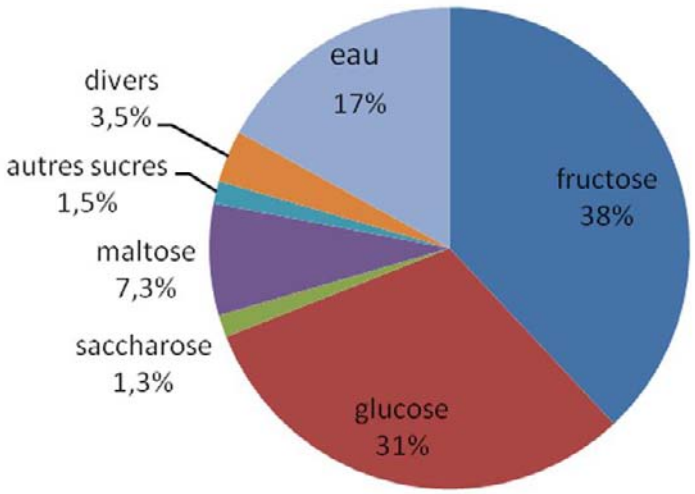



**Figure 1.1 : La composition moyenne du miel ( Rossant, 2011)**

### I.4.1. Les composés majeurs

#### I.4.1.1. Les glucides

Les sucres sont les principaux constituants du miel, représentent environ 80 % à 85 % du miel (Buba *et al*., 2013). En moyenne, le miel est composé principalement du fructose (38 %) et du glucose (31 %) comme sucres majeurs. Outre le fructose et le glucose, d'autres disaccharides identifiés comprennent le maltose, le saccharose, le maltulose, le turanose, l'isomaltose, le laminaribiose, le nigerose, le kojibiose, le gentiobiose et le B-tréhalose. Les trisaccharides comprennent le maltotriose, l'erlose, le mélézitose, le centose 3-a5, l'isomaltosylglucose, le l-kestose, l'isomaltotriose, le panose, l'isopanose et la théandrose (Ahmed *et al*., 2018).

#### I.4.1.2. L'eau

Selon Codex Alimentarius (Codex, 2022), la teneur en eau dans le miel ne dépasse pas 20% exception faite pour le miel de bruyère, qui peut présenter de la teneur plus élevées jusqu'à 23%. La teneur en eau, est un paramètre lié au degré de maturité et dépend de la source du miel, des conditions climatiques et d'autres facteurs. Si la teneur en eau du miel est supérieure à 20 %, ce dernier a des chances de fermenter (Yang *et al*., 2018).

### I.4.2. Les composés mineurs

#### I.4.2.1. Vitamines

Le miel contient une variété de vitamines hydrosolubles et liposolubles, en très petites quantités. Il s'agit essentiellement de vitamines du groupe B : vitamine B1, B2, B3, B5, B6, B8, B9 qui seraient apportées par le pollen. Il contient également de la vitamine C (Madhusudhan *et al.*, 2023), parfois on y trouve aussi et très rarement des vitamines A, E et K (Wasagu *et al*., 2013; Balas, 2015).

#### I.4.2.2. Protéines et acides aminés

Le miel contient une quantité très faible de protéines et d'acides aminés dont le pourcentage varie entre 0,2 et 0,5% (Ibrahim *et al*., 2021)**.** Ces protéines proviennent principalement des enzymes que les abeilles ajoutent lors du processus de transformation du nectar en miel et du pollen.

Parmi les acides aminés qui constituent le miel, la proline est la plus abondante et donc généralement choisie comme étalon pour la quantification de la teneur en acides aminés (Edo *et al*., 2023) **.**

### I.4.2.3. Enzymes

On retrouve dans le miel les enzymes provenant des glandes hypopharyngiennes (des sécrétions salivaires des abeilles) comme α et β Amylase, gluco-invertase, glucose-oxydase et les enzymes provenant du nectar comme catalase, diastase, phosphatase acides (Oddo *et al*., 1999; Balas, 2015)**.**

### I.4.2.4. Sels minéraux

La teneur en sels minéraux d'un miel est en général faible (l'ordre de 0,1%). On y trouve, dans l'ordre d'importance, le potassium, le Calcium, le Sodium, le Magnésium, le Manganèse, le Fer, le Cuivre, le Bore, le Phosphore, le Soufre, le Zinc, le Baryum et le Silicium (Đogo Mračević *et al*., 2020).

### I.4.2.5. Lipides

Les lipides sont présents en très faibles quantités dans le miel. On y retrouve principalement des stérols comme le cholestérol libre ou des esters de cholestérol. De plus, le miel contient des acides gras comme l'acide palmitique, l'acide oléique, l'acide linoléique, l'acide butyrique et l'acide caprique **(**Abersi *et al*., 2016).

### I.4.2.6. Acides organiques

Le miel contient plusieurs acides organiques (0,1 à 0,5%). L'acide gluconique est l'acide organique le plus important dans le miel, responsable de l'acidité du miel. On peut trouver aussi d'autres acides en plus petites quantités tels que l'acide acétique, l'acide citrique, l'acide lactique, l'acide malique, l'acide oxalique, l'acide butyrique, l'acide pyroglutamique et l'acide succinique**,** l'acide formique, des traces d'acide chlorhydrique et d'acide phosphorique (Balas, 2015). Certains sont issus du nectar directement, d'autres sont le fruit de réactions enzymatiques et de fermentations.

### I.4.2.7. Composés phénoliques et aromatiques

Les composés phénoliques sont un groupe diversifié de métabolites secondaires principalement présents dans le règne végétal. Ils jouent un rôle important dans la protection des plantes contre les agressions extérieures et dans ses propriétés nutritionnels et thérapeutiques, influençant son activité antioxydante et ses caractéristiques sensorielles (Kedzierska *et al*., 2021; Zagoskina *et al*., 2023). Leur structure chimique fondamentale comprend au minimum un groupe hydroxyle (-OH) lié à un cycle aromatique (benzénique). On les retrouve notamment dans la propolis, car ils proviennent majoritairement des secrétions de bourgeons et d'exsudats végétaux. On en distingue trois familles : les acides benzoïques, les acides cinnamiques et les flavonoïdes (Zagoskina *et al*., 2023). Les polyphénols, un sous-ensemble des composés phénoliques, contiennent de multiples cycles aromatiques et groupes hydroxyles, contribuant à leurs propriétés antioxydantes et leurs bienfaits pour la santé (Rahman *et al*., 2022).

Diverses études ont identifié une gamme de composés phénoliques, notamment les flavonoïdes et les acides phénoliques qui servent de biomarqueurs des origines florales et géographiques du miel (Wang *et al*., 2023).

## I.5. Propriétés du miel

### I.5.1. Propriétés physico-chimiques du miel

#### I.5.1.1. Indice de réfraction

L'indice de réfraction est une propriété optique importante qui indique la composition et la qualité du miel. Cet indice varie en fonction de la teneur en eau, en fructose, en glucose et de la température. Les concentrations plus élevées en sucres, en solides solubles totaux entrainent un indice de réfraction plus élevé. En revanche l'augmentation de la température le diminue. Il est mesuré par un refractomètre et il fournit une lecture directe des valeurs qui nous fait connaître facilement la teneur en eau (Mahmoud *et al*., 2023).

#### I.5.1.2. Humidité

L'humidité ou teneur en eau du miel est un paramètre crucial qui influence sa qualité, sa sécurité et sa durée de conservation. Un miel trop hydraté est susceptible de fermenter tandis qu' un miel trop sec perd son arôme (Jaya *et al*., 2022).

Les différents facteurs environnementaux et biologiques contribuent à la teneur en humidité, qui peut varier considérablement selon la saison et les conditions de production(Suhri & Bahar, 2023).

### I.5.1.3. pH et acidité

Le pH ou potentiel d'hydrogène est la mesure du coefficient caractérisant l'acidité ou la basicité d'un milieu et représente la concentration des ions $H^+$ d'une solution (Ummah, 2019). Le pH du miel varie de 3,2 à 4,5 pour le miel du nectar et de 4,5 à 5,5 pour le miel de miellat, reflétant son acidité (Jean-Prost, 1987; Gethin *et al.,* 2008**).** L'acidité du miel dérive des acides organiques comme l'acide gluconique et joue un rôle fondamental dans la préservation du miel en limitant le développement des micro-organismes indésirables (Terrab *et al*., 2002**).** Selon le codex alimentaire de la FAO en 2001, l'acidité totale du miel ne doit pas dépasser 50 meq d'acide par 1000g (FAO, 2001).

### I.5.1.4. Teneur en cendres

La teneur en cendres correspond à la fraction minérale du miel après incinération. Elle est un indicateur de la présence des sels minéraux et d'éléments nutritifs. Elle varie selon l'origine florale et fournit des indices sur la qualité du miel et sa provenance (Abid, 2017).

### I.5.1.5. Conductivité électrique

La conductivité du miel est un indicateur pertinent de sa qualité. Elle résulte de la présence de sels minéraux et des acides organiques. Une conductivité élevée du miel donne des précieux renseignements sur l'origine floral et permet de distinguer le miel de nectar et de miellat (Bogdanov *et al.*, 2004; Ouchemoukh *et al.*, 2007). Cette conductivité, notée $\sigma$, est exprimée en Siemens par mètre ($S.m^{-1}$).

### I.5.1.6. La couleur

La couleur du miel est un paramètre de qualité, qui varie du doré clair au brun foncé voire noir. Elle dépend des fleurs dont proviennent les nectars et des processus de maturation. Cette variation est déterminée par des pigments naturels, tels que les flavonoïdes, les anthocyanes et des caroténoïdes (Bouaroua *et al.*, 2022)**.**

### I.5.1.7. Teneur en matières sèche et degré Brix

La teneur en matières sèches du miel, qui exclut l'eau, reflète la concentration des substances, principalement les sucres comme le fructose et le glucose, mais aussi d'autres composés tels que les sels minéraux, les acides organiques et les protéines. Cette mesure est directement corrélée à la qualité nutritive, à la saveur et à la texture du miel, influençant également sa conservation et sa résistance à la fermentation (Halliimi, 2018). Le degré Brix exprimé en pourcentage, correspond à la quantité des sucres dissous (en grammes) dans 100 grammes de miel à 20°C. Il est mesuré à l'aide d'un refractomètre. Cependant, il existe une légère différence entre le degré Brix et le pourcentage réel de matière sèche, car la matière sèche inclut tous les solides dissous, tandis que le Brix mesure essentiellement les sucres (Alaerjani & Mohammed, 2024).

### I.5.1.8. Hydroxy-méthyl-furfural

L'HMF est un composé organique, qui résulte de la déshydratation des sucres simples : fructose lors du chauffage du miel ou de stockage prolongé. Il constitue un paramètre important dans l'évaluation de la qualité du miel, car sa présence et sa concentration renseignent sur l'état du miel et son traitement. Sa présence à un taux élevé est un indice de vieillissement et de dégradation (Oudjet, 2012).

### I.5.1.9. Densité

La densité du miel est généralement comprise entre 1,40 et 1,45 g/cm³. Elle est influencée par la teneur en eau et la composition en sucres .Une densité élevée indique une richesse en solides dissous, tandis qu'une densité faible indique une dilution ou une fermentation ( Bogdanov *et al.*, 2011; Benkhaddra et Ghaetdbane, 2014). La valeur minimale exigée par EAC est de 1,37g/ cm³ (EAS 36 :2000).

### I.5.1.10. Viscosité

La viscosité du miel est une mesure de sa résistance à l'écoulement. Elle est influencée par la teneur en eau et en sucres. Un miel plus visqueux indique une haute teneur en fructose, tandis qu'un miel plus fluide est souvent associé à une humidité plus élevée. La viscosité joue également un rôle dans l'expérience sensorielle, affectant la sensation dans la bouche ( Frisch,2011).

### I.5.1.11. Cristallisation

La cristallisation est un phénomène naturel du miel, résultat de la saturation en sucres (El Sohaimy *et al*., 2015). Elle est influencée par la proportion du glucose par rapport au fructose, ainsi que la température (Rossant, 2011). La cristallisation est un signe de pureté et de qualité, bien qu'elle puisse modifier l'aspect et la texture du produit (Koechler, 2015).

### I.5.2. Les propriétés biologiques du miel

Le miel se distingue des aliments conventionnels par sa capacité à demeurer inaltérable, ce qui contribue largement à son image symbolique d'aliment aux vertus médicinales. Il lui est souvent attribué de multiples « bienfaits ». Historiquement, le miel a été employé non seulement comme aliment, mais également dans divers rites et cérémonies ( Tetart, 2004) . A travers l'âge, il a été perçu comme un préventif contre de nombreuses affections. Utilisé depuis l'antiquité dans la médecine traditionnelle, il trouve également sa place dans la médecine moderne, notamment en milieu chirurgical, où il offre de nombreux avantages. Le miel est fréquemment qualifié d' « alicament », un terme désignant un aliment auquel on confère des propriétés thérapeutiques. Il est en effet reconnu pour ses multiples vertus médicinales et pharmacologiques, que nous nous efforcerons d'explorer (Tetart, 2004; Rossant,2011). Ces propriétés thérapeutiques sont influencées par les types de nectars collectés par les abeilles , car son efficacité découle de deux sources , animale ( la salive) et végétale ( nectar) (Toullec, 2008).

### I.5.2.1. Propriétés antimicrobiennes

Le miel est depuis longtemps reconnu pour son utilisation en tant que remède dans le traitement des infections, démontrant son efficacité face aux champignons, aux bactéries, ainsi qu'aux virus. Cette propriété antimicrobienne découle des secrétions des abeilles telles que le peroxyde d'hydrogène, l'osmolarité, l'acidité, ainsi que des composés chimiques antiseptiques présents dans les plantes butinées. C'est cette synergie qui confère au miel la capacité d'inhiber un large éventail de bactéries, de champignons et de virus, sans que ces agents pathogènes ne puisse développer leur résistance (Sultanbawa *et al.*, 2015, Delphine, 2010).

Certains composants du miel, tels que les flavonoïdes et le cuivre, sont reconnus pour leurs effets antiviraux, notamment contre le virus de l'herpès (HSV). De plus, le monoxyde d'azote (NO), présent dans de nombreux miels, jouerait également un rôle antiviral (Al-wailin, 2004).

Face à l'augmentation des bactéries résistantes aux antibiotiques, le miel suscite un intérêt croissant en raison de son activité antibactérienne, qui varie selon son origine floral (Hoyet, 2005). Des recherches récentes ont démontré qu'il existe une interaction synergique entre les propriétés physiques et chimiques du miel, conférant à ce dernier une capacité antibactérienne notable. En effet, sa richesse en flavonoïdes et en composés phénoliques, ainsi que son acidité élevée et sa viscosité, contribuent significativement à l'activité antibactérienne (Bueno-costa *et al*., 2016 ; Can, 2015 ; Sultanbawa *et al.*, 2015; Avisse, 2014).

### I.5.2.2. Propriétés antioxydantes

Les antioxydants sont des molécules capables d'interagir avec les radicaux libres qui se forment en excès dans notre organisme lors des réactions d'oxydation. Ces radicaux libres sont à l'origine des dommages cellulaires, de cancers et d'autres problèmes de santé.

Les antioxydants interviennent donc pour interrompre la réaction en chaine avant que les cellules ne soient endommagées (Massaux, 2012). Le miel est le meilleur aliment naturel riche en antioxydants, notamment les flavonoïdes, les acides phénoliques, certaines vitamines et oligoéléments, mais aussi un système enzymatique qui aident à neutraliser les radicaux libres dans le corps (Ouchemoukh *et al*., 2007). Ils jouent un rôle crucial dans la prévention des maladies chroniques telles que les maladies cardiovasculaires, les cancers, etc. (Escudero *et al.*, 2014). Les antioxydants présents dans le miel contribuent également dans le renforcement du système immunitaire (Media *et al*., 2005; Bertoncelj *et al*., 2007).

### I.5.2.3. Les propriétés cicatrisantes et anti-inflammatoires

Les propriétés anti-inflammatoires et cicatrisantes du miel en font un remède traditionnel pour diverses affections. Il est souvent utilisé pour apaiser les maux de gorge, favoriser la cicatrisation des plaies, des brûlures et même traiter des infections cutanées (Bertoncelj *et al*., 2007). Des études ont démontré que, durant le processus de cicatrisation, le miel joue un rôle crucial dans la stimulation et la formation du tissu de granulation, tout en facilitant l'épithélialisation. De plus, il intervient dans la production des cytokines inflammatoires telles que TNF-α, IL-1β et TGF-β et matrix metalloproteinase-9 en stimulant les monocytes (Tonks *et al*., 2003; Salcido, 2008). Il est capable également de réguler de façon positive ces dernières ( Majtan *et al*,. 2010). Grace à ses propriétés antibactériennes, le miel élimine rapidement les infections et prévient la réinfection des plaies.

Il contribue également à l'élimination des tissus morts ou contaminés ainsi que des odeurs désagréables, et en stimulant la croissance de certains tissus, il accélère le processus de guérison (Tomczak, 2010). Ces propriétés sont en grande partie dues à la présence des composés bioactifs tel que le peroxyde d'hydrogène, l'osmolarité élevée, l'acidité et les composés phénoliques qui inhibent la croissance bactérienne (Sultanbawa *et al*., 2015).

# CHAPITRE II. MATERIELS ET METHODES

## II.1. Présentation des milieux d'étude

Le Burundi est un pays qui, malgré sa petite taille, présente une grande diversité d'écosystèmes, influencés principalement par son relief et son climat (IGEBU, 2019). Il est subdivisé en cinq régions éco-climatiques à savoir : Région de la plaine de l'Imbo, la région escarpée de Mumirwa, la région montagneuse de la Crête Congo Nil, la région des plateaux centraux et les dépressions de Kumoso et du Bugesera. Chaque région possède ses spécificités écologiques. Parmi ces cinq, l'étude a été menée dans les quatre régions suivantes : la plaine de l'Imbo, la Crête Congo Nil, les plateaux centraux et la région escarpée de Mumirwa. (Ndayikeza *et al.*, 2014 ; IGEBU, 2019).

### II.1.1. Région de la plaine de l'Imbo

La plaine de l'Imbo est la région située au Nord-Ouest du pays et caractérisée par un climat chaud et sec. Les écosystèmes naturels de cette région sont les écosystèmes aquatiques et les écosystèmes terrestres comme la réserve naturelle de la Rusizi, les forêts claires, la forêt périguinéenne de Kigwena, et les agroécosystèmes riverains dominés par la plantation des palmiers (Ndayikeza *et al.*, 2014). Les caractéristiques spécifiques de cette région sont le relief plat avec une altitude comprise entre 770 et 1000 m et le climat caractérisé par des températures élevées toute l'année et une saison sèche prolongée. Les précipitations sont relativement faibles comparées aux autres régions du Burundi (IGEBU, 2019).

Dans cette région, les sites d'échantillonnage choisis sont Mugara et Kigwena ; Mugara comme agroécosystèmes et Kigwena qui est proche de l'écosystème naturel de la forêt périguinéenne de Kigwena et de la forêt claire de Vyanda (Ndayikeza *et al.*, 2014). Les échantillons ont été collectés dans les écosystèmes différents: écosystème naturel de Kigwena et ses agroécosystèmes riverains ; écosystème riverain du lac Tanganyika et de la forêt périguinéenne de Kigwena (Ndayikeza *et al.*, 2014).

### II.1.1.1. Mugara

Mugara est localisée dans la zone Gatete en province Rumonge, à environ 15 km du chef-lieu provincial de Rumonge. Il est dominé par des plantations de palmier à huile verdoyante. La collecte des échantillons du miel a été faite dans les types d'écosystèmes suivants :

- Ecosystème semi naturel : l'apiculture est pratiquée dans l'écosystème qui est dans la vallée de la zone Gatete. Physiquement, il est composé des plantes sauvages, des herbes et des palmiers à l'huile. Son altitude varie de 948 m à 990 m.
  Il est constitué des plantes mellifères suivantes : *Elaensis guineensis, Eucalyptus saligna, Ananas comosus, Parinari curatellifolia, Harungana madagascariensis (*Umushayishayi**) ;**
- Agroécosystème : l'apiculture est pratiquée tout près de la maison de l'apiculteur avec une altitude qui varie entre 995 et 1004 m. Les abeilles butinent sur les différentes plantes comme *Elaensis guineensis* (les palmiers à huile), les bananiers, *Tithonia diversifonia, Citrus limon*. D'autres aliments de compléments donnés aux abeilles comme les farines, des ananas, de l'eau, etc.

### II.1.1.2. Kigwena

Kigwena est l'une des zones de la province Rumonge, connue pour la Réserve Naturelle de la forêt périguinéenne de Kigwena (Ndayikeza *et al.*, 2014) . Les échantillons de miel ont été collectés dans les écosystèmes de :

- La forêt claire de Vyanda communément appelée mu « Ngongo » : c'est un écosystème naturel qui abrite une biodiversité végétale et dominée par une espèce végétale « Ingongo ». L'altitude du site d'échantillonnage varie de 977 à 980 m. Les autres plantes mellifères observées dans cet écosystème sont : *Parinari curatellifolia, Anisophyllea boehmii, Albizzia adianthifolia, Cordia africana, Hymenacordia acida, Harungana madagascariensis*, ikigutabateme, etc. Les autres aliments de compléments donnés aux abeilles sont les ananas et l'eau.
- Ecosystème riverain du lac Tanganyika : c'est un écosystème dominé par *Elaensis guineensis* et une autre espèce communément appelés : « ikigutabateme ». A partir de des observations, les abeilles butinent sur les espèces : « ikigutabateme », *Elaensis guineensis* et *Citrus limon*. Dans cet écosystème, l'altitude varie entre 788 à 790 m.

- Agroécosystème : l'apiculture est pratiquée tout près de la maison de l'apiculteur. Cet agroécosystème est dominé par *Elaensis guineensis et les bananiers*. Les autres plantes mellifères sur lesquelles les abeilles butinent sont *Citrus limon, Persea americana, Mangifera indica,* Ikigutabateme, etc. Les autres aliments de compléments sont les farines, les ananas, l'eau, etc. L'altitude de cet écosystème varie entre 884 à 886 m.

### II.1.2. Région montagneuse de la crête Congo Nil

Cette région est la plus élevée du pays. Elle abrite des écosystèmes de haute altitude avec une végétation adaptée au froid et à l'humidité. L'altitude de cette région varie entre 1800 et 2500 m. Cette altitude élevée influence considérablement le climat et la végétation.

Le climat de la Crête Congo Nil est caractérisé par des températures plus fraîches que dans les autres régions du Burundi, avec une moyenne annuelle de 14˚C. Les précipitations sont abondantes tout au long de l'année, créant un environnement humide (IGEBU, 2019). La végétation est principalement constituée de la forêt ombrophile de montagne, qui abrite une grande diversité d'espèces végétales (Ndayikeza *et al.*, 2014).

Dans cette région, l'échantillonnage a été mené au Centre-Ouest du pays dans la commune Bukeye de la province Muramvya. Cette commune abrite une partie de la forêt de Kibira, une vaste étendue forestière d'une importance capitale écologique et culturelle pour le Burundi. Cette commune a été choisie pour sa biodiversité florale de la forêt et pour son éco-climat.

Les échantillons du miel ont été collectés dans deux types d'écosystèmes à savoir, les écosystèmes naturels et agroécosystèmes avec l'altitude qui varie entre 1813 et 2177 m.

- Agroécosystème de Kazigo : l'apiculture est pratiquée dans la vallée de Kazigo. Cet agroécosystème est dominé par l'eucalyptus et les cultures vivrières. L'altitude de cet écosystème varie entren1835 et 1851m.
- Agroécosystème Kumpama : l'apiculture est pratiquée sur la colline de Kumpama. Les plantes mellifères dominantes sont des cultures agricoles comme *Phaseolus vulgaris*, les pommes de terre, etc. L'altitude de cet écosystème est de 1813 m.
- Ecosystème semi naturel Samakare : cet écosystème est composé des plantes vivrières, des eucalyptus, et est à proximité de la forêt. L'altitude de cet écosystème est 2074m.

- Écosystème naturel de Ngwandi et Mutwenzi : ce sont des écosystèmes de la forêt de Kibira possédant une diversité floristique et un climat très froid avec une altitude respective de 2162 et 2177 m.

### II.1.3. Région des plateaux centraux

Les plateaux centraux du Burundi constituent une région éco- climatique distincte, offrant un environnement spécifique qui influence directement la composition du miel (IGEBU, 2019). Ils présentent des écosystèmes variés, allant de la forêt claire aux savanes.

Ils sont soumis à une pression anthropique importante en raison de l'agriculture et de l'élevage. Les caractéristiques éco- climatiques de cette région sont une altitude intermédiaire, généralement entre 1350 et 2000 m et un relief très varié avec des collines souvent ondulées et présentant des vallées larges. Le climat des plateaux centraux est caractérisé par des températures moyennes agréables, oscillant entre 17˚C et 20˚C.

Les précipitations sont régulières tout au long de l'année, bien que moins abondantes que sur la Crête Congo Nil (IGEBU, 2019). La végétation des plateaux centraux est variée, allant de la forêt claire aux savanes (Masharabu *et al.*, 2010).

Dans cette région l'échantillonnage a été mené à l'Est du pays dans la commune Kigamba de la province Cankuzo. Cette commune a été choisi parce qu'elle abrite une grande partie du Parc National de la Ruvubu. Elle a été choisie pour sa diversité floristique naturelle. Les échantillons du miel ont été collectés dans deux types d'écosystèmes :

- Ecosystème naturel du PNR : le Parc National de la Ruvubu (PNR) est un écosystème naturel dans lequel on pratique de l'apiculture grâce à sa diversité floristique. Du point de vue phytogéographique, ce parc est principalement couvert des savanes arborescentes. On y trouve de la diversité des plantes mellifères, tels que : *Parinari curatellifolia, Hymenocardia acida, Entada abyssinica, Faurea rochetiana, veronia sp., Anisophyllea boehmii, Erythrina abyssinica, Combretum molle, Acanthus polystachyus, Nidorella spartioides , Sphenostylis marginata, Aspilia pluriseta, Ipomoea involucrata, Dalbergia nitidula, Clematis hirsuta, Crassocephalum vitellinum, Guizotia scabra, Lantana trifolia, Dissotis trothae, Sesamum angolense, Scolopia sp., Londorphia kirkii, Keetia gueinzii, Alchornea cordifolia, etc.*

- Ecosystème naturel de Murenguko : C'est un écosystème naturel où on pratique de l'apiculture traditionnelle. Les plantes mellifères dominantes dans cet écosystème sont : *Syzygium sp, Parinari curatellifolia, Syzygium cordatum, Persea amercana,* umusagamba, umunyinya, umurama, umuyigi, imyingoro.

- Agroécosystème de Burenza : C'est un agroécosystème constitué principalement des cultures agricoles. Les plantes mellifères sont les bananiers, *Phaseolus vulgaris, Sorghum bicolor, Voronia amygdalina, Persea americana, Parinari curatellifolia, Ficus sp. Apodytes dimidiata, Eucalyptus saligna, Acacia mearnsii, Syzygium quineense, Mangifera indica,* etc.
- Agroécosystème de Magagwe : C'est un agroécosystème riverain du Parc National de la Ruvubu. Cet agroécosystème est composé principalement des cultures agricoles et des plantes sauvages. Les plantes mellifères sont les bananiers, *Phaseolus vulgaris, Sorghum bicolor, Vernonia amygdalina, Persea americana, Parinari curatellifolia, Ficus sp. Apodytes dimidiata, Acacia mearnsii, Syzygium quineense, Mangifera indica,* etc.

### II.1.4. Région escarpée de Mumirwa

Dans cette région, les écosystèmes visités sont l'agroécosystème de Bururi et l'écosystème renfermant des boisements artificiels. Les échantillons de miel ont été collectés dans l'écosystème renfermant de boisement artificiel d'eucalyptus (Miel d'eucalyptus) et dans l'agroécosystème riverain. L'altitude cette région varie entre 1200 et 1900 m. Le climat y est plus frais et plus humide que dans la plaine (IGEBU, 2019).

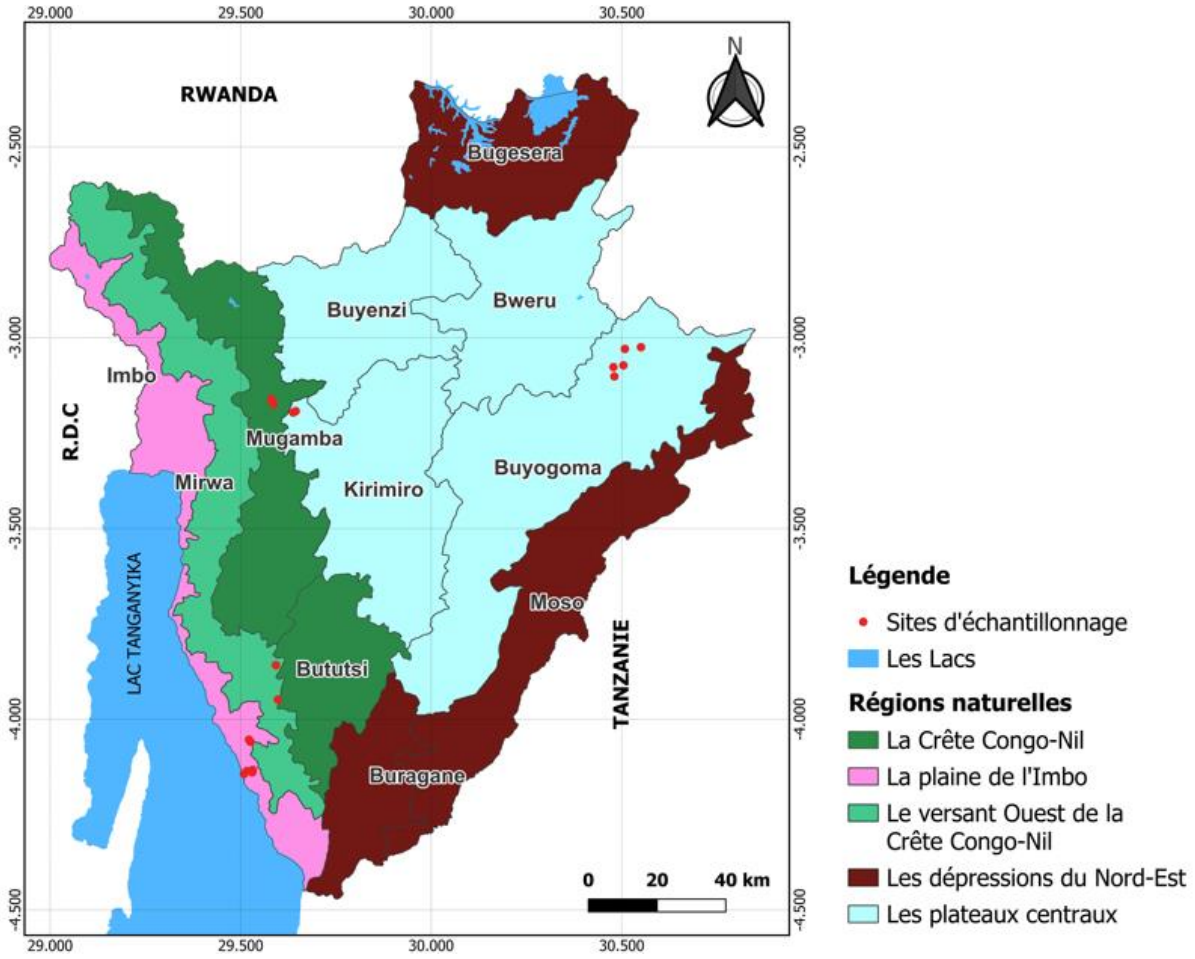



**Figure 2.2. La carte de sites d'échantillonnage**

## II.2. Méthodes et choix d'échantillonnage

La méthode utilisée pour la collecte des échantillons de miel a été basée sur l'observation des écosystèmes dans lesquels les ruches sont placées, la relevée des coordonnées géographiques des sites d'échantillonnage et la collecte des échantillons de miel destinés à être analysés. Ainsi, vingt échantillons de miel ont été collectés dans les différents écosystèmes des régions éco-climatiques du Burundi. Les échantillons collectés sont mis dans les bocaux en verre stériles et hermétiquement fermés et sont transportés dans un bac isothermique. Après avoir été étiquetée, les échantillons sont stockés dans un endroit de température ambiante là où il n'y a pas d'humidité ni de lumière.

**Tableau 1: Présentation des échantillons et leurs sources**

*Mmur/EN :Miel de l'écosystème naturel de Murenguko ; MPNR1/EN= Miel de l'écosystème naturel du parc national de la Ruvubu site1 ; MPNR2/EN= Miel de l'écosystème naturel du parc national de la Ruvubu site1 ; Mmag/AE = Miel de l'agroécosystème de Magagwe ;Mbur/AE = Miel de l'agroécosystème de Burenza ; Misa/ESN=Miel de l'écosystème semi naturel Isamakere ; Mmpa/AE= Miel de l'agroécosystème de Kumpama ; Mkaz/AE = Miel de l'agroécosystème de Kazigo ; Mngw/EN =Miel de l'écosystème naturel de Ngwandi ; Mtwe/EN= Miel de l'écosystème naturel de Mutwenzi; Mkigw/EN = Miel de l'écosystème naturel de Kigwena; Mkigw/AE = Miel de l'agroécosystème de Kigwena, ,Mkigw/ET1= Miel de l'écosystème du lac Tanganyika site1 ; Mkigw/ET2= Miel de l'écosystème du lac Tanganyika site2 ; Mmug/ESN1 = Miel de l'écosystème semi naturel de Mugara site1, Mmug/ESN2 = Miel de l'écosystème semi naturel de Mugara site2 ; Mmug/AE1= Miel de l'agroécosystème de Mugara site1; Mmug/AE2= Miel de l'agroécosystème de Mugara site2, Meuca= Miel d'eucalyptus , Mburi/AE= Miel d'agroécosystème de Bururi.*

| **Echantillons** | **Code** | **Origine florale** | **Ecosystèmes** | **Territoire** | **Région éco-climatiques** | **Période de récolte** |
|---|---|---|---|---|---|---|
| **Miel 1** | Mmur/EN | Multifloral | Ecosystème naturel de Murenguko | Cankuzo | Plateaux centraux | Aout 2024 |
| **Miel 2** | MPNR1/EN | Multifloral | Ecosystème naturel du PNR1 | Cankuzo | Plateaux centraux | Aout 2024 |
| **Miel 3** | MPNR2/EN | Multifloral | Ecosystème naturel du PNR2 | Cankuzo | Plateaux centraux | Aout 2024 |
| **Miel 4** | Mmag/AE | Multifloral | Agroécosystème riverain du PNR | Cankuzo | Plateaux centraux | Aout 2024 |

| | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|
| **Miel 5** | Mbur/AE | Multifloral | Agroécosystème Burenza | Cankuzo | Plateaux centraux | Aout 2024 |
| **Miel 6** | Misa/ESN | Multifloral | Ecosystème semi naturel | Muramvya | Crête Congo Nil | Décembre 2024 |
| **Miel 7** | Mmpa/AE | Multifloral | Agroécosystème | Muramvya | Crête Congo Nil | Décembre 2024 |
| **Miel 8** | Mkaz/AE | Multifloral | Agroécosystème | Muramvya | Crête Congo Nil | Décembre 2024 |
| **Miel 9** | Mngw/EN | Multifloral | Ecosystème naturel | Muramvya | Crête Congo Nil | Décembre 2024 |
| **Miel 10** | Mtwe/EN | Multifloral | Ecosystème naturel | Muramvya | Crête Congo Nil | Décembre 2024 |
| **Miel 11** | Mkigw/EN | Multifloral | Ecosystème naturel | Rumonge | Plaine de l'Imbo | Septembre 2024 |
| **Miel 12** | Mkigw/AE | Multifloral | Agroécosystème | Rumonge | Plaine de l'Imbo | Septembre 2024 |
| **Miel 13** | Mkigw/ET1 | Multifloral | Écosystème du lac Tanganyika | Rumonge | Plaine de l'Imbo | Septembre 2024 |
| **Miel 14** | Mkigw/ET2 | Multifloral | Ecosystème riverain de la forêt Kigwena | Rumonge | Plaine de l'Imbo | Septembre 2024 |
| **Miel 15** | Mmug/E SN1 | Multifloral | Écosystème semi naturel1 | Rumonge | Plaine de l'Imbo | Septembre 2024 |
| **Miel 16** | Mmug/E SN2 | Multifloral | Écosystème semi naturel2 | Rumonge | Plaine de l'Imbo | Septembre 2024 |
| **Miel 17** | Mmug/AE1 | Multifloral | Agroécosystème | Rumonge | Plaine de l'Imbo | Septembre 2024 |
| **Miel 18** | Mmug/AE2 | Multifloral | Agroécosystème | Rumonge | Plaine de l'Imbo | Septembre 2024 |

| | | | | | | |
|---|---|---|---|---|---|---|
| **Miel 19** | Meuca | Monofloral | Ecosystème boisé d'eucalyptus | Bururi | Mumirwa | Juillet, 2024 |
| **Miel20** | Mburi/AE | Multifloral | Agroécosystème | Bururi | Mumirwa | Juillet, 2024 |




**Figure 2.3: Echantillons de miel provenant de différentes régions éco-climatiques du Burundi** (1 : Miel de la région éco-climatique des plateaux centraux ; 2 : Miel de la région éco-climatique de la Crête Congo Nil ; 3 : Miel de la région écoclimatique de la plaine de l'Imbo et 4 : Miel de la région éco-climatique de Mumirwa).

## II. 3. Matériels

### II.3.1. Matériels de collecte sur terrain

Les échantillons du miel ont été collectés aux ruches placées dans les écosystèmes naturels et agroécosystèmes riverains. Les matériels utilisés lors de l'échantillonnage du miel sont des enfumoirs, les tire-cadres, des couteaux, des gants, des casque- masque et des filtres en filet. Chaque matériel joue un rôle précis.

#### II.3.1.1. Enfumoir

L'enfumoir est un dispositif qui permet de produire de la fumée, généralement à partir de matériaux comme des pailles, du carton ou des feuilles sèches, qui sont brûlés dans une chambre fermée. Il est souvent fabriqué en métal et comporte un souffleur qui permet de diriger la fumée. Son rôle est de calmer les abeilles : la fumée a un effet calmant sur les abeilles. Lorsqu'elles perçoivent de la fumée, elles pensent qu'il y a un incendie imminent et commencent à consommer du miel pour se préparer à une éventuelle fuite. Cela les rend moins agressives.

### II. 3.1.2. Le couteau

Le couteau utilisé en apiculture, souvent appelé couteau à désoperculer, est un outil essentiel pour la récolte du miel. Le couteau est utilisé pour enlever les opercules de cire qui recouvrent les alvéoles de miel. Cela permet d'accéder au miel stocké à l'intérieur des cellules.

### II.3.1.3. Les gants

Les gants de récolte du miel sont généralement fabriqués à partir de matériaux en coton. Ils sont souvent longs pour protéger les avant-bras des piqures des abeilles. Ils doivent être suffisamment épais pour résister aux piqures tout en permettant une certaine dextérité. Ils jouent un rôle de protéger les mains et les avant-bras des piqures des abeilles, ce qui est essentiel pour la sécurité de l'apiculteur et ils aident à maintenir une bonne hygiène en évitant que des impuretés ne contaminent le miel lors de la manipulation des ruches et des cadres.

### II.3.1.4. Le casque et Masque (voile de l'apiculteur)

Le casque et le masque sont des équipements de protections des piqures des abeilles. Le casque est généralement rigide conçu pour maintenir le voile éloigné du visage, offrant ainsi une meilleure visibilité et ventilation. Le masque -voile est fabriqué en tissu léger et il couvre le visage et le cou. Il peut être attaché au casque ou porté indépendamment. Ils protègent le visage et le cou des piqures d'abeilles, qui peuvent être particulièrement douloureuses et dangereuses, surtout pour ceux qui sont allergiques.

### II.3.1.5. Filet

C'est un filet fabriqué à base d'une moustiquaire. Ce filet en moustiquaire est tendu sur un bassin et au-dessus, on y met du miel non filtré. Ce filet facilite la filtration du miel.

### II.3.1.6. Autres matériels

- Le GPS, un outil utilisé pour la collecte des coordonnées géographiques des sites ;
- Carnet et stylo : des matériels utilisés pour l'enregistrement des observations, des conditions de collectes, et les écosystèmes du site ;
- Appareil photo qui a été utilisé pour photographier les sites de collectes et les conditions environnementales.

## II. 3.2. Matériels et méthodes d'analyses au laboratoire

Les échantillons ont été amenés au laboratoire de biochimie du CNTA (Centre National de Technologie Alimentaire) pour l'analyse des paramètres physicochimiques et au laboratoire de biochimie de l'institut supérieur pédagogique de Bukavu pour l'analyse des composés antioxydants présents dans les échantillons de miel collectés dans les différentes régions éco-climatiques du Burundi.

### II.3.2.1. Analyses des paramètres physicochimiques

Les paramètres qui ont été analysés sont : le pH, la teneur en eau, la teneur en cendres, le degré Brix et l'acidité libre.

#### II.3.2.1.1 Détermination de l'acidité libre

**Principe**

L'acidité libre est la quantité d'acide titrable par une solution d'hydroxyde de sodium jusqu'au point d'équivalence (Bogdanov, 2007). Le dosage a consisté à déterminer la teneur totale en acide naturel du produit.

Le matériel et les consommables nécessaires comprennent : un erlenmeyer, une fiole jaugée, une balance analytique, une burette graduée, un bécher, une solution de NaOH 0,1N, de la phénolphtaléine comme indicateur, de l'eau distillée et un agitateur magnétique.

**Le mode opératoire**

On commence par la préparation de l'échantillon du miel à titrer. On dissout 10 g de miel dans une fiole jaugée de 100 ml remplie d'eau distillée jusqu'au trait de jauge, en veillant à bien homogénéiser. Ensuite on ajoute 3 ou 4 gouttes de phénolphtaléine (un indicateur) dans la solution. Puis on dépose le bécher contenant la solution sur un agitateur magnétique et on commence à titrer avec le NaOH 0,1N tout en observant le changement de couleur pour déterminer le point d'équivalence du titrage. A chaque essai, on enregistre le volume de la solution titrante versée. Les mesures de d'acidité libre sont répétées 3 fois. Les résultats sont exprimés en milliéquivalent par kilogramme de miel.

L'acidité libre est donnée par = $\frac{\mathrm{V}NaOH \times \mathrm{N} \times 1000}{\mathrm{M}}$

Où :

- V *NaOH* = volume de soude 0.1N utilisé à l'équivalence ;
- N= Normalité de la soude (NaOH), ici 0,1N ;
- M= masse de miel analysée (en g), ici 10 g
- 1000= facteur de conversion ml→L et pour exprimer le résultat en méq/kg

Cette méthode permet d'évaluer l'acidité totale d'un échantillon, ce qui est important pour le contrôle de la qualité du miel.

### II.3.2.1.2. Détermination du pH

**Principe**

Le pH ou potentiel d'hydrogène est une mesure de coefficient spécifiant l'acidité d'un milieu, qui indique la concentration en ions $H^+$ dans la solution du miel et est déterminé selon le Codex Alimentarius (Codex, 2022).

Le matériel et les consommables nécessaires comprennent : un bécher, une balance analytique, tube à essai graduée, de l'eau distillée, des solutions tampons, des électrodes et agitateur magnétique.

**Mode opératoire**

**Etape1 : étalonnage du PH-mètre**

Dans cette étape, on a commencé à calibrer le PH-mètre selon les instructions du fabricant, en utilisant des solutions tampons de (pH 7, 10, et 4). Les électrodes ont été plongés dans chaque solution de calibration jusqu'à la stabilisation de la mesure.

**Etape2 : Préparation de la solution du miel**

10 g du miel contenus dans un bécher sont dissouts dans 75 ml d'eau distillée puis on a plongé les électrodes dans le soluté en veillant à ce qu'elles soient complètement immergées. On attend quelques instants jusqu'à ce que l'affichage du pH- mètre se stabilise et on note la valeur qui s'affiche sur l'écran d'un pH-mètre.

Après la lecture, on rince soigneusement l'électrode avec l'eau distillée à chaque fois qu'on mesure pour éviter toute contamination croisée entre les échantillons. Trois essaies ont été faits. Et enfin, on a comparé la valeur du pH mesuré avec les valeurs standards pour le miel.

### II.3.2.1.3. Détermination des cendres totales

**Principe**

La teneur en cendres d'un produit alimentaire est déterminée par l'incinération ou combustion complète dans un four réglé à 450°C pendant 48h.

Les matériels nécessaires comprennent : une balance analytique, une spatule, des creusets en porcelaine, un four et un dessiccateur.

**Mode opératoire**

On nettoie soigneusement les creusets avec de l'eau distillée, puis on les sèche dans une étuve. Après le séchage des creusets, on pèse le creuset vide et on note sa masse. Ensuite on prélève la quantité du miel environ 4 g à l'aide d'une spatule, puis on le pèse et on note la masse de l'échantillon.

Après avoir mesuré tous les échantillons, on les a placés dans un four réglé à 450˚C pendant 48 heures. Le séchage et la carbonisation se découlent dans ce four. Pendant la carbonisation, toute la matière organique est brûlée, ne laissant que des cendres. Après 48 heures, on a sorti les creusets du four et les a laissés refroidir dans un dessiccateur. Une fois refroidis, on a pesé la masse des creusets contenant les cendres et noté cette masse.

Le pourcentage en cendres totales (% CT) est obtenu par la formule suivante

$$\frac{m2-m0}{m1}*100$$

Avec $m_2$ : masse du creuset avec les cendres ; $m_1$ la masse de l'échantillon avant passage au four et $m_0$ la masse du creuset.

Les valeurs de la teneur en cendres ont été déterminées pour trois essais prélevés sur le même échantillon de miel. La même opération est répétée pour tous les échantillons du miel.

### II. 3.2.1.4. Détermination de degré Brix

**Principe**

Le degré Brix est une mesure de la concentration en sucres d'une solution. Pour le miel, le degré Brix typique se situe entre 75 et 85%, ce qui indique une forte concentration en sucres (Fethallah et Saadi, 2018)**.**

**Mode opératoire**

Le degré Brix est déterminé par la méthode de réfractométrie. Pour mesurer le degré Brix du miel, on utilise un refractomètre dans un milieu conditionné à une température de 20°C. On prélève une goutte de miel et on la place sur la lentille de l'appareil et la valeur est lue directement sur l'appareil.

Le degré Brix élevé est souvent associé à un miel de meilleure qualité, car cela indique une forte teneur en sucres naturels et moins d'humidité. En plus, le degré Brix peut varier en fonction de la source du nectar, des conditions climatiques et du traitement du miel.

**II. 3.2.1.5. Détermination de la teneur en eau**

**Principe**

La détermination de la teneur en eau est effectuée à l'aide de la méthode de séchage. L'échantillon est séché à l'étuve à 120°C et la perte de poids est reportée comme humidité. Les appareils et les consommables indispensables sont : un creuset en porcelaine, une étuve portée à une température de 120°C, un dessiccateur, et une balance analytique.

**Mode opératoire**

Les creusets vides sont séchés à l'étuve à 120°C. Ils sont ensuite retirés de l'étuve et laissés refroidir dans un dessiccateur pour éviter tout contact avec l'humidité ambiante. Un échantillon de 2 g de miel a été pesé dans un creuset et séché à l'étuve réglé à 120°C pendant 24h, sans couvercle. Après le séchage, ils ont été transférés dans le dessiccateur pour refroidir. On a ensuite pesé rapidement la capsule contenant l'échantillon et remis à l'étuve encore une demi-heure.

Pour un essai donné, la teneur ou pourcentage en humidité est calculée en prenant la différence des deux masses avant et après étuvage, et le rapport de cette différence par rapport à la masse avant étuvage, le tout multiplié par 100 pour avoir le résultat en pourcentage :

$$\text{Humidité} = \frac{m_{éch}^{0} - m_{éch}^{étu}}{m_{éch}^{0}} \times 100$$

Où $m_{éch}^{0}$ et $m_{éch}^{étu}$ représentent respectivement la masse de l'échantillon du miel avant et après étuvage. Les valeurs d'humidité ont été déterminées pour trois essais prélevés sur le même échantillon de miel. La même opération est répétée pour tous les échantillons de miel.

### II.3.2.2. Evaluation des composés antioxydants

#### II.3.2.2.1. Extraction des composés phénoliques

L'extraction des échantillons est réalisée en suivant le protocole établit par (Mouhoubi *et al.*, 2016), avec quelques ajustements. Pour extraire les composés phénoliques présents dans les échantillons, le méthanol à 70% a été utilisé comme solvant. Un gramme (1g) de miel est pesé à l'aide d'une balance de précision analytique (KERN TCB 200-1) et dissout dans 10 ml de solvant.

Par la suite, le mélange est agité à l'aide d'un vortex (Supe-Mixer). Les solutions extraites sont protégées de la lumière par du papier Aluminium et conservées au réfrigérateur à 4°C. L'extraction des composés phénoliques est influencée par leur nature chimique, la méthode d'extraction, ainsi que par la taille des particules de l'échantillon. De plus, la solubilité des composés phénoliques dépend de la polarité du solvant et du degré de leur polymérisation (Naczk et Shahidi, 2004; Mouhoubi *et al.*, 2016).

#### II.3.2.2.2. Dosage des polyphénols totaux

La détermination du contenu en polyphénols est réalisé selon la méthode de Folin-Ciocalteu décrite par (Bouyahya *et al.*, 2017).

Un volume de 100 µl d'extrait (1mg/ml) ou du standard (0, 20, 40, 60, 80 et 100 mg/L) est mélangé avec 500 µl du réactif de Folin-Ciocalteu (dilué dix fois avec l'eau distillée) et 400 µl de carbonate de Sodium à 7%.

Après 40 minutes d'incubation, la lecture de l'absorbance est faite à 760 nm à l'aide d'un spectrophotomètre (Thermo Fisher Scientific model 4001/3). Les résultats sont exprimés en milligrammes équivalents d'acide gallique par kilogramme de miel (mg EAG/kg), en utilisant l'équation de la droite de régression obtenue à partir de la courbe des standards.

#### II. 3.2.2.3. Teneur en Flavonoïdes

La détermination du contenu en flavonoïdes s'effectue par la méthode colorimétrique de Chlorure d'Aluminium. Un volume (1mL) d'extrait (1mg/ml) ou de la solution standard de quercétine (0, 20, 40, 60, 80 et 100 mg/L) est mélangé à 1ml $AlCl_3$ (10%) dans le méthanol. Le mélange est ensuite agité et incubé pendant 40 minutes à la température ambiante.

L'absorbance est mesurée à 425 nm à l'aide d'un spectrophotomètre. Les concentrations en flavonoïdes sont déterminées à partir de la courbe d'étalonnage établie avec la quercétine, et les résultats sont exprimés en milligrammes d'équivalents de quercétine par kilogramme de miel (mg EQ/kg) tel que décrit par (Bouyahya *et al.*, 2017).

#### II.3.2.2.4. Le dosage du pouvoir réducteur/ antioxydant ferrique (FRAP- the ferric reducing/antioxidant power assay)

Selon Canadanovic et ses collaborateurs, un volume de 0,5 mL de la solution de miel est additionné de 0,5 mL du tampon phosphate (pH 6,6 ; 0,2 M) et 0,5 mL d'hexacyanoferrate de potassium $K_3Fe(CN)_6$ (1%). Le mélange est incubé pendant 20 min au bain marie à 50°C. Après, 0,5 mL de la solution d'acide trichloracétique (10%) sont rajoutés à ce mélange.

Ensuite, dans un tube à essai, 0,5 ml du mélange réactionnel sont prélevés et sont additionnés à 0,8 mL d'eau distillée et 0,1mL de chlorure ferrique (0,1%). L'absorbance est lue à 700 nm après 10 minutes au spectrophotomètre en utilisant comme blanc respectivement pour chaque série d'extraction la solution d'extraction (Doukani *et al*., 2014). Les résultats sont exprimés en mg équivalent d'antioxydant (acide gallique) par 100g de matière sèche (EAG/100g), à partir de la courbe d'étalonnage établie avec l'acide gallique (Canadanovic *et al.,* 2014).

#### II.3.2.2.5. DPPH (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyl) assay

Cette méthode est basée sur la mesure de la capacité des antioxydants à piéger le radical DPPH (Hartmann, 2007). En effet, le DPPH se caractérise par sa capacité à produire des radicaux libres stables. Cette stabilité est due à la délocalisation des électrons libres au sein de la molécule. La présence de ces radicaux DPPH donne lieu à une coloration violette foncée de la solution, qui absorbe aux environs de 517 nm. La réduction des radicaux DPPH par un agent antioxydant entraîne une décoloration de la solution (Epifano *et al.*, 2007).

L'évaluation de la capacité antioxydante est réalisée comme suit : 0,9 ml d'une solution méthanolique de DPPH (100 µM) est mélangé avec 0,1 ml de l'échantillon de miel. Le mélange obtenu est ensuite gardé à l'abri de la lumière à la température ambiante pendant 20 min. Puis l'absorbance est mesurée à 517 nm contre un témoin composé de 0,9 ml de la solution de DPPH et de 0,1 ml de méthanol. La préparation des échantillons et du témoin est réalisée dans les mêmes conditions.

La décroissance de l'absorbance est mesurée au spectrophotomètre et le % IP (pourcentage d'inhibition) est calculé suivant la formule suivante (Epifano *et al.*, 2007) :

% IP = [(At0- At20) / At0× 100)]

At0 : Absorbance du témoin (ne contenant aucun antioxydant) après 20 min.

At20 : Absorbance des échantillons mesurés après 20 min.

L'acide ascorbique a été utilisé comme un témoin positif.

### II.3.2.3. Analyse statistique

Les analyses ont été effectuées en triple pour chaque échantillon, et les résultats sont présentés sous formes des moyennes accompagnées de leurs écart-types. Les comparaisons des teneurs en composés phénoliques, des valeurs de FRAP, des concentrations inhibitrices obtenues à partir du test au DPPH et des caractéristiques physicochimiques entre les miels ont été réalisées à l'aide de SPSS unidirectionnelle, complétée par un test post-hoc de Duncan pour identifier les différences spécifiques. Les variations entre les moyennes ont été jugées significatives lorsque la probabilité statistique était inférieure à 5% ($p< 0,05$).

# CHAPITRE III. PRESENTATION ET DISCUSSION DES RESULTATS

## III.1. Présentation des résultats

### III.1.1. Les paramètres physicochimiques

#### III.1.1.1. Acidité libre

Selon le Codex Alimentaire, (2022), la valeur maximale de l'acidité libre est fixée à 50,00 méq/kg (Codex, 2022). Les résultats concernant l'acidité libre des miels analysés sont illustrés dans la figure 4. Des niveaux supérieurs peuvent indiquer une fermentation des sucres en acides organiques ou peuvent être attribués à des plantes riches en acides (Codex, 2022).

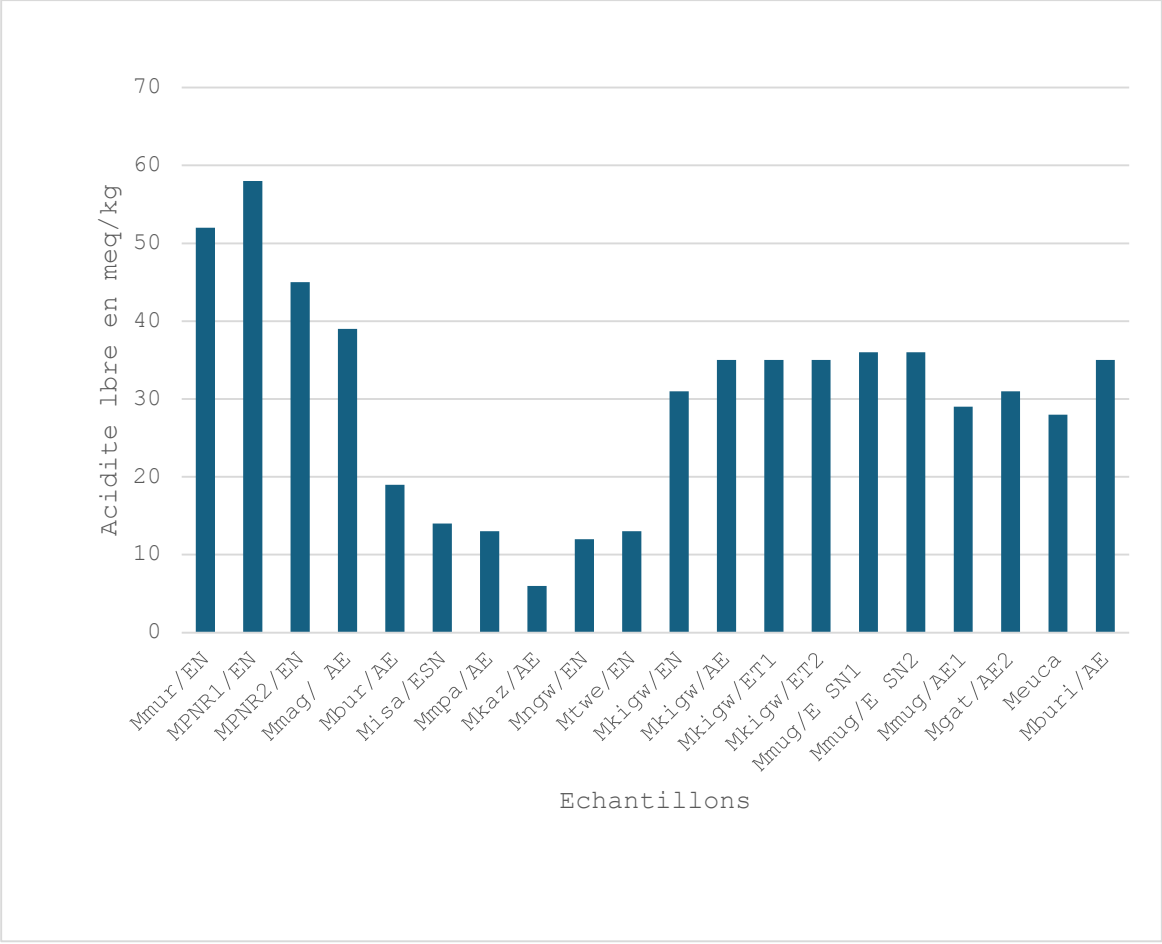



**Figure 3.4: Variation de l'acidité libre des échantillons analysés**

*(Mmur/EN :Miel de l'écosystème naturel de Murenguko ; MPNR1/EN= Miel de l'écosystème naturel du parc national de la Ruvubu site1 ; MPNR2/EN= Miel de l'écosystème naturel du parc national de la Ruvubu site1 ; Mmag/AE = Miel de l'agroécosystème de Magagwe ;Mbur/AE = Miel de l'agroécosystème de Burenza ; Misa/ESN=Miel de l'écosystème semi naturel Isamakere ; Mmpa/AE= Miel de l'agroécosystème de Kumpama ;*

*Mkaz/AE = Miel de l'agroécosystème de Kazigo ; Mngw/EN =Miel de l'écosystème naturel de Ngwandi ; Mtwe/EN= Miel de l'écosystème naturel de Mutwenzi; Mkigw/EN = Miel de l'écosystème naturel de Kigwena; Mkigw/AE = Miel de l'agroécosystème de Kigwena, ,Mkigw/ET1= Miel de l'écosystème du lac Tanganyika site1 ; Mkigw/ET2= Miel de l'écosystème du lac Tanganyika site2 ; Mmug/ESN1 = Miel de l'écosystème semi naturel de Mugara site1, Mmug/ESN2 = Miel de l'écosystème semi naturel de Mugara site2 ; Mmug/AE1= Miel de l'agroécosystème de Mugara site1; Mmug/AE2= Miel de l'agroécosystème de Mugara site2 ; Meuca= Miel d'eucalyptus ; Mburi/AE= Miel de l'agroécosystème de Bururi).*

Dans cette étude, des différences significatives ($p$<0,05) ont été observées entre les échantillons de miel issus de différents écosystèmes. Les teneurs en acidité libre des échantillons de miel analysés varient entre 6 méq/kg et 58 méq/kg.

La teneur la plus élevée en acidité libre est enregistrée dans l'échantillon de miel issu de l'écosystème naturel du Parc National de la Ruvubu site1(MPNR1) avec 58 méq/kg, tandis que la teneur la plus faible a été enregistrée dans l'échantillon de miel issu de l'agroécosystème de Kazigo avec 6 méq/kg.

Il a été constaté que deux échantillons de miel provenant de l'écosystème naturel du Parc National de la Ruvubu (PNR) présentent des teneurs en acidité libre élevées. L'échantillon de miel issu de l'écosystème naturel du site2 (MPNR2), qui est dégradé par le feu chaque année affiche une concentration de 52 méq/kg. L'échantillon de miel issu du site1, qui n'est pas dégradé (MPNR1) présente une concentration de 58 méq/kg. Ces concentrations dépassent la limite autorisée par le codex alimentaire. Ces échantillons proviennent d'écosystèmes naturels du Parc national de la Ruvubu de la région éco-climatiques des plateaux centraux.

Ces teneurs élevées en acidité pourraient être attribuées à une flore (plantes mellifères) riche en acides (Codex, 2022). Les différences d'acidité libre entre les échantillons de miel des écosystèmes naturels des plateaux centraux (PNR et EN mur) et l'agroécosystème de Kazigo peuvent être expliquées par plusieurs facteurs liés aux caractéristiques écologiques et aux pratiques apicoles tels que l'origine florale et la composition biochimique des plantes, les conditions environnementales, ainsi que les méthodes de récolte et stockage (Karabagias *et al*., 2014).

L'écosystème naturel présente souvent une plus grande diversité florale, ce qui influence son profil enzymatique. La présence dominante de certaines plantes génère des réactions enzymatiques spécifiques, notamment la glucose-oxydase qui transforme le glycose en acide gluconique (Mekious *et al*., 2015).

En revanche, les agroécosystèmes comme celui de Kazigo, avec une flore moins diversifiée et potentiellement dominée par des cultures produisent des nectars moins riches en précurseurs acides (Mekious *et al.*, 2015; Ntunzwenimana *et al.*, 2021). Selon la région, il a été constaté que les échantillons de miel issus de la région éco-climatique de la Crête Congo Nil présentent des teneurs plus faibles (6 à 14 méq/kg) par rapport à celles des échantillons issus de la région éco-climatique des plateaux centraux (19 à 58 méq/kg) et celles des échantillons issus de la plaine de l'Imbo (29 à 36 méq/kg).

Cette variation des teneurs en acidité libre des échantillons de miel issus de différentes régions s'explique par l'origine géographique, florale et variation des conditions environnementales (Karabagias *et al*., 2014). Les faibles teneurs en acidité libre des échantillons de miel provenant de la région éco-climatique de la crête Congo Nil sont attribuées aux conditions environnementales et à la flore locale. Il a été constaté également que plus le site est riche en biodiversité florale, plus la teneur en acidité libre augmente.

Ces résultats concordent avec ceux d'Alquarni et al.(2001) concernant les miels d'Arabie Saoudite, qui ont révélé des valeurs d'acidité libre supérieures à 50 meq/kg (Alquarni *et al.,* 2001). De plus, Ajlouni et al (2010) indiquent qu'une acidité libre élevée peut être le signe d'une fermentation par des levures osmotiques. Au cours de ce processus, le glucose et le fructose sont convertis en alcool, qui est ensuite hydrolysé en présence d'oxygène pour se transformer en acide acétique, contribuant ainsi à l'augmentation de l'acidité libre (Ajlouni *et al*,2010).

Ces résultats diffèrent de ceux obtenus par Diafat et al (2017) sur les miels algériens, qui ont trouvé une acidité libre comprise entre 2,00 et 20,0 méq/kg et de ceux rapportées par Bettar et al (2019) pour les miels du Maroc, qui va de 0,5 à 16,65 méq/kg (Bettar *et al.,* 2019). Enfin, ces résultats divergent également de ceux trouvés par Abselami et al (2017) sur les miels de l'est du Maroc, qui ont enregistré une acidité libre comprise entre 5,77 et 19,47 méq/kg . Donc les résultats obtenus après l'analyse des échantillons confirment que l'origine géographique, les conditions environnementales et la source botanique influencent l'acidité du miel.

### III.1.1.2. Détermination du pH

Les résultats des échantillons de miel analysés sont présentés dans la **figure 5.** Le pH est un critère de qualité important pour le miel. Il dépend de la quantité d'acides ionisables qu'il renferme (ions $H^+$) ainsi que de sa composition minérale.

La connaissance du pH d'un miel fournit une indication précieuse sur son origine et des indices sur son aptitude à résister à la dégradation lors du stockage (Kabiche & Zerrouki, 2022). Selon le Codex Alimentarius, la limite acceptable du pH de miel du nectar est de 3,5 à 4,5, tandis que celle de miel du miellat est de 4,5 à 5,5 (Codex, 2022).

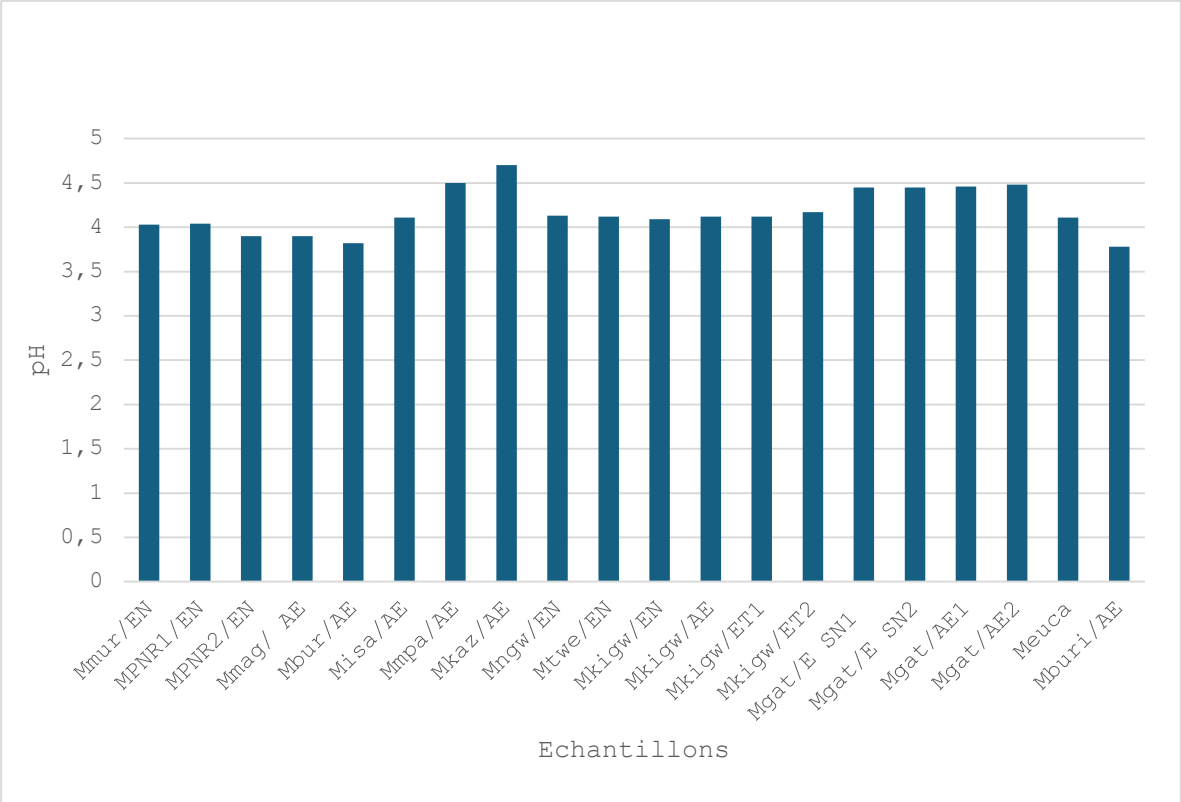



**Figure 3.5: Variation du pH**

*(Mmur/EN :Miel de l'écosystème naturel de Murenguko ; MPNR1/EN= Miel de l'écosystème naturel du parc national de la Ruvubu site1 ; MPNR2/EN= Miel de l'écosystème naturel du parc national de la Ruvubu site1 ; Mmag/AE = Miel de l'agroécosystème de Magagwe ;Mbur/AE = Miel de l'agroécosystème de Burenza ; Misa/ESN=Miel de l'écosystème semi naturel Isamakere ; Mmpa/AE= Miel de l'agroécosystème de Kumpama ; Mkaz/AE = Miel de l'agroécosystème de Kazigo ; Mngw/EN =Miel de l'écosystème naturel de Ngwandi ; Mtwe/EN= Miel de l'écosystème naturel de Mutwenzi; Mkigw/EN = Miel de l'écosystème naturel de Kigwena; Mkigw/AE = Miel de l'agroécosystème de Kigwena, ,Mkigw/ET1= Miel de l'écosystème du lac Tanganyika site1 ; Mkigw/ET2= Miel de l'écosystème du lac Tanganyika site2 ; Mmug/ESN1 = Miel de l'écosystème semi naturel de Mugara site1, Mmug/ESN2 = Miel de l'écosystème semi naturel de Mugara site2 ; Mmug/AE1= Miel de l'agroécosystème de Mugara site1; Mmug/AE2= Miel de l'agroécosystème de Mugara site2 ; Meuca= Miel d'eucalyptus ; Mburi/AE= Miel de l'agroécosystème de Bururi).*

Les valeurs de pH des échantillons de miel analysés se situent entre 3,78 et 4,7. La valeur maximale (4,7) est enregistrée dans l'échantillon de miel issu de l'agroécosystème Kazigo (région de la crête Congo Nil) tandis que la faible valeur (3,78) du pH est enregistrée dans l'échantillon de miel issu de l'agroécosystème de Burenza (région des plateaux centraux). Ces résultats sont en accord avec les recommandations du Codex Alimentarius (Codex, 2022).

La diminution du pH est l'un des meilleurs facteurs inhibant la croissance des microorganismes et leur stabilité dans les échantillons de miel. Cela est dû à la production d'acide gluconique par l'enzyme glucose oxydase lors de l'oxydation du glucose (Baroni *et al.*, 2006). Les résultats de cette étude sont proches de ceux trouvés par Cavia et al (2007), qui indiquent que tous les miels sont acides, avec des valeurs de pH généralement comprises entre 3,2 et 5,5. Les valeurs de pH obtenues dans cette étude sont également proches de celles trouvés par Ouchemoukh (2007) sur les miels algériens (3,43 à 4,49). Elles sont similaires également aux résultats rapportés par Alqarni et al (2016) sur les miels d'Arabie Saoudite et par Abselami et al (2018) sur les miels du Maroc (3,53 à 4,94), ainsi qu'à ceux de Chakir et al (2011) concernant les mêmes miels (3,91 à 4,93). Les résultats obtenus pour ces échantillons de miel se rapprochent des résultats de Shobham et ses collaborateurs dans une étude réalisée en 2017 sur les miels de Telangana (3,7 à 3,9) (Shobham *et al*., 2017).

### III.1.1.3. Détermination de la teneur en cendres

La teneur en cendres constitue un indicateur essentiel de la qualité du miel, car elle reflète la concentration en minéraux. Les résultats des échantillons analysés sont représentés sur la figure 6. De plus, cette teneur est influencée par l'origine botanique et les conditions environnementales (Codex, 2022). En ce qui concerne les normes, le Codex Alimentarius fixe une limite maximale de 0,6 % pour la teneur en cendres dans les miels de nectar**.**

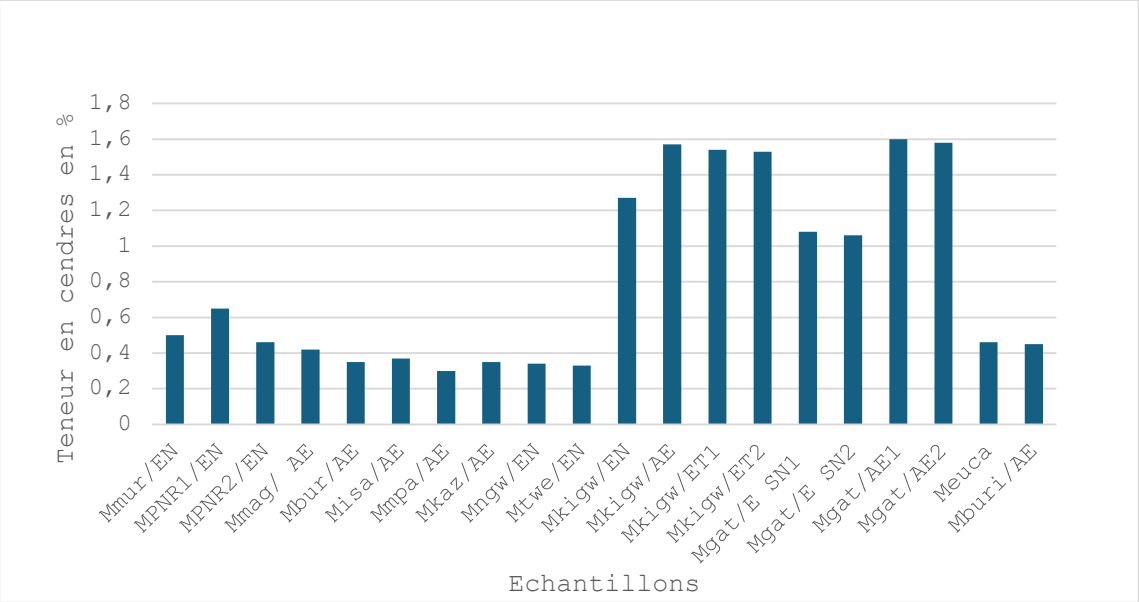



**Figure 3.6: Variation de la teneur en cendres**

*(Mmur/EN :Miel de l'écosystème naturel de Murenguko ; MPNR1/EN= Miel de l'écosystème naturel du parc national de la Ruvubu site1 ; MPNR2/EN= Miel de l'écosystème naturel du parc national de la Ruvubu site1 ; Mmag/AE = Miel de l'agroécosystème de Magagwe ;Mbur/AE = Miel de l'agroécosystème de Burenza ; Misa/ESN=Miel de l'écosystème semi naturel Isamakere ; Mmpa/AE= Miel de l'agroécosystème de Kumpama ; Mkaz/AE = Miel de l'agroécosystème de Kazigo ; Mngw/EN =Miel de l'écosystème naturel de Ngwandi ; Mtwe/EN= Miel de l'écosystème naturel de Mutwenzi; Mkigw/EN = Miel de l'écosystème naturel de Kigwena; Mkigw/AE = Miel de l'agroécosystème de Kigwena, ,Mkigw/ET1= Miel de l'écosystème du lac Tanganyika site1 ; Mkigw/ET2= Miel de l'écosystème du lac Tanganyika site2 ; Mmug/ESN1 = Miel de l'écosystème semi naturel de Mugara site1, Mmug/ESN2 = Miel de l'écosystème semi naturel de Mugara site2 ; Mmug/AE1= Miel de l'agroécosystème de Mugara site1; Mmug/AE2= Miel de l'agroécosystème de Mugara site2 ; Meuca= Miel d'eucalyptus ; Mburi/AE= Miel de l'agroécosystème de Bururi).*

Dans cette étude, les valeurs de la teneur en cendres des échantillons analysés varient entre 0,3 % et 1,6 %. La valeur la plus élevée est enregistrée dans l'échantillon de miel issu de l'agroécosystème de Mugara1 de la région éco-climatique de l'Imbo. La valeur la plus faible est enregistrée dans l'échantillon de miel issu de l'agroécosystème Kumpama, dans la région de la Crête Congo Nil. A partir des résultats obtenus après l'analyse, il a été constaté que les échantillons de miel issus de la région éco- climatique de l'Imbo dépassent la limite fixée par le codex alimentaire (1,2 à 1,6 %) tandis que ceux obtenus dans les échantillons de miel issus des autres régions éco-climatiques, notamment les plateaux centraux et la Crête Congo Nil et Mumirwa sont dans la limite.

Les variations de la teneur en en cendres s'expliquent par une combinaison de facteurs environnementaux, botaniques (Acquaron *et al*., 2007) et techniques spécifiques ( matériels collectés par les abeilles lors du butinage, procédés de récolte, technique de l'apiculture) à cette région (Finola *et al.*, 2007 ). Contrairement aux autres régions, la région de l'Imbo présente une flore dominée par les palmiers à l'huile, ce qui favorise la production de miellat, dont la teneur en cendres est naturellement plus élevée (jusqu'à 1,2% contre 0,6% pour le miel de nectar) et, par conséquent la production de miels dont la teneur en cendres élevée. Ces échantillons présentent des teneurs supérieurs à celles des miels d'Arabie Saoudite (0,23 %), mais inférieures à celles des miels égyptien et yéménite (1,07 % et 2,33 %, respectivement).

### III.1.1.4. Degré Brix

Les résultats des échantillons de miel analysés sont présentés dans la figure 7. Le degré Brix constitue un indicateur essentiel de la teneur totale en sucres du miel. La composition en glucides du miel varie en fonction de l'origine botanique des plantes dont proviennent le miellat ou le nectar, ainsi que selon des facteurs environnementaux, climatiques et de stockage. (Ouchemoukh *et al*., 2012).

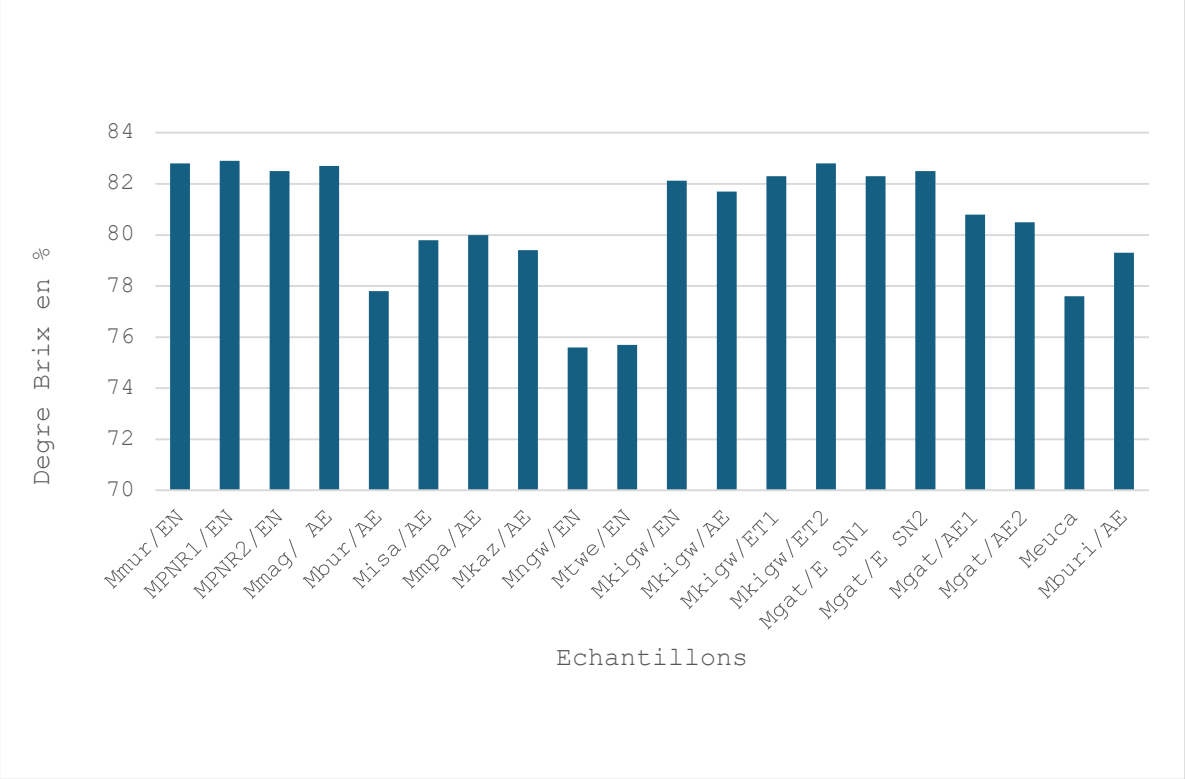



**Figure 3.7 : Variation de degré Brix**

*(Mmur/EN :Miel de l'écosystème naturel de Murenguko ; MPNR1/EN= Miel de l'écosystème naturel du parc national de la Ruvubu site1 ; MPNR2/EN= Miel de l'écosystème naturel du parc national de la Ruvubu site1 ; Mmag/AE = Miel de l'agroécosystème de Magagwe ;Mbur/AE = Miel de l'agroécosystème de Burenza ; Misa/ESN=Miel de l'écosystème semi naturel Isamakere ; Mmpa/AE= Miel de l'agroécosystème de Kumpama ; Mkaz/AE = Miel de l'agroécosystème de Kazigo ; Mngw/EN =Miel de l'écosystème naturel de Ngwandi ; Mtwe/EN= Miel de l'écosystème naturel de Mutwenzi; Mkigw/EN = Miel de l'écosystème naturel de Kigwena; Mkigw/AE = Miel de l'agroécosystème de Kigwena, ,Mkigw/ET1= Miel de l'écosystème du lac Tanganyika site1 ; Mkigw/ET2= Miel de l'écosystème du lac Tanganyika site2 ; Mmug/ESN1 = Miel de l'écosystème semi naturel de Mugara site1, Mmug/ESN2 = Miel de l'écosystème semi naturel de Mugara site2 ; Mmug/AE1= Miel de l'agroécosystème de Mugara site1; Mmug/AE2= Miel de l'agroécosystème de Mugara site2 ; Meuca= Miel d'eucalyptus ; Mburi/AE= Miel de l'agroécosystème de Bururi).*

Les résultats obtenus concernant le degré Brix des échantillons de miel provenant de quatre régions éco-climatiques différentes du Burundi varient de 75,6 % pour l'échantillon de l'écosystème naturel (EN) de Ngwandi à 82,9 % pour l'échantillon de l'EN du Parc National de la Ruvuvu (PNR1). Cependant, les teneurs en degré Brix de ces échantillons se situent dans la limite recommandée, ce qui indique une qualité acceptable pour la consommation (Codex, 2022).

Les valeurs de degré Brix des échantillons de miel issu des écosystèmes naturels (l'EN de Ngwandi et de Mutwenzi) de la RECCN avec (75,6 et 75,7 respectivement) et l'échantillon provenant de l'AE de Burenza de la REPC (77,8%) sont significativement inférieurs à ceux des

échantillons de miel provenant d'autres écosystèmes. La variation de ces résultats est attribuée à la variation du climat et à la source végétale de ces sites.

Ces résultats sont similaires à ceux des miels du centre de l'Algérie (80,17 à 84,73 %) trouvés par Zerrouk et al ( 2011), ainsi qu'à ceux des miels indiens (77,95 à 80,02 %) mentionnés par Kumar et al (2018) et des miels des régions arides des Émirats Arabes Unis (77,90 à 83 %) rapportés par Habib et al (2014). En revanche, nos résultats sont supérieurs à ceux des miels du Bangladesh (42,8 à 60,6 %) rapportés par Islam et al (2012) et à ceux des miels malaisiens (55,33 à 64,93 %) rapportés par (Moniruzzaman *et al*.,2012). Ces variations peuvent être attribuées à l'origine botanique des plantes dont proviennent le miellat ou le nectar, ainsi qu'à des facteurs environnementaux et variation climatique (Ouchemoukh *et al*., 2012).

### III.1.1.5. Teneur en humidité

La teneur en eau est un élément crucial dans l'évaluation du degré de maturité du miel ainsi que de sa durée de conservation. En général, une quantité d'eau élevée entraîne la fermentation du miel, entraînant ainsi une perte de sa saveur et de sa qualité. Cette teneur dépend de plusieurs facteurs, notamment les conditions météorologiques lors de la production, l'humidité dans la ruche, ainsi que les conditions de récolte (Delphine, 2010). En effet, la teneur en eau est l'une des caractéristiques la plus importante du miel, car elle joue un rôle fondamental dans sa qualité, comme l'indiquent les normes internationales, le Codex Alimentarius.

Ce facteur est particulièrement significatif, car il permet d'estimer le degré de maturité des miels et fournit des informations sur leur stabilité biochimique, notamment en ce qui concerne la fermentation et la cristallisation éventuelle durant le stockage (Kuçuk *et al*., 2007). La limite maximale d'humidité recommandée par le Codex Alimentarius et par la Commission européenne est fixée à 20 % et 23% pour le miel de Bruyère (Codex, 2022)..

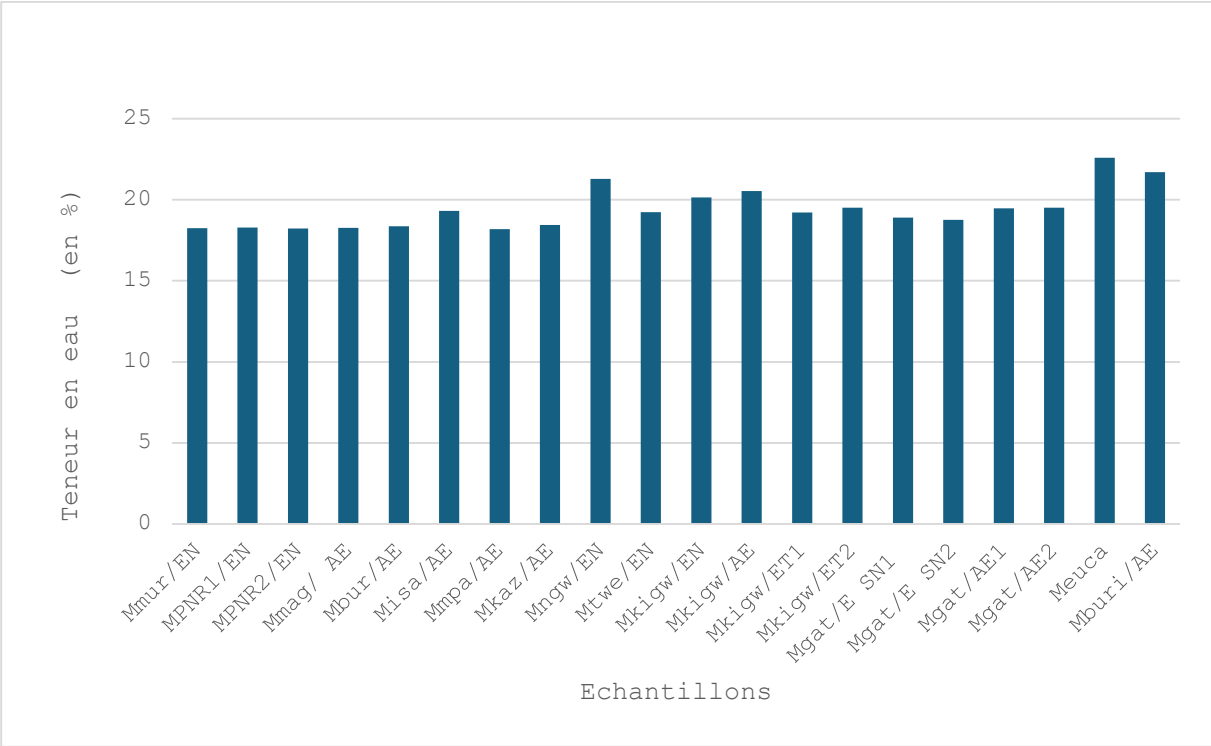



**Figure 3.8: La variation de la teneur en eau**

*(Mmur/EN :Miel de l'écosystème naturel de Murenguko ; MPNR1/EN= Miel de l'écosystème naturel du parc national de la Ruvubu site1 ; MPNR2/EN= Miel de l'écosystème naturel du parc national de la Ruvubu site1 ; Mmag/AE = Miel de l'agroécosystème de Magagwe ;Mbur/AE = Miel de l'agroécosystème de Burenza ; Misa/ESN=Miel de l'écosystème semi naturel Isamakere ; Mmpa/AE= Miel de l'agroécosystème de Kumpama ; Mkaz/AE = Miel de l'agroécosystème de Kazigo ; Mngw/EN =Miel de l'écosystème naturel de Ngwandi ; Mtwe/EN= Miel de l'écosystème naturel de Mutwenzi; Mkigw/EN = Miel de l'écosystème naturel de Kigwena; Mkigw/AE = Miel de l'agroécosystème de Kigwena, ,Mkigw/ET1= Miel de l'écosystème du lac Tanganyika site1 ; Mkigw/ET2= Miel de l'écosystème du lac Tanganyika site2 ; Mmug/ESN1 = Miel de l'écosystème semi naturel de Mugara site1, Mmug/ESN2 = Miel de l'écosystème semi naturel de Mugara site2 ; Mmug/AE1= Miel de l'agroécosystème de Mugara site1; Mmug/AE2= Miel de l'agroécosystème de Mugara site2 ; Meuca= Miel d'eucalyptus ; Mburi/AE= Miel de l'agroecosysteme de Bururi).*

Les résultats de ces échantillons sont représentés sur la **figure 8**. Les teneurs en eau obtenues dans les échantillons de miel analysé oscillent entre 18,2 % et 22,6 %. La teneur la plus élevée est enregistrée dans l'échantillon de miel issu de l'écosystème boisé d'eucalyptus avec 22,6% tandis que la plus faible est de celui issu de l'agroécosystème de Kumpama avec 18,2%.

Les échantillons de miel analysés présentent des teneurs qui sont dans la limite recommandée par le Codex Alimentarius sauf les échantillons de miel issus de la région éco-climatique de Mumirwa (RECM) ; miel d'eucalyptus et d'agroécosystème de Bururi avec 22,6% et 21,7% respectivement et l'échantillon de miel issu de l'écosystème naturel de Ngwandi de la RECCCN avec 21,3%.

Ces teneurs plus élevées pourraient être attribuées aux conditions environnementales, au degré de maturité de miel récolté et à la variation du climat de ces régions.

Ces résultats sont proches des résultats obtenus par Chibane et Djillali (2007) sur les miels d'origines diverses variant entre 13 à 19,2%. Ils sont également proches des résultats trouvés par Amrouche et Kessi (2003) sur les miels algériens compris entre 15,0 et 22,6%. Ces résultats sont révélateurs d'un bon stockage des miels étudiés.

La variation de la teneur en eau est due aux différentes conditions environnementales telles que le climat, l'origine florale des échantillons du miel, à la teneur en eau des nectars et les techniques de traitement et les conditions de stockage (Bogdanov *et al.*, 2004).

### III.1.2. Les composés antioxydants

Les antioxydants du miel sont des composés qui jouent un rôle crucial dans la protection des cellules contre les dommages causés par les radicaux libres et préviennent de nombreuses maladies chroniques. Les principaux composés antioxydants du miel sont flavonoïdes et des polyphénols, responsables de ses propriétés antioxydantes.

Cependant, la teneur et le type des composés antioxydants varient selon la source du miel et les conditions envirommentales (Bacilio *et al*., 2022)

#### III.1.2.1. Influence d'état d'écosystèmes sur les composés antioxydants

##### III.1.2.1.1. Région éco-climatiques des Plateaux centraux (RECPC)

Les résultats obtenus sont présentés dans le tableau 2. Les résultats obtenus après l'analyse révèlent des variations entre les échantillons de miel issus de différents sites (écosystèmes) d'échantillonnage concernant la teneur en flavonoïdes, en polyphénols, ainsi que l'activité antioxydante, notamment l'activité antiradicalaire (DPPH) et pouvoir réducteur /antioxydant ferrique (the ferric reducing /antioxydant power assay) (FRAP).

**Tableau 2 : Teneur en composés antioxydants de miel issu de la RECPC**

| Paramètres / Ecosystèmes | Flavonoïdes (mg EQ/kg) | Polyphénols (mg EAG/kg) | DPPH (%) | FRAP (mg EAG/100 g) |
|---|---|---|---|---|
| **Ecosystème naturel de Murenguko (EN. Mur)** | 10,62 ±0,89$^{a}$ | 89,44±1,16$^{c}$ | 39,20±0,50$^{b}$ | 46,21±2,03$^{a}$ |
| **Ecosystème naturel du PNR site 1(EN. PNR1)** | 10,88±0,92$^{a}$ | 94,51±1,04$^{b}$ | 48,61±0,76$^{a}$ | 46,31±1,44$^{a}$ |
| **Ecosystème naturel du PNR site2(EN. PNR2)** | 6,13±0,90$^{b}$ | 83,04±1,26$^{d}$ | 35,20±0,37$^{c}$ | 34,21±3,07$^{b}$ |
| **Agroécosystème Magarwe** | 6,14±0,51$^{b}$ | 100,72±1,37$^{a}$ | 34,85±0,47$^{c}$ | 42,3±3,01$^{a}$ |
| **Agroécosystème Burenza (AE. Bur)** | 7,37±0,89$^{b}$ | 66,86±0,98$^{e}$ | 34,11±0,72$^{c}$ | 28,07±1,78$^{c}$ |

*a, b, c, d, e ; Les moyennes dans la même colonne avec des lettres différentes sont significativement différentes selon le test de Duncan (p < 0,05)*

### A. Détermination des polyphénols totaux

La détermination des polyphénols totaux fournit une évaluation générale de la concentration des différentes classes des composés phénoliques présents dans les échantillons analysés (Pawlowska *et al*., 2022).

Dans la région éco-climatique des plateaux centraux, des différents sites (écosystèmes) ont été visités, et des échantillons y ont été collectés. Les résultats trouvés dans les échantillons de miel issus de différents écosystèmes montrent une différence significative ($p< 0,05$). Les valeurs de la teneur en polyphénols totaux obtenues oscillent entre 100,72±1,37$^{a}$ et 66,86±0,98$^{e}$ mg EAG/kg de miel. La teneur la plus élevée a été enregistrée dans l'échantillon de miel de l'AE riverain du Parc National de la Ruvubu (AE. Mag) avec100, 72±1,37$^{a}$ mg EAG/kg de miel. En revanche la valeur la plus faible a été enregistrée dans le miel provenant de l'AE de Burenza avec 66,86±0.98$^{e}$ mg EAG/kg de miel.

En observant ces résultats, on a enregistré des différences significatives ($p<0,05$) des teneurs en polyphénols entre les différents écosystèmes. Cela explique que, la teneur en polyphénols varie selon les sources florales dans cette région, puisque le climat est identique sur les

différents sites d'échantillonnage. Dans l'écosystème naturel du parc national de la Ruvubu, deux échantillons ont été collectées dans deux localités (sites) de ce parc, l'un dans une zone où les actions anthropiques sont exercées de manière excessive (EN. PNR2) et l'autre dans une zone où l'écosystème n'est pas dégradé (EN. PNR1). Le miel de l'écosystème naturel (PNR1/EN) présente la valeur plus élevée par rapport à celui de l'écosystème naturel (PNR2/EN).

Cette différence montre que les actions anthropiques ont un impact négatif sur les écosystèmes, notamment à travers l'utilisation de feu et, par conséquent impactent également la composition du miel.

Ces résultats obtenus pour les échantillons de miel provenant de la région des plateaux centraux sont inférieurs à ceux de Bouyhaya et al (2017) sur les miels marocain (124,60 ± 1,12 et 75,14 ± 0,78 mg EAG/g), à ceux de Doukani et al (2014) sur les miels algériens (166,11 à 427,14 mg GAE / 100g) , à ceux présentés par Liben et al (2018) sur les miels de l'Ethiopie (45,4 à 73,5 mg GAE/100 g) et ceux de Chougar & Kebdi, (2018) sur les miels algériens qui varient entre 27,6 ±0,00 et 76,4±0,00 mg GAE/100 g de miel.

Cette variation peut résulter des différences d'origine florale et géographique, des méthodes de conservation et du climat, qui influencent les niveaux de polyphénols totaux. La teneur en composés phénoliques varie selon la localisation géographique des sources florales (Hussein *et al*., 2011).

**B. Les flavonoïdes**

Les flavonoïdes sont des composés phénoliques de faible poids moléculaire, qui participent activement aux propriétés organoleptiques et antioxydantes de miel (Chouia, 2014). Les teneurs en flavonoïdes des miels collectées dans les écosystèmes des plateaux centraux sont illustrées dans **le tableau 2**. Les résultats trouvés pour les échantillons de miel issus des écosystèmes naturels non dégradés (Ecosystème naturel de Murenguko et écosystème naturel du PNR site1) et dans les échantillons de miel issus des agroécosystèmes et de l'écosystème naturel dégradé par les actions anthropiques (écosystème naturel du PNR site 2) montrent une différence significative ($p$<0,05). En revanche, les résultats trouvés pour les échantillons de miels issus des agroécosystèmes et de l'écosystème naturel du PNR site2 ne montrent pas de différence significative ($p$>0,05).

Cette différence non significative ($p$>0,05) a été observée également entre les résultats trouvés pour les échantillons de miel issus des écosystèmes naturels non dégradés. Les teneurs en flavonoïdes des échantillons miels analysés varient entre 6,13±0,90$^{b}$ et 10,88±0,92$^{a}$ mg EQ/kg. Les teneurs en flavonoïdes les plus élevés ont été enregistrées dans les échantillons de miel collectés dans l'écosystème naturel du parc national de la Ruvubu site 1 (EN. PNR1) et de Murenguko (EN. Mur) avec (10,88±0.92$^{a}$ mg EQ/kg) et (10,62±0.89$^{a}$ mg EQ/kg) respectivement. Ces teneurs sont significativement supérieures à celles des échantillons de miel issus de l'écosystème naturel du parc national de la Ruvubu site2 (EN. PNR2) et de l'agroécosystème de Magarwe (AE. Mag), qui présentent des teneurs respectives de 6,13±0,90$^{b}$ et 6,14±0,51$^{b}$ mg EQ/kg. Cela explique que dans les écosystèmes naturels non dégradés, donc dans l'écosystème à fortes diversités florales, on trouve du miel possédant des teneurs plus élevées en flavonoïdes.

Ces résultats sont inférieurs à ceux obtenus par Chougar & Kebdi (2018) sur les miels algériens qui varient entre 2,96±0,00 et 5,57±0,00 mg EQ/100 g. Ils sont proches de ceux obtenus par Can et al (2015) sur les miels de la Turquie qui varient entre 0,65 et 8,10 mg QE/100 g. Ils sont également inferieurs aux résultats obtenus par Bueno Costa (2016) sur les miels du Brésil (2,98 à 10,46 mg QE/100 g) et largement inférieurs à ceux rapportés par Bouyahya et al (2017) sur les miels du Maroc qui varient entre 19,64 ± 0,83 et 43,24 ± 0,72 mg QE/g.

La composition du miel et la qualité peuvent fortement être influencées par les conditions environnementales dans lesquelles les abeilles butinent, notamment la diversité florale, origine géographique, les actions anthropiques et la variation du climat (Bacilio *et al*., 2022). Cela s'explique par la variation des résultats obtenus au sein d'une même région et même les résultats qui ont été trouvés ailleurs.

**C. Activité antioxydante**

- **DPPH**

Le radical DPPH (2,2-diphenyl-1-picrylhydrazyle) est l'un des substrats largement utilisé dans les études de chimie et de biologie pour l'évaluation de l'activité antioxydante des substances, en raison de sa stabilité sous forme radicale et la simplicité de l'analyse. Une forte activité de piégeage du radical DPPH confère des niveaux élevés d'activité antioxydante ( Bakchiche *et al*, 2018).

Les résultats de l'activité antiradicalaire déterminée à l'aide du test de DPPH sont représentés dans le **tableau 2**. Les résultats trouvés pour les échantillons de miel issus de l'écosystème naturel du PNR site l'écosystème naturel de Murenguko et pour les échantillons de miel issus des agroécosystèmes et de l'écosystème naturel dégradé par les actions anthropiques (écosystème naturel du PNR site 2) montrent une différence significative ($p$<0,05).

En revanche, les résultats trouvés entre les échantillons de miel issus des agroécosystèmes et de l'écosystème naturel du PNR site2 ne montrent pas de différence significative ($p$>0,05). Cette différence significative ($p$<0,05) a été observée également entre les résultats trouvés pour échantillons de miel issus des écosystèmes naturels non dégradés.

Les valeurs de pourcentage d'inhibition des échantillons de miel étudiés oscillent entre $34,11\pm0,72^{c}$ et $48,61\pm0,76^{a}$ %. La valeur la plus élevée de pourcentage d'inhibition est enregistrée dans l'échantillon de miel issu du parc national de la Ruvubu (EN. PNR1) avec ($48,61^{a}\pm0,76$% d'inhibition), indiquant une meilleure capacité de piégeage des radicaux libres. En revanche, les valeurs les plus faibles sont enregistré dans les échantillons de miel issus de l'agroécosystème de Burenza et de Magarwe avec de leurs valeurs respectives de $34,11\pm0,72^{c}$ et $34,85\pm0,47^{c}$ %.

Selon Beretta et al (2005), l'activité antioxydante plus élevée est due à la richesse en composés phénoliques, notamment les polyphénols totaux et les flavonoïdes (Beretta *et al*, 2005). L'activité de piégeage des radicaux libres des échantillons de miel étudiés varie selon l'origine de miel, en raison de la complexité de sa composition chimique, qui dépend de l'origine florale, des facteurs environnementaux et des conditions de stockage (Hussein *et al*., 2011). L'activité antiradicalaire, antioxydante et la concentration en composés phénoliques du miel sont fortement influencées par les différentes sources florales ( Sagdic *et al.*, 2013). En outre, notre étude sur l'activité antioxydante du miel a confirmé cette corrélation.

Ces résultats sont similaires de ceux de Diafat (2017) concernant les miels algériens, qui varient de 27,6 à 47,5% et, ainsi qu'à ceux d' Oliveira (2017) sur les miels brésiliens, avec des valeurs 25,39 à 51,44 %. En revanche, ces résultats sont inférieurs à ceux de Bouyahya et al (2017) qui présentent des valeurs supérieures pour les miels du Maroc, allant 36,38% à 61,94%.

A partir des résultats obtenus après l'analyse, il a été constaté que le potentiel antioxydant ne se limite pas seulement à sa teneur en composés phénoliques, mais dépend également d'autres substances chimiques, y compris les enzymes (Bouyahya *et al*., 2017).

- **Le FRAP**

Dans le miel, les composés responsables de l'effet antioxydant sont les flavonoïdes et les acides phénoliques. La concentration de ces composants varie considérablement selon l'origine florale et géographique du miel.

Le test de FRAP permet d'évaluer directement la présence d'antioxydants dans divers échantillons, y compris le miel (Khalil *et al.*, 2012). Cette méthode repose sur la capacité des antioxydants à réduire le fer ferrique $Fe^{3+}$ en fer ferreux $Fe^{2+}$.

La capacité de réduction constitue l'un des mécanismes d'action des antioxydants ( Bakchiche *et al*, 2018). Les résultats de l'activité antioxydante dosée par le test de FRAP sont présentés dans le **tableau 2**. Les résultats trouvés pour les échantillons de miel issus des écosystèmes naturels non dégradés (Ecosystème naturel de Murenguko et écosystème naturel du PNR site1) et l'échantillon de miel issu d'agroécosystème de Magarwe ne montrent pas une différence significative ($p>0,05$). En revanche la différence significative ($p<0,05$) a été observée entre les résultats obtenus pour échantillons de miel issus de l'écosystème naturel dégradé par les actions anthropiques (écosystème naturel du PNR site 2), de l'agroécosystème de Burenza et des écosystèmes naturels non dégradés.

Les valeurs du pouvoir de l'activité antioxydante des échantillons de miel analysés varient entre $28,07\pm1,78^{c}$ et $46,31\pm1,44^{a}$ mg EAG/100 g de miel. La valeur la plus élevée du pouvoir de l'activité antioxydante est enregistrée dans les échantillons de miel collectés dans l'écosystème naturel du Parc national de la Ruvubu site1 (EN. PNR1) avec $46,31\pm1,44^{a}$ mg EAG/100 g, ce qui indique sa grande réduction et son potentiel antioxydant. En revanche, la valeur la plus faible est trouvée dans l'échantillon de miel collecté dans l'agroécosystème de Burenza (AE. Bur) avec $28,07\pm1,78^{c}$ mg EAG/100 g.

A partir de ces résultats après l'analyse, il a été constaté que le miel collecté dans l'écosystème naturel non dégradé possède un pouvoir antioxydant plus élevé que l'écosystème naturel qui subisse de dégradations causées par des actions anthropiques (exemple de l'écosystème naturel du parc national de la Ruvubu site 2 où on a observé une différence significative ($p<0,05$) dans les résultats des échantillons de miel collectés dans l'écosystème du PNR site 1 et l'écosystème du PNR site 2 qui est en feu à chaque année).

En outre, Il a été constaté que dans cette région, dans l'écosystème purement agricole comme l'agroécosystème du Burenza, le pouvoir de l'activité antioxydante diminue considérablement. Cela s'explique par la réduction des ressources florales sur lesquelles les abeilles butinent.

En comparant ces résultats avec ceux des autres chercheurs, il a été constaté que ces résultats sont inférieurs à ceux obtenu par de Doukani et al (2014) qui varient entre 0,083 et 2,4 mg EAA/g pour les miels marocains et largement inférieurs à ceux obtenus par Sagdic et al., (2013) qui varient entre 70,09 et 86,19 mg EAA/g pour le miel d'Astragalus de Turquie.

L'activité antioxydante du miel est influencée par son origine botanique, géographique et sa composition en composés phénoliques. La source florale est déterminante, mais d'autres facteurs interviennent également (Beretta *et al.*, 2005).

La variation du pouvoir antioxydant résulte de la présence des composés phénoliques, qui ont des effets différents. En général, les miels foncés présentent une activité antioxydante plus élevée, liée à la composition quantitative et qualitative en acides phénoliques, en flavonoïdes et en d'autres composés bioactifs (Beretta *et al.*, 2005).

#### III.1.2.1.2. Région de la Crête Congo Nil

Les échantillons de miel collectés dans les écosystèmes de la région Crête Congo Nil exactement à Bukeye, présentent généralement une couleur jaune pâle. Toutefois, le miel provenant de l'écosystème Isamakere se distingue par sa teinte plus foncée. Cette intensification de la couleur semble liée à la concentration en polyphénols du miel (Beretta, 2005). En effet, les échantillons de cette région présentent des concentrations en composés antioxydants inférieurs à ceux des échantillons de miel provenant d'autres régions. La couleur de miel est également influencée par son origine botanique (Moniruzzaman *et al*., 2012). Ainsi, les couleurs jaune pâle observées dans ces échantillons pourraient être attribuées aux caractéristiques climatiques et à la flore spécifique de cette région.

**Tableau 3: Teneur en antioxydants des miels issus de la région éco-climatique de la crête Congo Nil (RECCCN)**

| Paramètres / Ecosystèmes | Flavonoïdes (mg EQ/kg) | Polyphénols (mg EAG/kg) | DPPH (%) | FRAP (mg EAG/100g) |
|---|---|---|---|---|
| **Ecosystème semi naturel isamakere (ESN,Isa)** | 5,66±0,89$^{a}$ | 46,21±1,35$^{bc}$ | 35,95±0,36$^{c}$ | 31,98±0,87$^{a}$ |
| **Agroécosystème Kumpama (AE, Mpa)** | 3,73±0,54$^{b}$ | 52,29±1,64$^{a}$ | 31,09±1,47$^{d}$ | 24,50±1,19$^{c}$ |
| **Agroécosystème Kazigo (AE, Kaz)** | 3,00±0,89$^{b}$ | 42,16±1,13$^{d}$ | 34,49±1,72$^{c}$ | 27,60±1,16$^{b}$ |
| **Ecosystème naturel Ngwandi (EN, Ngw)** | 4,60±0,91$^{ab}$ | 48,56±0,53$^{b}$ | 39,57±1,70$^{b}$ | 23,02±1,26$^{c}$ |
| **Ecosystème de naturel Mutwenzi (EN, Mutw)** | 3,71±0,87$^{b}$ | 45,00±1,50$^{c}$ | 44,08±0,47$^{a}$ | 31,55±1,91$^{a}$ |

*a, b, c, d, Les moyennes dans la même colonne avec des lettres différentes sont significativement différentes selon le test de Duncan ($p < 0,05$)*

## A. Détermination des polyphénols totaux

Dans la région éco-climatique de la Crête Congo Nil, des différents écosystèmes ont été visités, et des échantillons y ont été collectés. Les résultats trouvés dans les échantillons de miel issus de différents écosystèmes montrent des différences significatives ($p< 0,05$). Les valeurs de la teneur en polyphénols totaux obtenues oscillent entre 42,16±1,13$^{d}$ et 52,29±1,64$^{a}$ mg EAG/kg de miel. La teneur la plus élevée a été enregistrée dans l'échantillon de miel issu de l'agroécosystème Kumpama avec 52,29±1,64$^{a}$ mg EAG/kg de miel, suivi de celle enregistrée dans l'échantillon de miel issu de l'écosystème naturel Ngwandi avec 48,56±0,53$^{b}$ mg GAE/kg de miel. En revanche la valeur la plus faible a été enregistré dans l'échantillon de miel provenant de l'agroécosystème Kazigo avec 42,16±1,13$^{d}$ mg EAG/kg de miel. En observant les résultats obtenus pour les échantillons de miel de cette région, la teneur en polyphénols varie selon les sources florales. La teneur élevée en polyphénols est due à la diversité florale de cet écosystème, car il est composé des diverses cultures et des eucalyptus.

En comparant les résultats de ces deux régions, il a été constaté que les résultats obtenus dans les échantillons de miel issus de la région éco- climatique de la Crête Congo Nil sont inférieurs à ceux enregistrés dans les échantillons de miel issus de la région éco-climatique des plateaux centraux qui varient entre 100,72±1,37$^{a}$ et 66,86±0,98$^{e}$ mg EAG/kg de miel.

En comparant les résultats des échantillons de miel issu de cette région avec ceux des autres chercheurs, il a été constaté que ces résultats sont largement inférieurs à ceux obtenus par Bouyahya et al (2017) sur les miels marocain (124,60 ± 1,12 et 75,14 ± 0,78 mg EAG/g) et à ceux de Doukani et al (2014) sur les miels algériens (166,11 à 427,14 mg d'GAE / 100g). Ils sont aussi inférieurs à ceux présentés par Liben et al (2018) sur les miels de l'Ethiopie (45,4 à 73,5 mg GAE/100 g) et ceux de Chougar & Kebdi,(2018) sur les miels algériens qui varient entre 27,6 ±0,00 et 76,4±0,00 mg GAE/100 g de miel.

Cette variation peut résulter des différences d'origine florale, des méthodes de conservation et du climat, qui influencent les niveaux de polyphénols totaux (Hussein *et al*., 2011).

**B. Les flavonoïdes**

Les teneurs en flavonoïdes des échantillons de miel collectés dans les écosystèmes de la Crête Congo Nil sont présentés dans **le tableau 3**. La teneur en flavonoïdes trouvée dans l'échantillon de miel issu de l'écosystème semi naturel Isamakere est significativement différente ($p$<0,05) des teneurs en flavonoïdes obtenues dans les échantillons de miel issus des autres écosystèmes. La légère différence est observée entre les teneurs en flavonoïdes obtenues dans les échantillons de miel issus de l'écosystème semi naturel Isamakere et de l'écosystème naturel de Ngwandi.

En revanche les teneurs obtenues dans échantillons de miel collectés dans les agroécosystèmes et dans l'écosystème naturel Mutwenzi ne montrent pas de différence significative ($p$>0,05). Les teneurs en flavonoïdes des miels analysés varient entre 3,00±0,89$^{b}$ et 5,66±0,89$^{a}$ mg EQ/kg. La teneur en flavonoïdes la plus élevée est enregistrée dans l'échantillon de miel collecté dans l'écosystème semi naturel Isamakere avec 5,66±0.89$^{a}$ mg EQ/kg et les teneurs les plus faibles sont enregistrées dans les échantillons de miel issus de l'agroécosystème Kazigo, écosystème naturel Mutwenzi et agroécosystème Kumpama qui présentent des teneurs respectives de 3,00±0.89$^{b}$ ; 3,71±0,87$^{b}$ ; 3,73±0,54$^{b}$ mg EQ/kg de miel. Ces résultats sont inférieurs à ceux obtenus dans les échantillons de miel issus des plateaux centraux qui varient entre 6,13±0,90$^{b}$ et 10,88±0,92$^{a}$ mg EQ/kg de miel.

Ils sont largement inférieurs à ceux rapportés par Bouyahya et al (2017) sur les miels du Maroc qui varient entre 19,64 ± 0,83 à 43,24 ± 0,72 mg QE/g. Ils sont également inférieurs à ceux obtenus par Chougar &Kebdi, (2018) sur les miels algériens qui varient entre 2,96±0,00 et 5,57±0,00 mg EQ/100 g et ceux obtenus par Can et al (2015) sur les miels de la Turquie compris entre 0,65 et 8,10 mg QE/100 g.

La composition du miel et la qualité peuvent être fortement influencées par les conditions environnemental dans lesquelles les abeilles butinent, notamment la diversité florale, origine géographique, les actions anthropiques et la variation du climat (Hussein *et al*., 2011).

Cela s'explique par la variation de ces résultats obtenus au sein d'une même région, d'un même pays et même les résultats qui ont été trouvés dans d'autres pays.

**C. Activité antioxydante**

- **DPPH**

Les résultats de l'activité antiradicalaire déterminée à l'aide de test de DPPH sont représentés dans le **tableau 3**. Les résultats trouvés entre les échantillons de miel issus des différents écosystèmes révèlent une différence significative ($p$<0,05). En revanche une différence non significative ($p$>0,05) a été révélée par les résultats obtenus dans les échantillons de miel issus de l'écosystème semi naturel Isamakere et de l'agroécosystème Kazigo. Les valeurs de pourcentage d'inhibition des échantillons des miels étudiés oscillent entre $31.09\pm1.47^{d}$ et $44.08\pm0.47^{a}$ %. La valeur la plus élevée est enregistrée dans l'échantillon de miel issu de l'écosystème naturel Kazigo avec (44,08±0,47% d'inhibition), ce qui indique une meilleure capacité de piégeage des radicaux libres. En revanche, la valeur la plus faible est enregistrée dans l'échantillon de miel collecté dans l'agroécosystème Kumpama. L'activité antioxydante dépend de la teneur en composés phénoliques, notamment les polyphénols totaux et les flavonoïdes (Beretta *et al*., 2005).

Lorsqu'on compare les résultats de l'activité antiradicalaire des échantillons de miel issu des plateaux centraux et ceux de la crête Congo Nil, il a été constaté que ces derniers sont proches à ceux obtenus dans les échantillons de miel de la région éco- climatique des plateaux centraux qui varient entre $34,11\pm0,72^{c}$ et $48,61\pm0,76^{a}$ %. Ils sont similaires de ceux de Diafat (2017) concernant les miels algériens, qui varient de 27,6 à 47,5% ainsi qu'à ceux d' Oliveira (2017) sur les miels brésiliens, avec des valeurs 25,39 à 51,44 %.

En revanche, ces résultats sont inférieurs à ceux de Bouyahya et al (2017) qui présentent des valeurs supérieures pour les miels du Maroc, allant 36,38% à 61,94%.

A partir de ces résultats obtenus après l'analyse, l'hypothèse de Bouyahya, 2017 a été confirmé. On a constaté qu'il y a une synergie de plusieurs facteurs qui influencent l'activité antiradicalaire.
Donc, le potentiel antioxydant ne se limite pas à sa teneur en composés phénoliques, mais dépend également d'autres substances chimiques, y compris les enzymes.

- **Le FRAP**

Les résultats obtenus montrent une différence significative ($p$<0,05) entre l'échantillon de miel issu de l'écosystème semi naturel Isamakere et ceux des autres écosystèmes. En revanche, aucune différence significative ($p$>0,05) n'a été constatée entre les échantillons de miel provenant de l'écosystème naturel de Ngwandi et de l'agroécosystème de Kumpama, ni entre les résultats obtenus pour les échantillons de miel issus de l'écosystème semi naturel Isamakere et de l'écosystème naturel de Mutwenzi.

Les résultats relatifs à l'activité antioxydante dosée par le test de FRAP sont présentés dans le **tableau 3**. Les valeurs du pouvoir antioxydant des échantillons de miel analysés varient de $23,02\pm1,26^{c}$ à $31,98\pm0,87^{a}$ mg EAG/100g miel. La valeur la plus élevée a été enregistrée dans les échantillons de miel collectés dans l'écosystème semi naturel d'Isamakere avec $31,98\pm0,87^{a}$ mg EAG/100g, suivi de près par celui de l'écosystème naturel de Mutwenzi avec $31,55\pm1,91^{a}$ mg EAG/100g. Ces résultats témoignent d'un potentiel antioxydant élevé, indiquant une grande capacité de réduction. En revanche, les valeurs les plus faibles sont trouvées dans les échantillons de miel collectés dans l'écosystème naturel de Ngwandi et l'agroécosystème de Kumpama avec $23,02\pm1,26^{c}$ et $24,50\pm1^{c}$ mg EAG/100g respectivement. Cela souligne que le pouvoir antioxydant est fortement influencé par la teneur en composés phénoliques.

A partir de ces résultats, il paraît qu'une synergie de plusieurs facteurs qui influence le pouvoir antioxydant. Ainsi, ce potentiel antioxydant ne se limite pas uniquement à sa teneur en composés phénoliques, mais dépend également d'autres substances chimiques, y compris les enzymes. De plus, il a été constaté que dans les écosystèmes purement agricoles, comme l'agroécosystème de Kumpama et dans les écosystèmes naturels dépourvus de diversité floristique, le pouvoir antioxydant diminue considérablement.

Lorsqu'on compare ces résultats avec ceux des échantillons de miel collectés dans les écosystèmes des plateaux centraux, on a constaté qu'ils sont inférieurs à ceux obtenus pour les échantillons miels collectés dans les écosystèmes de la région des plateaux centraux qui varient $28,07\pm1,78^{c}$ et $46,31\pm1,44^{a}$ mg EAG/100g de miel.

En comparant les résultats obtenus pour les échantillons de miel issus de cette région, il a été constaté qu'ils sont différents de ceux obtenus par de Doukani et al (2014) pour les miels marocains qui varient de 0,083 à 2,4 mg EAA/g et de ceux obtenus par Sagdic et al (2013) qui varient entre 70,09 et 86,19 mg AAE/g pour le miel d'Astragalus en Turquie.

La variation du pouvoir de l'activité antioxydante résulte de la présence des composés phénoliques, qui ont des effets différents. En général, les miels foncés présentent une activité antioxydante plus élevée, liée à la composition quantitative et qualitative des acides phénoliques, flavonoïdes et d'autres bioactifs (Hussein *et al*., 2011).

### III.1.2.1.3. Région éco-climatique de la plaine de l'Imbo (RECPI)

**Tableau 4: Teneur en antioxydants des miels issu de l'Imbo**

| Paramètres / Ecosystèmes | Flavonoïdes (mg EQ/kg) | Polyphénols (mg EAG/kg) | DPPH (%) | FRAP (mg EAG /100g) |
|---|---|---|---|---|
| **Ecosystème naturel de la FC de Kigwena-Vyanda** | $8,94\pm0,48^{c}$ | $75,13\pm1,07^{e}$ | $43,28\pm0,32^{d}$ | $41,50\pm2,29^{ab}$ |
| **Agroécosystème de Kigwena (AEK)** | $11,36\pm0,89^{ab}$ | $94,67\pm1,25^{a}$ | $55,40\pm1,64^{b}$ | $42,31\pm1^{a}$ |
| **Ecosystème riverain du lac Tanganyika-Kigwena site1(E T1)** | $11,13\pm0,90^{ab}$ | $83,99\pm1,77^{d}$ | $53,22\pm 1,53^{b}$ | $35,36\pm0,57^{d}$ |
| **Ecosystème riverain du lac Tanganyika-Kigwena site 2(ET2)** | $10,25\pm0,89^{bc}$ | $86,11\pm0,84^{c}$ | $63,99\pm0,48^{a}$ | $43,36\pm1,03^{a}$ |
| **Ecosystème semi naturel-Mugara site 1 (ESN1)** | $12,54\pm0,92^{a}$ | $89,77\pm1,36^{b}$ | $54,55\pm0,31^{b}$ | $41,50\pm1,24^{ab}$ |
| **Ecosystème semi naturel-Mugara site 2 (ESN2)** | $10,15\pm0,89^{bc}$ | $74,80\pm0,62^{e}$ | $47,57\pm0,33^{c}$ | $36,83\pm1,85^{cd}$ |
| **Agroécosystème Mugara 1(AE1)** | $12,60\pm0,94^{a}$ | $85,55\pm0,51^{cd}$ | $47,36\pm2,85^{c}$ | $37,07\pm1,66^{cd}$ |
| **Agroécosystème Mugara 2(AE2)** | $12,10\pm0,90^{a}$ | $86,34\pm0,59^{c}$ | $49,00\pm1,53^{c}$ | $39,36\pm0,70^{bc}$ |

*a, b, c, d, e ; Les moyennes dans la même colonne avec des lettres différentes sont significativement différentes selon le test de Duncan ($p < 0,05$)*

### A. Détermination des polyphénols totaux

Dans la région de la plaine de l'Imbo, divers écosystèmes ont été explorés et des échantillons y ont été collectés. Les résultats obtenus à partir des échantillons de miel révèlent une différence significative ($p$<0,05). Les valeurs de la teneur en polyphénols totaux oscillent entre 74,80±0,62$^{e}$ et 94,67±1,25$^{a}$ mg EAG/kg de miel.

La teneur la plus élevée a été enregistrée dans l'échantillon de miel provenant de l'agroécosystème de Kigwena avec 94,67±1,25$^{a}$ mg EAG/kg de miel. En revanche, la teneur la plus faible a été enregistrée dans l'échantillon de miel provenant de l'écosystème semi naturel de Mugara site2 avec 74,80±0,62$^{e}$ mg EAG/kg de miel, suivie de celle de l'échantillon de miel issu de l'écosystème naturel de la forêt claire de Vyanda avec 75,13±1,07$^{e}$ mg EAG/kg de miel.

En observant ces résultats, il a été constaté des variations significatives ($p$<0,05) dans les teneurs en polyphénols des échantillons de miel collectés dans différents écosystèmes, indépendamment de type d'écosystème. Cela indique que, la teneur en polyphénols varie selon les sources florales présentes dans cette région. Dans l'écosystème naturel de la forêt claire, la végétation est dominée par une espèce végétale appelée « Ingongo ». Cette dominance peut influencer la teneur en composés phénoliques, étant donné que les sources florales semblent y être limitées. Ce cas se retrouve également dans l'écosystème semi naturel de Mugara site2, où les sources florales sont également restreintes.

En comparant ces résultats, il a été constaté que les résultats obtenus dans les échantillons de miel issus de la région éco- climatique de l'Imbo qui varient entre (74,80±0,62$^{e}$ et 94,67±1,25$^{a}$ mg EAG/Kg de miel) sont supérieurs à ceux de la région éco-climatique de la crête Congo Nil qui varient entre (42,16±1,13$^{d}$ et 52,29±1.64$^{a}$ mg EAG/kg) et sont similaires à ceux obtenus dans les échantillons de miel issus des écosystèmes des plateaux centraux qui varient entre 100,72±1,37$^{a}$ et 66,86±0,98$^{e}$ mg EAG/kg de miel.

En comparant ces résultats avec ceux des autres chercheurs, les résultats trouvés dans cette région sont inférieurs à ceux de Bouyahya et al (2017) sur les miels marocain (124,60 ± 1,12 et 75,14 ± 0,78 mg EAG/g). Ils sont inférieurs à ceux de Doukani et al (2014) sur les miels algériens (166,11 à 427,14 mg d'GAE / 100g), à ceux présentés par Liben et al., (2018) sur les miels de l'Ethiopie (45,4 à 73,5 mg GAE/100 g) et ceux de Chougar & Kebdi (2018) sur les miels algériens qui varient entre 27,6 ±0,00 et 76,4±0,00 mg GAE/100 g de miel.

Cette variation peut résulter des différences d'origine florale, des méthodes de conservation et du climat, qui influencent les niveaux de polyphénols totaux. La teneur en composés phénoliques varie selon la localisation géographique des sources florales (Hussein *et al*., 2011).

**B. Les flavonoïdes**

Les teneurs en flavonoïdes des échantillons de miel collectés dans les écosystèmes de la région éco-climatique de la plaine de l'Imbo sont illustrées dans **le tableau 4**. La teneur en flavonoïdes obtenue dans l'échantillon de miel collecté dans l'écosystème de la forêt claire est significativement inférieure ($p$<0,05) aux teneurs obtenues dans les échantillons de miel issus d'agroécosystème de Kigwena, des écosystèmes Mugara et d'écosystème riverain du lac Tanganyika site1.

Les teneurs en flavonoïdes obtenues dans les échantillons de miel analysés varient entre 8,94±0,48$^{c}$ et 12,60±0,94$^{a}$ mg EQ/kg. La teneur la plus élevée a été enregistrée dans l'échantillon de miel collecté dans l'agroécosystème de Mugara et écosystème semi naturel de Mugara site 1 (ESN1) avec 12,60±0,94$^{a}$ et 12,54±0,92$^{a}$ mg EQ/kg respectivement. La teneur la plus faible a été enregistrée dans l'échantillon de miel issu de l'écosystème naturel de la forêt claire avec 8,94±0,48$^{c}$ mg QE/kg.

En comparant les résultats de cette région avec les résultats déjà obtenus dans les échantillons collectés dans les autres régions, il a été constaté qu'ils sont supérieurs aux résultats des échantillons de miel issus de la crête Congo Nil qui varient entre 3,00±0,89$^{b}$ et 5,66±0,89$^{a}$ mg EQ/kg, et ils sont proches à ceux obtenus dans les miels des plateaux centraux qui varient entre 6,13±0,90$^{b}$ et 10,88±0,92$^{a}$ mg EQ/kg de miel.

En comparant ces résultats avec ceux des autres chercheurs, les résultats trouvés dans cette région sont largement inférieurs à ceux rapportés par Bouyahya et al (2017) sur les miels du Maroc (19,64 ± 0,83 à 43,24 ± 0,72 mg QE/g). Ils sont également inférieurs à ceux obtenus par Chougar & Kebdi (2018) sur les miels algériens qui varient entre 2,96±0,00 et 5,57±0,00 mg EQ/100 g, à ceux obtenus par Can et al (2015) sur les miels de la Turquie (0,65 à 8,10 mg QE/100 g et à ceux obtenus par Bueno Costa (2016) sur les miels du Brésil 2,98 à 10,46 mg QE/100 g.

La composition du miel et la qualité peuvent fortement influencées par les conditions environnemental dans lesquelles les abeilles butinent, notamment la diversité florale, origine géographique, les actions anthropiques et la variation du climat ( Bakchiche *et al*, 2018). Cela s'explique par la variation des résultats obtenus au sein d'une même région, d'un même pays et même les résultats qui ont été trouvés d'autres pays.

**C. Activité antioxydante**

- **DPPH**

Les résultats obtenus dans les échantillons de l'écosystème de la forêt claire, de l'agroécosystème de Kigwena et écosystème semi naturel de Mugara site2 montrent une différence significative ($p$<0,05). Les valeurs de pourcentage d'inhibition des échantillons des miels étudiés oscillent entre $43,28\pm0,32^{d}$ et $63,99\pm0,48^{a}$ %. Les résultats de l'activité antiradicalaire déterminée à l'aide de test de DPPH sont représentés dans le **tableau 4**. La valeur la plus élevée de pourcentage d'inhibition est enregistrée dans l'échantillon de miel issu de l'écosystème du lac Tanganyika site 2 avec $63,99\pm0,48^{a}$ %. En revanche la valeur la plus faible est enregistrée dans l'écosystème de la forêt claire de Kigwena avec $43,28\pm0,32^{d}$ %. L'activité anti radicalaire la plus élevée s'explique par la richesse de plantes mellifères en composés phénolique de cette localité, notamment les polyphénols totaux et les flavonoïdes.

En comparant les résultats de cette région avec des résultats déjà obtenus dans les autres régions, il a été constaté qu'ils sont supérieurs aux résultats des échantillons de miel issus de la crête Congo Nil qui varient $31,09\pm1,47^{d}$ et $44,08\pm0,47^{a}$ % et aux résultats obtenus dans les échantillons de miel de la région des plateaux centraux qui varient entre $34,11\pm0,72^{c}$ et $48,61\pm0,76^{a}$ %.

En comparant ces résultats avec ceux des autres chercheurs, les résultats trouvés dans cette région sont similaires à ceux de Bouyahya et al (2017) qui présentent des valeurs, allant de 36,38% à 61,94% pour les miels du Maroc, et proches aux résultats rapportés par de de Diafat (2017) concernant les miels algériens, qui varient de 27,6 à 47,5% et, ainsi qu'à ceux d' Oliveira (2017) sur les miels brésiliens, avec des valeurs 25,39 à 51,44 %.

L'activité de piégeage des radicaux libres des échantillons de miel étudiés varie selon le type de miel, en raison de la complexité de sa composition chimique, qui dépend de l'origine florale, des facteurs environnementaux et des conditions de stockage.

L'activité antiradicalaire, antioxydante et la concentration en composés phénoliques du miel sont fortement influencées par les différentes sources florales (Sagdic *et al*., 2013). En outre, cette étude sur l'activité antioxydante du miel a confirmé cette corrélation. A partir de ces résultats obtenus après l'analyse, on a constaté que le potentiel antioxydant ne se limite pas à sa teneur en en composés phénoliques, mais dépend également d'autres substances chimiques, y compris les enzymes (Bouyahya *et al*., 2017).

- **Le FRAP**

Les résultats de l'activité antioxydante dosée par le test de FRAP sont présentés dans **le tableau 4**. Les valeurs du pouvoir antioxydant des échantillons de miel analysées varient entre $35,36\pm0,57^{d}$ et $43,36\pm1,03^{a}$ mg EAG/100g de miel. La valeur la plus élevée du pouvoir antioxydant est enregistrée dans l'échantillon de miel collecté dans l'écosystème riverain du lac Tanganyika site2 avec $43,36\pm1,03^{a}$ mg EAG/ 100g. En revanche, la valeur la plus faible est trouvé dans l'échantillon de miel collecté dans l'écosystème riverain du lac Tanganyika site1 avec $35,36\pm0,57^{d}$ mg EAG/100g. Ce qui explique que le pouvoir antioxydant dépend fortement de la teneur en composées phénoliques.

En comparant ces résultats avec ceux des autres régions, les résultats trouvés dans cette région sont proches aux résultats trouvés dans les échantillons de miel provenant des plateaux centraux qui varient entre $28,07\pm1,78^{c}$ et $46,31\pm1,44^{a}$ mg EAG/100g de miel et supérieurs aux résultats enregistrés dans les échantillons de miel issus de la région éco-climatique de la crête Congo Nil qui varient entre $23,02\pm1,26^{c}$ et $31,98\pm0,87^{a}$ mg EAG/100g miel.

En comparant ces résultats avec ceux des autres chercheurs, les résultats trouvés dans cette région, sont inférieurs à ceux obtenus par de Doukani et al (2014) qui varient entre 0,083 et 2,4 mg AAE/g pour les miels marocains et à ceux obtenus par Sagdic et al (2013) qui varient entre 70,09 et 86,19 mg AAE/g pour le miel d'Astragalus de Turquie.

L'activité antioxydante du miel est influencée par son origine botanique, géographique, et la composition des composés phénoliques. Selon Mayer *et al* (1998), la source florale est déterminante, mais d'autres facteurs interviennent également. La variation du pouvoir antioxydant résulte de la présence des composés phénoliques. En général, les miels foncés présentent une activité antioxydante plus élevée, liée à la composition quantitative et qualitative des acides phénoliques, flavonoïdes et d'autres bioactifs (Beretta *et al*., 2005).

### III.1.2.1.4. Région de Mumirwa

**Tableau 5: Teneur en antioxydants de miel issu de la région de Mumirwa**

| Paramètres / Ecosystèmes | Flavonoïdes (mg EQ/ kg) | Polyphénols (mg EAG/ kg) | DPPH (%) | FRAP (mg EAG/100g) |
|---|---|---|---|---|
| Ecosystème boisé d'eucalyptus | 10,38±0,89[a] | 81,24±0,88[a] | 62,71±0,61[a] | 46,79±2,63[a] |
| Agroécosystème | 11,25±0,91[a] | 66,47±0,94[b] | 37,04±0,63[b] | 40,45±1,51[b] |

*a, b, : Les moyennes dans la même colonne avec des lettres différentes sont significativement différentes selon le test de Duncan (p < 0,05)*

### A. Les polyphénols

Les résultats obtenus dans les échantillons de miel issus de ces écosystèmes révèlent une différence significative ($p$<0,05). Le miel d'eucalyptus présente une teneur plus élevée, s'élevant à 81,24±0,88[a] mg EAG/kg, comparativement à celui provenant de l'agroécosystème qui affiche 66,47±0,94[b] mg EAG/kg. Cette différence pourrait être attribuée aux propriétés spécifiques des plantes d'eucalyptus, qui sont reconnues pour leur richesse en composés phénoliques. Selon Alvarez -perez et al. (2024) confirment que le miel d'eucalyptus est souvent caractérisé par une abondance de polyphénols, ce qui corrobore ces observations. Quant à la teneur révélée dans l'échantillon de miel issu de l'agroécosystème, elle s'explique par la diversité florale propre à cette région.

En comparant ces résultats à ceux obtenus dans d'autres régions, il a été constaté qu'ils sont similaires aux résultats obtenus dans les échantillons de miel issus de la région éco- climatique de l'Imbo qui varient de 74,80±0,62[e] à 94,67±1,25[a] mg EAG/Kg de miel et à ceux obtenus dans les échantillons de miel issus des écosystèmes des plateaux centraux oscillant entre 100,72±1,37[a] et 66,86±0,98[e] mg EAG/kg de miel. En revanche, ils sont supérieurs à ceux de la région éco-climatique de la crête Congo Nil variant de 42,16±1,13[d] à 52,29±1.64[a] mg EAG/kg. En observant ces résultats, on souligne l'importance de la source florale dans la composition du miel.

**B. Les flavonoïdes**

Les deux échantillons de miel révèlent des teneurs élevées en flavonoïdes, statistiquement similaires avec 11,25±0,91$^{a}$ mg EQ/kg pour le miel de l'agroécosystème et 10,38±0,89$^{a}$ mg EAG/kg pour le miel d'eucalyptus. Ces résultats suggèrent que, bien que les environnements botaniques diffèrent, les abeilles butinant tant dans l'écosystème boisé d'eucalyptus que dans l'agroécosystème puisent dans des sources florales riches en flavonoïdes. L'eucalyptus est reconnu pour la production de nectar, et certaines espèces pourraient contenir des précurseurs des flavonoïdes. Par ailleurs, les agroécosystèmes, avec leur diversité de cultures et potentiellement des plantes adventives, peuvent offrir une variété de sources de flavonoïdes pour les abeilles.

En comparant ces résultats à ceux obtenus dans d'autres régions, il a été constaté qu'ils sont supérieurs aux résultats obtenus dans échantillons de miel issus de la RECCCN qui varient de 3,00±0,89$^{b}$ à 5,66±0,89$^{a}$ mg EQ/kg, et ils sont proches à ceux obtenus dans les échantillons de miel provenant de la RECPC oscillant entre 6,13±0,90$^{b}$ et 10,88±0,92$^{a}$ mg EQ/kg de miel. Ils sont également dans l'intervalle de ceux obtenus dans les échantillons de la RECPI compris entre 8,94±0,48$^{c}$ et 12,60±0,94$^{a}$ mg EQ/kg. Ces résultats révèlent l'importance de la diversité florale dans la composition en flavonoïde du miel.

**B. L'activité antioxydante**

Les résultats obtenus dans les deux échantillons issus respectivement de l'écosystème boisé d'eucalyptus et de l'agroécosystème révèlent une différence significative ($p$<0,05). L'activité antioxydante mesurée par les tests DPPH et FRAP est significativement plus élevée dans le miel d'eucalyptus. Cette constatation rejoint les observations de Khan et ses collègues (2018), qui avaient mis en évidence une activité antioxydante supérieure dans le miel d'eucalyptus comparé à d'autres types de miel. Ils ont attribué cette différence à la présence des composés phénoliques et flavonoïdes spécifiques dans le miel d'eucalyptus, qui sont reconnus pour leur capacité à neutraliser les radicaux libres. Toutefois, Suleiman et al. (2020) ont rapportent que certains miels provenant d'agroécosystèmes peuvent présenter une activité antioxydante comparable à celle de miel d'eucalyptus, ce qui pourrait indiquer que d'autres facteurs environnementaux jouent également un rôle crucial dans la détermination de l'activité antioxydante.

- **Pour le test de DPPH**

La capacité antioxydante mesuré par le test DPPH montre également une différence significative ($p$<0,05), avec le miel d'eucalyptus ayant une activité antiradicalaire avec 62,71±0,61$^{a}$ %) par rapport au miel d'agroécosystème (37,04±0,63$^{b}$%). Ces résultats renforcent l'idée que le miel provenant des écosystèmes spécifiques peut varier considérablement en termes des propriétés antioxydantes.

En comparant les résultats de cette région avec des résultats déjà obtenus dans d'autres régions, il a été constaté qu'ils sont supérieurs aux résultats obtenus dans les échantillons de miel issus de la RECCCN qui varient 31,09±1,47$^{d}$ et 44,08±0,47$^{a}$ % et proches aux résultats obtenus dans les échantillons de miel de la RECPC qui varient entre 34,11±0,72$^{c}$ et 48,61±0,76$^{a}$ %. Ils sont similaires aux résultats provenant dans les écosystèmes de la RECPI compris entre 43,28±0,32$^{d}$ et 63,99±0,48$^{a}$ %.

- **Le FRAP**

Le miel issu d'écosystème boisé d'eucalyptus et le miel provenant de l'agroécosystème révèlent une différence significative ($p$<0,05). Le pouvant antioxydant le plus élevé a été enregistré dans le miel d'eucalyptus avec 46,79±2,63$^{a}$ mg EAG/100g, tandis que le plus faible a été enregistré dans le miel provenant de l'agroécosystème avec 40,45±1,51$^{b}$ mg EAG/100g. Ces valeurs indiquent que le miel d'eucalyptus pourrait être plus efficace pour réduire les espèces réactives de l'oxygène.

En comparant ces résultats avec ceux obtenus pour les échantillons de miel issus des autres régions, il a été constaté qu'ils sont proches aux résultats obtenus pour les échantillons de miel issus des écosystèmes de la RECPC qui varient de 28,07±1,78$^{c}$ à 46,31±1,44$^{a}$ mg EAG/100g de miel et ceux obtenus dans les échantillons de miel issus des écosystèmes de la RECPI qui varient de 35,36±0,57$^{d}$ à 43,36±1,03$^{a}$ mg EAG/100g de miel. Ils sont supérieurs aux résultats enregistrés dans les échantillons de miel colletés dans les écosystèmes de la région éco-climatique de la Crête Congo Nil qui varient de 23,02±1,26$^{c}$ à 31,98±0,87$^{a}$ mg E AG/100g miel.

### III.1.2.2. Influence des types d'écosystèmes sur la teneur en composés antioxydants selon les régions éco-climatiques

**Tableau 6: Variation de la teneur en antioxydants en fonction des types des écosystèmes**

| | Plateaux centraux | | Plaine de l'Imbo | | | | Crête Congo Nil | | |
|---|---|---|---|---|---|---|---|---|---|
| T d'écosystèmes / Paramètres | **EN** | **AE** | **EN** | **AE** | **ET** | **ESN** | **EN** | **AE** | **ESN** |
| Flavonoïdes (mg EQ/kg) | 9,21±2,44$^{ab}$ | 6,75±0,93$^{b}$ | 8,94±0,39$^{b}$ | 11,85±0,71$^{a}$ | 10,69±0,94$^{ab}$ | 11,34±1,53$^{a}$ | 4,15±0,93$^{c}$ | 3,36±0,77$^{c}$ | 5,66±0,89$^{b}$ |
| Polyphénols (mg EAG/kg) | 89,00±5,07$^{a}$ | 83,7±18,57$^{ab}$ | 75,13±1,07$^{c}$ | 90,31±6,16$^{a}$ | 85,05±1,70$^{b}$ | 82,29±8,25$^{b}$ | 46,78±2,19$^{a}$ | 47,22±5,69$^{a}$ | 46,21±1,35$^{a}$ |
| DPPH (%) | 41,00±5,98$^{a}$ | 34,48±0,68$^{ab}$ | 43,28±0,32$^{d}$ | 51,79±5,1$^{bc}$ | 58,60±5,98$^{a}$ | 51,06±3,83$^{bc}$ | 41,82±2,71$^{a}$ | 32,79±2,34$^{b}$ | 35,95±0.39$^{b}$ |
| FRAP (mg EAG/100g) | 42,25±6,34$^{ab}$ | 35,50±8,43$^{b}$ | 41,50±2,29$^{a}$ | 40,26±2,89$^{a}$ | 39,36±4,44$^{a}$ | 39,17±2,92$^{a}$ | 27,29±4,89$^{bc}$ | 26,05±1,99$^{c}$ | 31,98±0,87$^{ab}$ |

*a, b, c ; Les moyennes dans la même ligne avec des lettres différentes sont significativement différentes selon le test de Duncan ($p < 0,05$)*

Les résultats présentés dans le tableau 6 montrent que les types des écosystèmes influencent différemment les teneurs en antioxydants selon la région éco-climatique. Dans la région éco-climatique des plateaux centraux (RECPC), le type d'écosystème qui présente les teneurs les plus élevées en flavonoïdes, en polyphénols, le pourcentage d'inhibition le plus élevé et le pouvoir antioxydant le plus élevé est l'écosystème naturel avec 9,21±2,44$^{ab}$ mg EQ/kg de miel, 89,00±5,07$^{a}$ mg EAG/kg de miel, 41,00±5,98$^{a}$ %, 42,25±6,34$^{ab}$ mg EAG/100g respectivement. En revanche, la teneur la plus faible en flavonoïdes, en polyphénols a été enregistrée dans le miel issu de l'agroécosystème avec 6,75±0,93$^{b}$ mg EQ/kg et 83,7±18,57$^{ab}$ mg EAG/kg de miel respectivement. Le pourcentage d'inhibition et le pouvoir antioxydant les plus faibles ont été également enregistrés dans le miel issu de l'agroécosystème avec 34,48±0,68$^{ab}$ % de DPPH et 35,50±8,43$^{b}$ mg EAG/100g respectivement. Ainsi, il apparait clairement que la nature de l'écosystème joue un rôle déterminant dans la richesse en composés antioxydants, variable selon la région éco-climatique.

Dans la région éco-climatique de la Crête Congo Nil (RECCCN), le type d'écosystème qui présente la teneur la plus élevée en flavonoïdes est l'écosystème semi naturel d'Isamakere avec 5,66±0,89$^{b}$ mg EQ/kg de miel. La teneur la plus faible a été enregistrée dans le miel issu de l'agroécosystème avec 3,36±0,77$^{c}$ mg EQ/kg. Les teneurs en polyphénols de miel issus de différents types d'écosystèmes n'ont montré aucune différence significative ($p$>0,05). Le pourcentage d'inhibition le plus élevé a été enregistrée dans l'écosystème naturel avec 41,82±2,71$^{a}$ % par rapport autres types d'écosystème. Le pouvoir antioxydant le plus élevé a été enregistré dans le miel issu de l'écosystème semi naturel avec 31,98±0,87$^{ab}$ mg EAG/100g de miel, tandis que le plus faible a été enregistré dans le miel issu de l'agroécosystème avec 26,05±1,99$^{c}$ mg EAG/100g de miel.

Dans la région éco-climatique de la plaine de l'Imbo (RECPI), le type d'écosystème qui présente le miel le plus riche en flavonoïdes et en polyphénols est l'agroécosystème avec 11,85±0,71$^{a}$ et 11,34±1,53$^{a}$ mg EQ/kg et 90,31±6,16$^{a}$ mg EAG/kg respectivement. La teneur plus la faible en ces composés a été enregistrée dans l'échantillon de miel issu de l'écosystème naturel avec 8,94±0,39$^{b}$ mg EQ/kg et 75,13±1,07$^{c}$ mg EAG/kg respectivement. Le pourcentage d'inhibition des radicaux libres est plus élevé dans le miel issu de l'écosystème riverain du lac Tanganyika avec 58,60±5,98$^{a}$ % et le plus faible a été enregistré dans le miel issu de l'écosystème naturel avec 43,28±0,32$^{d}$ %.

En revanche, les résultats obtenus pour le pouvoir antioxydant de miel issu des différents types d'écosystème ne montrent aucune différence significative ($p>0,05$).

Ces résultats montrent que l'analyse par type d'écosystème au sein de chaque région révèle des tendances intéressantes. Dans la RECPC, l'écosystème naturel semble favoriser une plus grande concentration des composés antioxydants dans le miel. Dans la RECPI, l'agroécosystème et l'écosystème riverain du lac Tanganyika se distinguent par des teneurs élevées en certains composés et une forte activité antioxydante. La RECCCN présente légèrement des valeurs plus faibles, mais l'écosystème semi naturel montre parfois de teneur légèrement supérieure, notamment en flavonoïdes et dans le pouvoir de l'activité antioxydante (FRAP). Ces différences soulignent l'importance de la diversité florale et des caractéristiques spécifique de chaque écosystème dans la détermination de la composition antioxydante du miel.

### III.1.2.3. Teneur en composés antioxydants en fonction de la région

**Tableau 7: Variation de la teneur en antioxydants en fonction de la région**

| Régions / Paramètres | Plateaux centraux | Crête Congo Nil | Plaine de l'Imbo | Mumirwa |
|---|---|---|---|---|
| Flavonoïdes (mg EQ/kg) | $8,23\pm2,29^{b}$ | $4,14\pm1,18^{c}$ | $11,13\pm1,42^{a}$ | $10,81\pm0,94^{a}$ |
| Polyphénols (mg EAG/kg) | $86,91\pm12,03^{a}$ | $46,84\pm3,70^{c}$ | $84,54\pm6,53^{a}$ | $73,85\pm8,13^{b}$ |
| DPPH (%) | $38,39\pm5,61^{b}$ | $37,03\pm4,73^{b}$ | $51,80\pm6,25^{a}$ | $49,80\pm14,06^{a}$ |
| FRAP (mg EAG/100g) | $39,55\pm7,75^{a}$ | $27,73\pm3,90^{b}$ | $39,66\pm3,05^{a}$ | $43,62\pm3,96^{a}$ |

*a, b, c : Les moyennes dans la même ligne avec des lettres différentes sont significativement différentes selon le test de Duncan ($p < 0,05$)*

Les antioxydants jouent un rôle crucial dans la neutralisation des radicaux libres dans l'organisme, contribuant ainsi à la prévention de diverses maladies chroniques (Bogdanov 2012). La composition du miel, et particulièrement sa teneur en antioxydants est fortement influencée par une multitude de facteurs, notamment l'origine florale, les conditions climatiques, les pratiques apicoles et l'origine géographique (Silva *et al*., 2016).

Cette étude se penche spécifiquement sur l'influence écosystémique des différentes régions éco-climatiques du Burundi sur les antioxydants, ce qui est essentiel pour comprendre la valeur nutritionnelle et potentiellement thérapeutique des miels locaux. Le Burundi, avec sa diversité de régions éco climatiques, offre un terrain d'étude pertinent pour explorer cette relation complexe. Les résultats obtenus mettent en évidence des variations significatives dans la teneur en flavonoïdes, en polyphénols et l'activité antioxydante (mesurée par les tests DPPH et FRAP) des miels provenant de quatre régions éco-climatiques étudiées.

**A. Polyphénols**

La RECPC et la RECPI présentent des miels possédant des teneurs en polyphénols totaux les plus élevées avec $86,91\pm12,03^{a}$ et $84,54\pm6,53^{a}$ mg EAG/kg de miel respectivement, sans différence significative ($p>0,05$) entre eux. En revanche la teneur la plus faible est enregistrée dans le miel issu de la RECCCN avec $46,84\pm3,70^{b}$ mg EAG/kg. Les résultats obtenus montrent une différence significative ($p< 0,05$) entre les régions. Les polyphénols constituent une vaste catégorie des composés phytochimiques aux propriétés antioxydantes variées (Scalbert *et al*., 2000). La teneur la plus élevée en polyphénols des miels issus de la RECPC et de la RECPI suggère que la flore de ces régions est particulièrement riche en ces composés.

La RECPC dispose d'une grande partie des écosystèmes naturels, y compris l'écosystème naturel du Parc National de la Ruvubu (PNR). L'agriculture de cette région est diversifiée et même les agroécosystèmes abritent significativement des plantes sauvages, ce qui explique cette richesse. La RECPI, malgré un climat différent, semble abritée des espèces florales contribuant à une teneur élevée en polyphénols. La teneur la plus faible dans le miel de la RECCN pourrait être attribuée à l'altitude plus élevée et aux types des plantes prédominantes dans cette région.

**B. Flavonoïdes**

Les résultats obtenus des miels provenant de différentes régions montrent des différences significatives ($p<0,05$). La teneur la plus élevée est enregistrée dans le miel issu de la RECPI avec $11,13\pm1,42^{a}$ mg EQ/kg. La teneur la plus faible est enregistrée dans le miel issu de la RECCCN avec $4,14\pm1,18^{c}$ mg EQ/kg de miel. A partir de ces résultats, il a été observé des différences significatives ($p<0,05$) entre les miels de quatre régions.

La richesse en flavonoïdes dans le miel issu de la RECPI pourrait être attribuée à la diversité et à la spécificité de la flore butinée par les abeilles dans cette région. La RECPI, avec son climat plus chaud et sa végétation de basse altitude, pourrait abriter des espèces végétales particulièrement riches en ces composés. La faible teneur en flavonoïdes dans le miel issu de la RECCCN, pourrait être liée à l'altitude plus élevée et aux types des plantes prédominantes dans cette zone. Des études montrent que l'altitude et les conditions climatiques peuvent influencer la production des flavonoïdes chez les plantes (Winkel-Shirley *et al*., 2002).

**C. Activité antioxydante**

- **DPPH**

Le miel de la RECPI présente une activité antiradicalaire significativement plus élevée ($p$<0,05) avec 51,80±6,25$^{a}$ % que celle de la RECPC avec 38,39±5,61$^{b}$ % et de la RECCCN avec 37,03±4,73$^{b}$ %. Les résultats obtenus indiquent que les miels issus de la RECPI possèdent une plus grande capacité à neutraliser ces radicaux, ce qui est cohérant avec leur teneur plus élevée en flavonoïdes et en polyphénols. La plus faible activité antiradicalaire enregistrée dans les miels issus de la RECCCN, pourrait être due à une conséquence de leur teneur relativement plus faible en ces antioxydants.

- **FRAP**

Le pouvoir réducteur (pouvoir antioxydant), mesurée par le test FRAP évalue une capacité d'un échantillon de miel à réduire les ions ferriques ($Fe^{3+)}$ en ions ferreux ($Fe^{2+}$), ce qui est également un indicateur de l'activité du pouvoir antioxydant. Le miel provenant de Mumirwa, de la RECPC et de la RECPI présente un pouvoir réducteur significativement plus élevée ($p$<0,05) avec 43,62±3,96$^{a}$ ; 39,55±7,75$^{a}$ et 39,66±3,05$^{a}$ mg EAG/100g de miel respectivement que celui de miel issu de la RECCCN avec 27,73±3,90$^{b}$ mg EAG/100g de miel**.** Le miel issu de RECCCN se distingue à nouveau par une capacité antioxydante plus faible. Cependant, contrairement au test de DPPH, le test de FRAP montre des valeurs similaires et élevées pour le miel issu de la RECPC et de la RECPI. Cette légère différence entre les deux tests d'activité antioxydante pourrait être due à la sensibilité différente de chaque méthode et aux divers types de composés antioxydants présents dans les miels ( Prior *et al*., 2005).

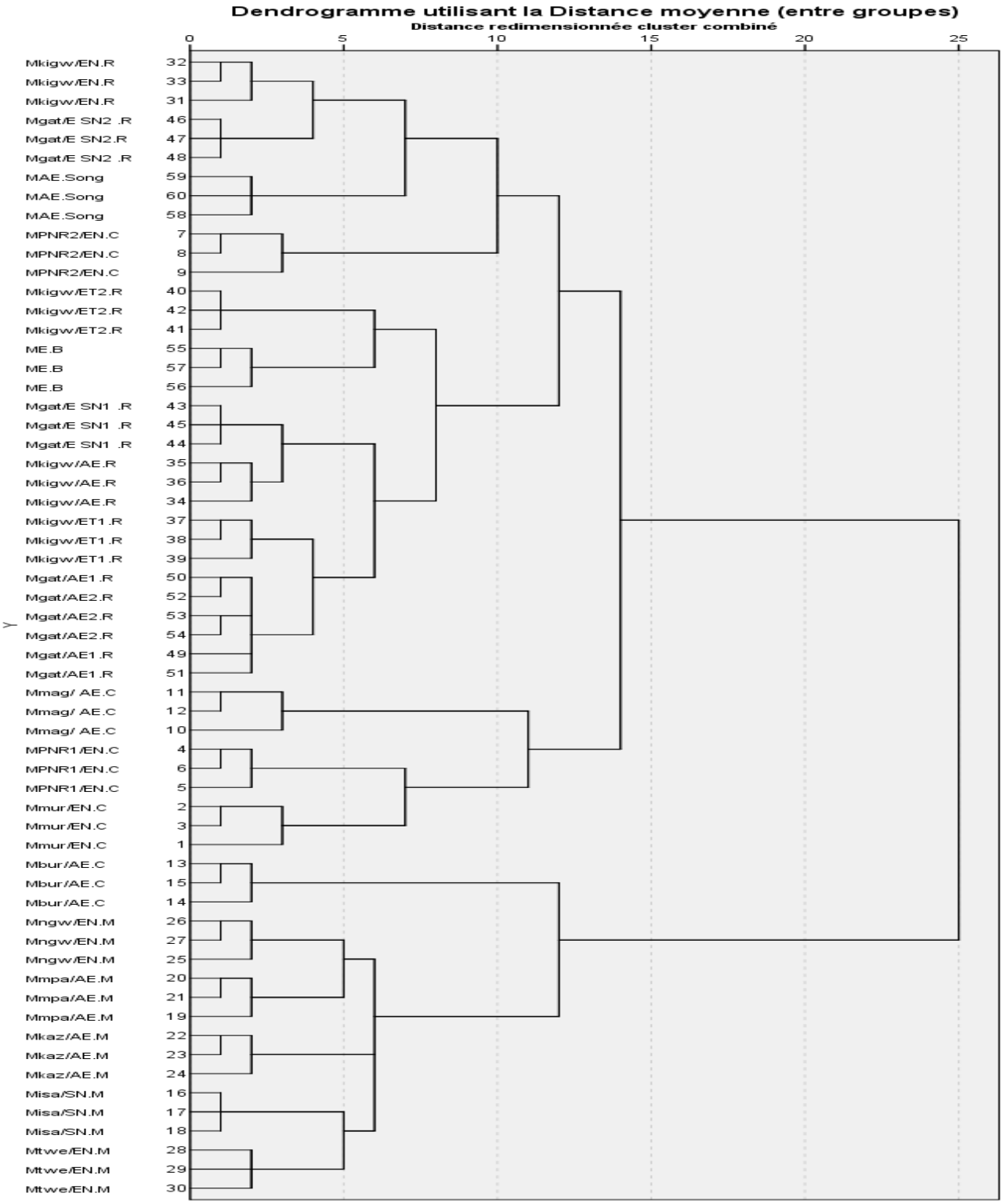



**Figure 3.9: Analyses groupées de vingt échantillons de miel issus de différents écosystèmes en paramètres physicochimiques et en composes antioxydants**

(*Mkigw/EN.R : Miel de Kigwena /Ecosystème Naturel. Rumonge,Mgat/E SN2. R : Miel de Gatete/ Ecosystème semi naturel. Rumonge,MAE.Song : Miel de l'Agroécosystème de Songa, MPNR2/EN.C : Miel de Parc National de Ruvubu Site 2/ écosystème Naturel de Cankuzo, Mkigw/ET2.R : Miel de Kigwena/écosystème Riverain du Lac Tanganyika Site 2, MAE. B : Miel de l'écosystème de Bururi, Mgat/E SN1. R : Miel de Gatete/écosystème Semi naturel site 1. Rumonge, Mkigw/AE.R : Miel de Kigwena/ Agroécosystème de Rumonge ,Mkigw/ET1.R : Miel de Kigwena/ écosystème Riverain du Lac Tanganyika Site 1 ,Mgat/AE1.R : Miel de Gatete/ Agroécosystème de Rumonge Site 1,Mgat/AE2.R : Miel de Gatete/ Agroécosystème de Rumonge Site 2, Mmag/AE.C : Miel de Magagwe/ Agroécosystème de Cankuzo, MPNR1/EN.C : Miel du Parc National de Ruvubu/écosystème naturel de Cankuzo, Mmur/EN.C : Miel de Murenguko/ Ecosysteme Naturel de Cankuzo, Mbur/AE.C : Miel de Burenza/ Agroécosystème de Cankuzo,Mngw/EN.M : Miel de ngwandi / Ecosysteme Naturel de Muramvya,Mmpa/AE.M : Miel de Mpama/ Agroécosystème de Muramvya,Mkaz/AE.M : Miel de Kazigo/ Agroécosystème de Muramvya,Misa/SN.M :Miel de Isamakere/ Ecosysteme Semi naturel de Muramvya, Mtwe/EN.M : Miel de Mutwenzi/ Ecosysteme naturel de Muramvya)*

Cette étude de l'effet écosystémique sur les composés antioxydants et l'activité antioxydante du miel produit dans les différents régions éco-climatiques du Burundi a permis de mettre en évidence une structuration remarquable des échantillons de miel analysés. En effet, le dendrogramme obtenu, basé sur la similarité des caractéristiques mesurées, révèle des regroupements cohérents selon l'origine géographique, le type d'écosystème et l'impact anthropique. On observe ainsi une séparation nette entre les échantillons de miel issus des écosystèmes naturels (EN), des écosystèmes semi-naturels (ESN), des écosystèmes riverains du Lac Tanganyika (ET) et des agroécosystèmes (AE). Cela témoigne de la sensibilité des paramètres physicochimiques et les composés antioxydants à la diversité florale, au degré de préservation du milieu et à l'anthropisation.

Dans l'écosystème naturel, les échantillons de miel tels que Mkigw/EN. R, MPNR2/EN.C, MPNR1/EN.C, Mmur/EN.C, Mngw/EN.M et Mtwe/EN.M se regroupent dans un même cluster. Cette proximité traduit une homogénéité des conditions naturelles caractérisées par une flore mellifère riche et variée, une faible perturbation humaine ainsi que des conditions physicochimiques optimales pour la production de miel de haute qualité.

En général, ces échantillons de miel se distinguent par une faible humidité, un pH équilibré, une teneur en cendres élevée (signe de richesse minérale) et des teneurs importantes en composés antioxydants, notamment les polyphénols et les flavonoïdes.

Dans l'écosystème semi-naturel, les échantillons de miel Mgat/ESN1.R et Mgat/ESN2.R (Gatete, Rumonge) ainsi que Misa/ESN.M (Isamakere, Muramvya) forment un groupe intermédiaire. Ces sites, situés à la transition entre milieux naturels et zones exploitées, montrent des caractéristiques physicochimiques proches de celles des miels naturels, mais avec une légère variabilité. Cette variabilité est probablement due à une pression anthropique modérée et à une diversité florale légèrement réduite.

Dans l'écosystème riverain du Lac Tanganyika, les échantillons de miel tels que Mkigw/ET1.R et Mkigw/ET2.R (Kigwena, écosystème riverain du Lac Tanganyika, Rumonge) se distinguent nettement. En effet, les écosystèmes riverains, influencés par l'humidité et la végétation spécifique des berges, confèrent à ces miels des propriétés uniques. On note généralement une teneur en eau légèrement plus élevée, une conductivité modérée, ainsi qu'une composition antioxydante influencée par la flore de ce site.

Enfin, les miels issus des agroécosystèmes, tels que Mkigw/AE.R (Kigwena, Rumonge), Mgat/AE1.R et Mgat/AE2.R (Gatete, Rumonge), Mmag/AE.C (Magagwe, Cankuzo), Mbur/AE.C (Burenza, Cankuzo), Mmpa/AE.M (Mpama, Muramvya), Mkaz/AE.M (Kazigo, Muramvya) et MAE.Song (Songa), forment un ensemble plus hétérogène. Cette variabilité s'explique par la diversité des pratiques agricoles, l'utilisation de pesticides, la monoculture ou la polyculture, ainsi que la réduction de la diversité florale. Tous ces facteurs influencent négativement certains paramètres, tels que la teneur en antioxydants, la conductivité et la stabilité du pH. De plus, on observe également une variabilité accrue de l'humidité, reflet des différences de gestion post-récolte

# CONCLUSION GENERALE ET SUGGESTIONS

## ➢ Conclusion générale

La présente étude a mis en lumière l'influence significative des régions éco-climatiques du Burundi sur les paramètres physicochimiques et l'activité antioxydante des miels produits. Les variations observées soulignent la richesse et la diversité des ressources apicoles burundaises, intrinsèquement liées aux spécificités de chaque écosystème et chaque région.

Les résultats obtenus ont révélé des différences significatives en termes d'humidité, de teneur en cendres, degré Brix et des composés antioxydants. Ces variations reflètent la diversité des flores butinées par les abeilles, la composition des sols et les conditions éco-climatiques propres à chaque région. Exemple, les miels de la région de haute altitude (RECCCN) présentent des caractéristiques distinctes de ceux de la RECPI et de la RECPC, en raison des différences dans les espèces végétales dominantes, le climat et les pratiques apicoles spécifiques à chaque région.

De manière particulièrement intéressante, l'évaluation de l'activité antioxydante de miel a également démontré une variabilité significative en fonction de l'origine végétale et géographique. Cette activité très importante pour la santé humaine en raison de sa capacité à neutraliser les radicaux libres, semble être étroitement corrélée à la composition phytochimique des nectars et de pollens collectés par les abeilles dans chaque écosystème. Les échantillons de miel issus de la région à forte biodiversité végétale ont présenté une activité antioxydante supérieure, offrant des bénéfices accrus pour les consommateurs.

Ces résultats soulignent l'importance de considérer l'origine géographique comme un facteur déterminant de la qualité et des propriétés des miels burundais. La caractérisation physicochimique et l'évaluation de l'activité antioxydante, combinées à une connaissance approfondie des écosystèmes de production, constituent des outils précieux pour la valorisation et la promotion de ces produits locaux.

En définitive, cette étude contribue à une meilleure compréhension du lien étroit entre l'environnement et les caractéristiques des miels burundais.

Elle ouvre des perspectives pour une gestion apicole durable, une valorisation des spécificités régionales et une information plus précise aux consommateurs sur la diversité et les atouts des miels produits au Burundi.

La présente étude démontre que la composition et l'activité antioxydante du miel varient significativement en fonction des écosystèmes et des régions éco-climatiques du Burundi, soulignant ainsi l'importance de l'origine forale et géographique dans la qualité du miel.

- **Suggestions**

A partir des observations et des résultats obtenus au cours de cette étude, nous pouvons suggérer quelques recommandations afin de consolider le secteur apicole burundais, de valoriser la richesse des terroirs et de promouvoir des produits de qualité aux multiples bénéfices pour la santé et l'environnement.

Nous suggérons :

**Au ministre de l'Environnement, de l'Agriculture et de l'Elevage :**

- Développer une stratégie nationale dédiée à l'apiculture, reconnaissant son rôle crucial dans la pollinisation, la production des revenus et de la conservation de la biodiversité tout en définissant des objectifs clairs, des actions prioritaires et des mécanismes de financement.
- Intégrer l'apiculture dans les programmes de diversification agricole et de développement rural, en offrant un soutien technique et financier aux apiculteurs (formation, acquisition de matériels et accès au crédit)
- Encourager les pratiques agroforestières et la culture d'espèces végétales mellifères dans des projets de reboisement et de conservation des sols, afin d'améliorer les ressources alimentaires des abeilles.
- Mettre en place une réglementation stricte concernant l'utilisation des pesticides agricoles, en privilégiant les produits moins toxiques pour les abeilles et en promouvant des pratiques de lutte intégrée.
- Identifier et protéger les zones naturelles à haute valeur écologique abritant des populations d'abeilles sauvages et des ressources florales importantes.
- Allouer des ressources financières à la recherche scientifique sur l'apiculture, en mettant l'accent sur l'étude des écosystèmes, la santé des abeilles, la qualité des miels et des techniques d'élevage adaptées aux conditions locales.
- Mener des campagnes de sensibilisation auprès des agriculteurs sur l'importance des abeilles pour leur bien-être.
- Organiser des formations sur les techniques apicoles de base et avancées.

**Au ministère de la Santé Publique et de la Lutte contre le SIDA :**

- Encourager et financer la recherche scientifique visant à identifier et valider les propriétés thérapeutiques spécifiques des miels burundais, notamment leur activité antioxydante et leurs potentielles applications médicinales.
- Envisager d'intégrer les miels de qualité dans les recommandations nutritionnelles, en soulignant leurs avantages par rapport aux sucres raffinés.

**Au Ministre de l'Education Nationale et de la Recherche Scientifique :**

- Augmenter le financement de la recherche apicole pour des études sur la qualité physicochimique du miel burundais et établir un programme national de surveillance de la qualité, incluant le contrôle des paramètres physicochimiques.
- Promouvoir la formation en sciences alimentaires et en apiculture dans les universités pour développer des compétences locales en analyse et valorisation du miel.
- Encourager la collaboration entre chercheurs de divers domaines pour comprendre l'impact environnemental sur la qualité du miel et soutenir la création de laboratoires pour l'évaluation des produits apicoles.

**Aux Chercheurs de la Science des aliments :**

- Explorer la variabilité des propriétés physicochimiques du miel en fonction des zones écologiques et des pratiques apicoles locales pour identifier les facteurs environnementaux influençant sa qualité et ses propriétés antioxydantes.
- Étudier les composés bioactifs spécifiques du miel burundais en utilisant des méthodes analytiques avancées pour déterminer leur rôle dans les activités antioxydantes.
- Développer des protocoles d'analyse standardisés et proposer des stratégies d'enrichissement du miel, tout en diffusant les résultats aux apiculteurs et décideurs afin d'améliorer les pratiques de production et sensibiliser à la qualité et sécurité alimentaire.

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Ahmed, S., Sulaiman, S. A., Baig, A. A., Ibrahim, M., Liaqat, S., Fatima, S., Jabeen, S., Shamim, N., & Othman, N. H. (2018). Honey as a potential natural antioxidant medicine: An insight into its molecular mechanisms of action. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, *2018*(1) 8367846.

Abid, M. (2017). Évaluation de l'activité antifongique des miels Algériens vis-à-vis deux souches de Candida albicans. 48 p.

Abselami, A., Tahani, A., Sindic, M., Fauconnier, M. L., Bruneau, E., & Elbachiri, A. (2018). Physicochemical properties of some honeys produced from different flora of Eastern Morocco. *Journal of Materials and Environmental Science*, 9(3), 879-886.

Acqarone, C., Buera, P., & Elizalde, B. (2007). Pattern of pH and electrical conductivity upon honey dilution as a complementary tool for discriminating geographical origin of honeys. *Food Chemistry*, 101, 695-703.

Ajlouni, S., & Sujirapinyokul, P. (2010). Hydroxymethylfurfural aldehyde and amylase contents in Australian honey. *Food Chemistry*, 119, 1000-1005.

Alaerjani, W. M. A., & Mohammed, M. E. A. (2024). Impact of floral and geographical origins on honey quality parameters in Saudi Arabian regions. *Scientific Reports*, *14*(1), 8720.

Al-Kafaween, M. A., Alwahsh, M., Mohd Hilmi, A. B., & Abulebdah, D. H. (2023). Physicochemical characteristics and bioactive compounds of different types of honey and their biological and therapeutic properties: a comprehensive review. *Antibiotics*, *12*(2), 337.

Alqarni, A., Owayss, A., & Mahmoud, A. (2012). Physicochemical characteristics, total phenols and pigments of national and international honeys in Saudi Arabia. *Journal of Chemistry*, 9, 114–120.

Alvarez-Pérez, S., Lievens, B., & de Vega, C. (2024). Floral nectar and honeydew microbial diversity and their role in biocontrol of insect pests and pollination. *Current Opinion in Insect Science*, 61, 101138. https://doi.org/10.1016/j.cois.2023.101138

Amri, A., Ladjama, A., & Tahar, A. (2008). Étude de quelques miels produits à l'est algérien : aspects physico-chimiques et biochimiques. *Synthèse : Revue des Sciences et de la Technologie*, 17, 57-63.

Bacilio, C. I. M., Gómez, R. E., Puc, A. Y., Caballero, L. P. A., Alberto, F. P., Guzmán, F. T., & Martínez, J. B. (2022). Color influence on phenolic compounds and bioactive properties of honey from Guerrero, Mexico. *Biotecnia, 24*(2), 5-11.

Bakchiche, B., Habati, M., Benmebarek, A., & Gherib, A. (2018). Caractéristiques physico-chimiques, concentrations des composés phénoliques et pouvoir antioxydant de quatre variétés de miels locaux (Algérie). *Revue Marocaine des Sciences Agronomiques et Vétérinaires, 6*(1), 118-123.

Balas, F. (2015). Les propriétés thérapeutiques du miel et leurs domaines d'application en médecine générale : revue de la littérature. 86 p.

Barberis, M., Nepi, M., & Galloni, M. (2024). Floral nectar: Fifty years of new ecological perspectives beyond pollinator reward. *Perspectives in Plant Ecology, Evolution and Systematics*, 62, 125764. https://doi.org/10.1016/j.ppees.2023.125764

Baroni, M. V., Nores, M. L., Díaz, M. D. P., Chiabrando, G. A., Fassano, J. P., Costa, C., & Wunderlin, D. A. (2006). Determination of volatile organic compound patterns characteristics of five unifloral honeys by solid-phase microextraction-gas chromatography-mass spectrometry coupled to chemometrics. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 54(20), 7235–7241.

Belhaj, O., Oumato, J., & Zrira, S. (2015). Étude physico-chimique de quelques types de miels marocains. *Moroccan Science Agronomy and Veterinary*, 3(3), 71-77.

Ben Lekbir, A., Ihitassen, A., Elgadi, S., Hafidi, M., Ouhammou, A., & Alifriqui, M. (2023). Characterization of honeys produced in the center-west of Morocco (Ait Baâmrane of Sidi Ifini) using melissopalynology. *Applied Ecology and Environmental Research*, 21(3), 2133–2155. https://doi.org/10.15666/aeer/2103_21332155

Benkhaddra Hasna, G. R. (2014). Les paramétres physicochimiques du miel et l'effet de l'humidité sur le développement des micro-organisme. 35 p.

Beretta, G., Granata, P., Ferrero, M., Orioli, M., & Facino, R. M. (2005). Standardization of antioxidant properties of honey by a combination of spectrophotometric/fluorimetric assays and chemometrics. *Analytica Chimica Acta*, 533(2), 185-191.

Bettar, I., González-Miret, M. L., Hernanz, D., Marconi, A., Heredia, F. J., & Terrab, A. (2019). Characterisation of Moroccan Spurge (Euphorbia) honeys by their physicochemical characteristics, mineral contents and colour. *Arabian Journal of Chemistry*, 12(8), 2052-2060.

Bogdanov, S. (2012). Honey as nutrient and functional food. *Proteins*, 1100, 1400-2700.

Bogdanov, S., Beiri, K., Figar, M., Figueiredo, V., Iff, D., Kanzing, A., Stochli, H., & Zürcher, K. (1995). Miel: définition et directives pour l'analyse et l'appréciation. 1-26 p.

Bogdanov, S., Jurendic, T., Bertoncelj, J., & Kropf, U. (2007). Honey for nutrition and health: a review. *Journal of the American College of Nutrition*, 26(6), 677-689.

Bogdanov, S., Martin, P., & Lüllmann, C. (1997). Harmonised methods of the European honey commission. 1-59 p.

Bogdanov, S., Ruoff, K., & Oddo, L. P. (2004). Physico-chemical methods for the characterisation of unifloral honeys: A review. *Apidologie*, 35(1), S4-S17. https://doi.org/10.1051/apido:2004042

Bonté, F., & Desmoulière, A. (2013). Le miel: origine et composition. *Actualités Pharmaceutiques*, 52(531), 18–21. https://doi.org/10.1016/j.actpha.2013.10.004

Bordin, D. M., Latgé, S. G., Pyke, G., Kalman, J., Doble, P., Genta, F. A., & Blanes, L. (2020). A simple approach to analyze sugar nectar composition in flowers using capillary electrophoresis and enzymatic assays. *Journal of the Brazilian Chemical Society*, 31(10), 2129-2134.

Bouaroua, H., Deb, M., & Harrouzi, A. (2022). Evaluation de quelques paramètres physico-chimiques et biochimiques de certains miels de différentes origines florales de la région de Ghardaïa. 44 p.

Bouyahya, A., Abrini, J., Et-Touys, A., Lagrouh, F., Dakka, N., & Bakri, Y. (2017). Analyse phytochimique et évaluation de l'activité antioxydante des échantillons de miel marocain. *Phytothérapie*, 1, 1-6. https://doi.org/10.3166/phyto-2019-0148

Buba, F., Gidado, A., & Shugaba, A. (2013). Analysis of biochemical composition of honey samples from North-East Nigeria. *Biochem Anal Biochem*, 2(3), 139.

Čanadanović-Brunet, J., Ćetković, G., Šaponjac, V. T., Stajčić, S., Vulić, J., Djilas, S. & Popović, B. (2014). Evaluation of phenolic content, antioxidant activity and sensory characteristics of Serbian honey-based product. *Industrial Crops and Products*, *62*, 1-7.

Cavia, M. M., Fernández-Muñoz, M. A., Alonso-Torre, S. R., Huidobro, J. F., & Sancho, M. T. (2007). Evolution of acidity of honeys from continental climates: Influence of induced granulation. *Journal of Food Chemistry*, 100, 1728–1733.

Chakir, A., Romane, A., Marcazzan, G. L., & Ferrazzi, P. (2016). Physicochemical properties of some honeys produced from different plants in Morocco. *Arabian Journal of Chemistry*, 9, S946-S954.

Chikhaoui, M., Elagdi, C., Badri, W., Mouslim, J., & El Hajjouji, H. (2024). Caractérisation physico-chimique des miels collectés dans la région de Béni Mellal-Khénifra. *Revue Marocaine des Sciences Agronomiques et Vétérinaires*, 12(1), 1-6.

Chouia, A. (2014). Analyses polliniques et caractérisations des composés phénoliques du miel naturel de la région d'Ain zaâtout. 6-8p

Codex Alimentarius. (2022). Secretariat's note: At the time of the adoption the Commission agreed that further work would be undertaken on certain technical issues, particularly the provisions concerning Moistur. 1-8 p.

Da Cruz, B. C. F., Ronqui, L., Scharnoski, P., Peruzzolo, M., da Rosa Santos, P., ... & de Araujo, K. F. (2019). Health benefits of honey. In *Honey Analysis-New Advances and Challenges* (pp. 1-34). DOI : 10.55772/intechopen.88211. www.intechopen.com

Da Silva, P. M., Gauche, C., Gonzaga, L. V., Costa, A. C. O., & Fett, R. (2016). Honey: Chemical composition, stability and authenticity. *Food Chemistry*, 196, 232-243.

Dechaume-Moncharmont, F. X. (2003). Butinage collectif chez l'abeille *Apis mellifera* L. 45-59 p.

Delphine, I. (2010). Le miel et ses propriétés thérapeutiques. Utilisation dans les plaies [Thèse], Limoges: Université de Limoges, 23-25 p.

Diafat, A., Benouadah, A., Bahloul, A., Meribai, A., Mekhalfi, H., Bouaziz, F., Techache, D., Laabachi, H., & Arrar, L. (2017). Physicochemical properties and pollen analyses of some Algerian honeys. *International Food Research Journal*, 24(4), 1453-1459.

Đogo Mračević, S., Krstić, M., Lolić, A., & Ražić, S. (2020). Comparative study of the chemical composition and biological potential of honey from different regions of Serbia. *Microchemical Journal*, 152, 104420. https://doi.org/10.1016/j.microc.2019.104420

Doukani, K., Tabak, S., Derrriche, A., & Hacini, Z. (2014). Étude physicochimique et phytochimique de quelques types de miels algériens. *Revue Écologie-Environnement*, 10, 37-49.

Edo, G. I., Onoharigho, F. O., Akpoghelie, P. O., Akpoghelie, E. O., Agbo, J. J., Agoh, E., & Lawal, R. A. (2023). Natural Honey (Raw Honey): Insights on Quality, Composition, Economic and Health Effects: A Comprehensive Review. *Food Science and Engineering*, 3, 265–293. https://doi.org/10.37256/fse.4220232713

El Sohaimy, S. A., Masry, S. H. D., & Shehata, M. G. (2015). Physicochemical characteristics of honey from different origins. *Annals of Agricultural Sciences*, 60(2), 279-287.

Epifano, F., Genovese, S., Menghini, L., & Curini, M. (2007). Chemistry and pharmacology of oxyprenylated secondary plant metabolites. *Phytochemistry*, *68*(7), 939-953.

Farkas, A., Horváth, G., Kuzma, M., Mayer, M., & Kocsis, M. (2023). Phenolic compounds in Hungarian acacia, linden, milkweed, and goldenrod honeys. *Current Research in Food Science*, 6, 100526. https://doi.org/10.1016/j.crfs.2023.100526

Fethallah, O., Saadi, M.Z. (2018). Etude de l'effet de la durée et de la température d'entre posage sur la qualité du miel dans la région de Tébessa (Doctoral dissertation, Universite laarbi tebessi tebessa). 81 p.

Finola, M. S., Lassagno, M. C., & Marioli, J. M. (2007). Microbiological and chemical characterisation of honeys from central Argentina. *Food Chemistry*, 100, 1649-1653.

Frisch, K. V. (2011). Vie et mœurs des abeilles. 32 p.

Gethin, G. T., Cowman, S., & Conroy, R. M. (2008). The impact of Manuka honey dressings on the surface pH of chronic wounds. *International Wound Journal*, 5(2), 185-194.

Gong, Y., Cheung, L., & Kramer, E. M. (2023). Decoding the black essence of Melianthus nectar. *New Phytologist*, 12, 239(5).

Halimi, H. (2018). Étude mélissopalynologique, physicochimique et antibactérienne de quelques échantillons de miels du sud algérien. (Doctoral dissertation, Universite Kasdi Merbah-Ouargla). 128 p.

Hartmann, T. (2007). From waste products to ecochemicals: fifty years research of plant secondary metabolism. *Phytochemistry*, *68*(22-24), 2831-2846.

Hussein, S. Z., Yusoff, K. M., Makpol, S., & Yusof, Y. A. M. (2011). Antioxidant capacities and total phenolic contents increase with gamma irradiation in two types of Malaysian honey. *Molecules*, *16*(8), 6378-6395.

Ibrahim Khalil, M. D., Sulaiman, S. A., Alam, N., Moniruzzaman, M., Bai'e, S., Man, C. N., Jamalullail, S. M. S., & Gan, S. H. (2012). Gamma irradiation increases the antioxidant properties of Tualang honey stored under different conditions. *Molecules*, 17, 674–687.

Ibrahim, H. R., Nanbu, F., & Miyata, T. (2021). Potent antioxidant peptides derived from honey major protein enhance tolerance of eukaryotic cells toward oxidative stress. *Food Production, Processing and Nutrition*, 3(1), 24-39. https://doi.org/10.1186/s43014-021-00052-2

IGEBU. (2019). Etude sur la recherche et observation systématique du climat . 1-52 p.

Irina, D., Georgiaa, G., Livia, P., Alina, M. E., & Rodica, S. (2010). The antioxidant activity of selected Romanian honeys. *Journal of Food Technology*, 34(2), 77-83. https://doi.org/10.1007/s11483-010-0170-1

Islam, A., Khalil, I., Islam, N., Moniruzzaman, M., Mottalib, A., Sulaiman, S. A., Jaganathan, S. K., & Mandal, M. (2009). Antiproliferative effects of honey and its polyphenols: A review. *Journal of Biomedicine and Biotechnology*, 2009, 1–13.

Jaya, F., Radiati, L. E., Estiasih, T., Rosyidi, D., Lastriyanto, A., Junus, M., Batoro, J., Erwan, E., Lamerkabel, J. S. A., Masyithoh, D., Ustadi, U., & Pinandita, E. P. (2022). Honey moisture reduction using several thermal methods and their effects on its quality. *E3S Web of Conferences*, 335, 1–11. https://doi.org/10.1051/e3sconf/202233500026

Jean-Prost, P. (1987). Apiculture; connaître l'abeille, conduire le rucher. 41 p.

Kabiche, H., & Zerrouki, L. (2022). Évaluation des caractéristiques physico-chimiques, antioxydante et antibactériennes de deux miels algériens de différentes origines. 25 p.

Karabagias, I. K., Badeka, A., Kontakos, S., Karabournioti, S., & Kontominas, M. G. (2014). Characterisation and classification of Greek pine honeys according to their geographical origin based on volatiles, physicochemical parameters and chemometrics. *Food Chemistry*, 146, 548–557. https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.09.105

Kavanagh, S., Gunnoo, J., Passos, T., Jane, C., Stout, M., & White, B. (2019). Physicochemical properties and phenolic content of honey from different floral origins and from rural versus urban landscapes. *Journal of Food Chemistry*, 272, 66–75.

Kędzierska-Matysek, M., Stryjecka, M., Teter, A., Skałecki, P., Domaradzki, P., & Florek, M. (2021). Relationships between the content of phenolic compounds and the antioxidant activity of Polish honey varieties as a tool for botanical discrimination. *Molecules*, 26(6), 1810.

Koechler, S. (2015). Le miel dans la cicatrisation des plaies : un nouveau médicament. 130 p.

Krauze, A., & Zalewski, R. I. (1991). Mineral content of honeys from different botanical origins. *Journal of Apicultural Research*, 1, 21-23.

Kuçuk, M., Kolylis, S., Karaolu, S., Ulusoy, E., Baltaci, A., & Candan, F. (2007). Biological activities and chemical composition of the honeys of different types of Anatolia. *Journal of Food Chemistry*, 100, 526-534.

Kumar, A., Singh Gill, J. P., Singh Bedi, J., Manav, M., Ansari, M. J., & Singh Walia, G. (2018). Sensorial and physicochemical analysis of Indian honeys for assessment of quality and floral origins. *International Food Research Journal*, 108, 571–583.

Kumar, S., & Pandey, A. K. (2013). Chemistry and biological activities of flavonoids: an overview. *The Scientific World Journal*, 2013(1), 162750.

Madhusudhan, S., Dakshayini, P., Bhushanam, M., Mathias, A. J., & Abhinandini, I. (2023). Bioactive Vitamin Profile Evaluation in Multifloral Apis Honey. *Journal of Environment & Bio-sciences*, 37(2), 20-36.

Mahmoud, A. A., Owayss, A. A., Iqbal, J., & Raweh, H. S. A. (2023). Modified Equations to Calculate Water Content and Refractive Index of Honey Based on Its Total Soluble Solids. *Journal of Food Engineering and Technology*, 12(1), 29–33.

Masharabu, T., Noret, N., Lejoly, J., Bigendako, M. J., & Bogaert, J. (2010). Etude comparative des paramètres floristiques du Parc National de la Ruvubu, Burundi. *Geo-Eco-Trop*, 34, 29-44.

Mouhoubi-Tafinine, Z., Ouchemoukh, S., & Tamendjari, A. (2016). Antioxydant activity of some algerian honey and propolis. *Industrial Crops and Products*, *88*, 85-90.

Mushtaq, S., Imtiyaz, Z., Wali, A. F., Khan, A. K. A., Rashid, S. M., Amin, I., Ali, A., Rehman, M. U., Rehman, M. U., & Arafah, A. (2020). Honey: A powerful natural antioxidant and its possible mechanism of action. *In Springer* 1, 11–29. https://doi.org/10.1007/978-981-15-6799-52

Naczk, M., & Shahidi, F. (2004). Extraction and analysis of phenolics in food. *Journal of chromatography A*, *1054*(1-2), 95-111.

Nakib, R., Ghorab, A., Harbane, S., Saker, Y., Ouelhadj, A., Rodríguez-Flores, M. S., ... & Escuredo, O. (2024). Sensory Attributes and Chemical Composition: The Case of Three Monofloral Honey Types from Algeria. *Foods*, 13(15), 2421.

Nakib, R., Ouelhadj, A., & Seijo Coello, M. C. (2022). Évaluation des caractéristiques physico-chimiques, antimicrobiennes et antiradicalaires de certains miels algériens d'origines florales et géographiques différentes. *Phytothérapie*, 2, 24.

Nayik, G. A., Shah, T. R., Muzaffar, K., Wani, S. A., Gull, A., Majid, I., & Bhat, F. M. (2014). Honey: its history and religious significance: a review. *Universal Journal of Pharmacy*, 3(1), 5–8.

Ndayikeza, L., Nzigidahera, B., Mpawenimana, A., & Munyuli, T. (2014). Dominance d'Apis mellifera L. (Hymenoptera, Apoïdea) dans les écosystèmes naturels et les agro-écosystèmes du Burundi: Risque d'érosion de la faune des abeilles sauvages. *Bulletin scientifique de l'Institut national pour l'environnement et la conservation de la nature*, 13, 72-83.

Oddo, L. P., Piazza, M. G., & Pulcini, P. (1999). Invertase activity in honey. *Apidologie*, 30(1), 57-65.

Ouchemoukh, S., Louaileche, H., & Schweitzer, P. (2007). Physicochemical characteristics and pollen spectrum of some Algerian honeys. *Food Control*, 18(1), 52-58. https://doi.org/1

Özcan, M. M., & Al Juhaimi, F. (2015). Honey as source of natural antioxidants. *Journal of Apicultural Research*, 54(3), 145-154. https://doi.org/10.1080/00218839.2016.1144976

Pascoal, A., Lopes, S., Estevinho, L. M., & Carvalho, M. (2013). Effect of the temperature in the honey quality. In Micro Biotec'13. Portuguese Congress of Microbiology and Biotechnology, 2, 13-25. http://hdl.handle.net/10198/9410

Prior, R. L., Wu, X., & Schaich, K. (2005). Standardized methods for the determination of antioxidant capacity and phenolics in foods and dietary supplements. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 53(10), 4290-4302.

Rahman, M., Rahaman, S., Islam, R., Rahman, F., Mithi, F. M., Alqahtani, T., Almikhlafi, M. A., Alghamdi, S. Q., Alruwaili, A. S., Hossain, S., Ahmed, M., Das, R., Emran, T. Bin, & Uddin, S. (2022). Role of Phenolic Compounds in Human Disease: Current. *Molecules*, 27(233), 1–36.

Rossant, A. (2011). Le miel, un composé complexe aux propriétés surprenantes. 92 p.

Scalbert, A., Williamson, G., & Manach, C. (2000). Absorption and metabolism of dietary polyphenols in humans. *British Journal of Nutrition*, 84(S3), S247-S251.

Shobham, K. K. C., & Nayar, J. (2017). Physicochemical analysis of some commercial honey samples from Telangana. *Indian Journal of Nutrition*, 4(1), 1-4.

Suhri, A. G. M. I., & Bahar, I. (2023). Water content of stingless bee honey varies by season. *Jurnal Biologi Tropis*, 23(2), 16–22. https://doi.org/10.29303/jbt.v23i2.4651

Terrab, A., & Heredia, F. J. (2004). Characterization of avocado (*Persea americana* Mill) honeys by their physicochemical characteristics. *Food Chemistry*, 88, 537–542.

Terrab, A., González, A. G., Díez, M. J., & Heredia, F. J. (2002). Characterization of Moroccan unifloral honeys using multivariate analysis. *Food Chemistry*, 79, 373-379.

Ummah, M. S. (2019). A covariance structure analysis of health-related indicators focusing on subjective health among home-dwelling elderly. *Sustainability*, 11(1), 1–14.

Wang, Y., Xing, L., Zhang, J., Ma, X., & Weng, R. (2023). Determination of endogenous phenolic compounds in honey by HPLC-MS/MS. *LWT*, 183, 114951. 1

Wasagu, R. S. U., Shehu, S., & Mode, Y. D. (2013). Comparative proximate composition and antioxidant vitamins contents of two honey varieties (light amber and dark amber) from Sokoto State, Nigeria. *Bayero Journal of Pure and Applied Sciences*, 6(2), 118-120. http://dx.doi.org/10.4314/bajopas.v6i2.25

White Jr, J. W. (1978). Honey. *Advances in Food Research*, 24, 287-374.

Winkel-Shirley, B. (2002). Flavonoid biosynthesis. A colorful model for genetics, biochemistry, cell biology, and biotechnology. *Plant Physiology*, 129(1), 485-493.

Wu, J., Zhao, S., Chen, X., Jiu, Y., Liu, J., Gao, J., & Wang, S. (2022). Physicochemical parameters, multi-elemental composition and antiradical activity of multifloral honeys from *Apis cerana cerana* in Hainan province, China. *Food Science and Technology*, 42, 15. https://doi.org/10.1590/fst.22522

Yaiche, A., & Khali, M. (2014). Composition physicochimique des miels algériens. Détermination des éléments traces et des éléments potentiellement toxiques. *Afrique Science*, 10(2), 127–136.

Yang, M., Gao, Y., Liu, Y., Fan, X., Zhao, K., & Zhao, S. (2018). Broadband dielectric properties of honey: effect of water content. *Journal of Agricultural Science and Technology*, 20(4), 685-693.

Zagoskina, N. V., Zubova, M. Y., Nechaeva, T. L., Kazantseva, V. V., Goncharuk, E. A., Katanskaya, V. M., ... & Aksenova, M. A. (2023). Polyphenols in plants: Structure, biosynthesis, abiotic stress regulation, and practical applications. *International Journal of Molecular Sciences*, 24(18), 13874.

Zerrouk, S., Fallico, G., Arena, E., Ballistreri, G., & Boughediri, L. (2011). Quality evaluation of some honey from the central region of Algeria. *Jordan Journal of Biological Sciences*, 4(4), 243–248.

Żurek, N., Pawłowska, A., Pycia, K., Grabek-Lejko, D., & Kapusta, I. T. (2022). Phenolic profile and antioxidant, antibacterial, and antiproliferative activity of Juglans regia L. male flowers. *Molecules, 27*(9), 2762.

# ANNEXES

## I. Paramètres physicochimiques

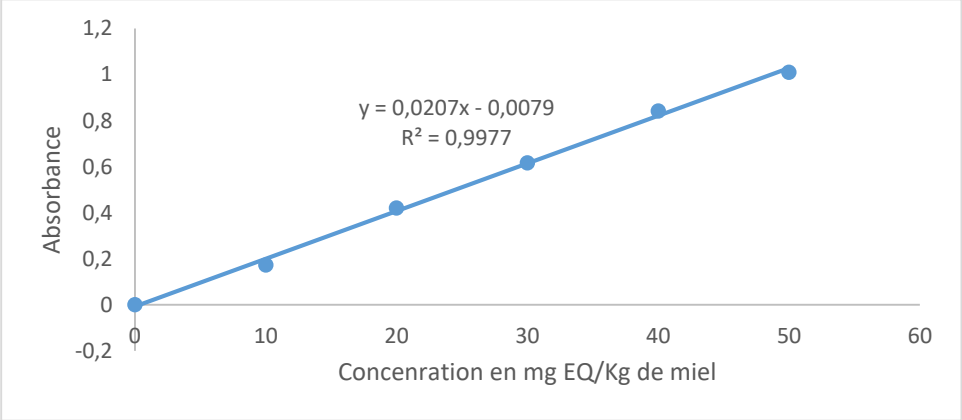
| Echantillons | Ecosystèmes | Ph | Degré Brix en % | Humidité en % | Teneur en cendres% | ATT en meq/Kg |
|---|---|---|---|---|---|---|
| Miel 1 | Mmur/EN | 4,03 | 82,8 | 18,25 | 0,5 | 52 |
| Miel 2 | MPNR1/EN | 4,04 | 82,9 | 18,29 | 0,65 | 58 |
| Miel 3 | MPNR2/EN | 3,9 | 82,5 | 18,22 | 0,46 | 45 |
| Miel 4 | Mmag/ AE | 3,9 | 82,7 | 18,26 | 0,42 | 39 |
| Miel 5 | Mbur/AE | 3,82 | 77,8 | 18,36 | 0,35 | 19 |
| Miel 6 | Misa/AE | 4,11 | 79,8 | 19,32 | 0,37 | 14 |
| Miel 7 | Mmpa/AE | 4,5 | 80 | 18,2 | 0,3 | 13 |
| Miel 8 | Mkaz/AE | 4,7 | 79,4 | 18,44 | 0,35 | 6 |
| Miel 9 | Mngw/EN | 4,13 | 75,6 | 21,3 | 0,34 | 12 |
| Miel 10 | Mtwe/EN | 4,12 | 75,7 | 19,23 | 0,33 | 13 |
| Miel 11 | Mkigw/EN | 4,09 | 82,13 | 20,14 | 1,27 | 31 |
| Miel 12 | Mkigw/AE | 4,12 | 81,7 | 20,55 | 1,57 | 35 |
| Miel 13 | Mkigw/ET1 | 4,12 | 82,3 | 19,22 | 1,54 | 35 |
| Miel 14 | Mkigw/ET2 | 4,17 | 82,8 | 19,51 | 1,53 | 35 |
| Miel 15 | Mgat/E SN1 | 4,45 | 82,3 | 18,9 | 1,08 | 36 |
| Miel 16 | Mgat/E SN2 | 4,45 | 82,5 | 18,76 | 1,06 | 36 |
| Miel 17 | Mgat/AE1 | 4,46 | 80,8 | 19,47 | 1,6 | 29 |
| Miel 18 | Mgat/AE2 | 4,48 | 80,5 | 19,52 | 1,58 | 31 |
| Miel 19 | Mnya/AE | 4,11 | 77,6 | 22,6 | 0,46 | 28 |
| Miel 20 | Msong/AE | 3,78 | 79,3 | 21,7 | 0,45 | 35 |

## II. Les composés antioxydants

### 1. Flavonoïdes

| Sample | T1 | T2 | T3 |
|---|---|---|---|
| Miel 1 | 10,77 | 11,44 | 9,66 |
| Miel 2 | 11,15 | 11,64 | 9,85 |
| Miel 3 | 6,28 | 6,95 | 5,16 |
| Miel 4 | 6,71 | 5,70 | 6,03 |
| Miel 5 | 7,29 | 8,30 | 6,52 |
| Miel 6 | 5,65 | 6,57 | 4,78 |
| Miel 7 | 4,34 | 3,57 | 3,28 |
| Miel 8 | 3,09 | 3,86 | 2,07 |
| Miel 9 | 4,39 | 5,60 | 3,81 |
| Miel 10 | 3,62 | 2,89 | 4,63 |
| Miel 11 | 8,69 | 8,64 | 9,51 |
| Miel 12 | 11,44 | 12,22 | 10,43 |
| Miel 13 | 10,96 | 12,12 | 10,33 |
| Miel 14 | 10,33 | 11,11 | 9,32 |
| Miel 15 | 12,27 | 13,57 | 11,78 |
| Miel 16 | 10,24 | 11,01 | 9,22 |
| Miel 17 | 12,27 | 13,67 | 11,88 |
| Miel 18 | 12,22 | 12,94 | 11,15 |
| Miel 19 | 10,33 | 11,30 | 9,51 |
| Miel 20 | 11,01 | 12,27 | 10,48 |

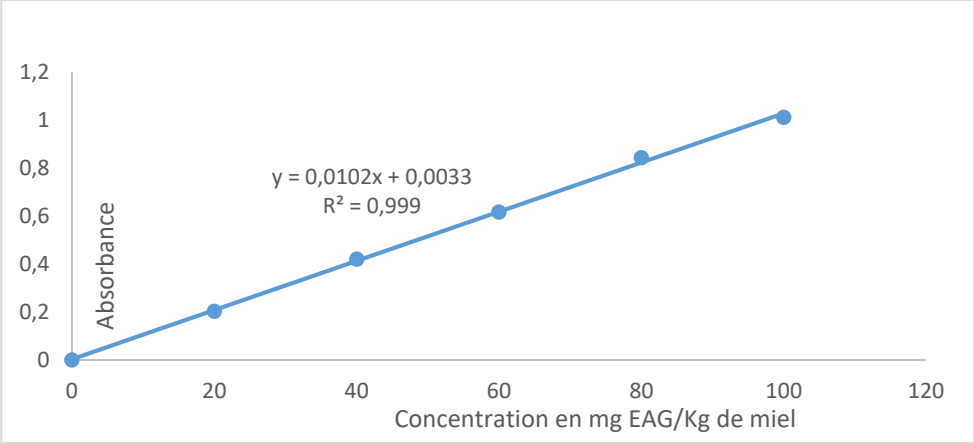
**Courbe d'étalonnage pour les flavonoïdes**




## 2. Polyphénols

| Sample | T1 | T2 | T3 |
|---|---|---|---|
| Miel 1 | 89,09 | 88,50 | 90,75 |
| Miel 2 | 95,17 | 93,30 | 95,07 |
| Miel 3 | 84,09 | 83,40 | 81,64 |
| Miel 4 | 102,03 | 100,85 | 99,28 |
| Miel 5 | 67,91 | 65,95 | 66,74 |
| Miel 6 | 46,74 | 47,23 | 44,68 |
| Miel 7 | 50,85 | 51,93 | 54,09 |
| Miel 8 | 40,95 | 42,32 | 43,21 |
| Miel 9 | 49,19 | 48,21 | 48,30 |
| Miel 10 | 44,28 | 43,99 | 46,74 |
| Miel 11 | 76,25 | 75,07 | 74,09 |
| Miel 12 | 96,34 | 94,38 | 93,30 |
| Miel 13 | 84,19 | 82,13 | 85,66 |
| Miel 14 | 87,03 | 85,36 | 85,95 |
| Miel 15 | 90,66 | 88,21 | 90,46 |
| Miel 16 | 74,09 | 75,17 | 75,17 |
| Miel 17 | 85,36 | 86,15 | 85,17 |
| Miel 18 | 86,64 | 85,66 | 86,74 |
| Miel 19 | 81,25 | 82,13 | 80,36 |
| Miel 20 | 65,46 | 67,32 | 66,64 |

**Courbe d'étalonnage pour les polyphénols**

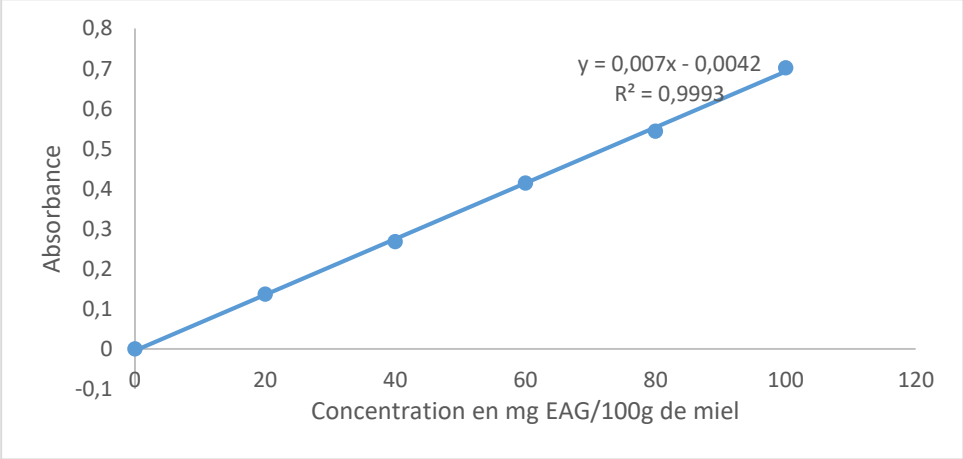



### 3. Activité antioxydante

### A. FRAP

| Sample | T1 | T2 | T3 |
|---|---|---|---|
| Miel 1 | 43,89 | 47,17 | 47,60 |
| Miel 2 | 46,60 | 44,74 | 47,60 |
| Miel 3 | 36,60 | 35,31 | 30,74 |
| Miel 4 | 39,60 | 43,74 | 45,46 |
| Miel 5 | 28,89 | 26,03 | 29,31 |
| Miel 6 | 32,74 | 31,03 | 32,17 |
| Miel 7 | 25,89 | 23,74 | 23,89 |
| Miel 8 | 27,31 | 26,60 | 28,89 |
| Miel 9 | 24,03 | 23,46 | 21,60 |
| Miel 10 | 33,74 | 30,17 | 30,74 |
| Miel 11 | 38,89 | 42,46 | 43,17 |
| Miel 12 | 42,31 | 43,31 | 41,31 |
| Miel 13 | 35,46 | 34,74 | 35,89 |
| Miel 14 | 44,03 | 42,17 | 43,89 |
| Miel 15 | 42,89 | 41,17 | 40,46 |
| Miel 16 | 35,03 | 36,74 | 38,74 |
| Miel 17 | 36,74 | 38,89 | 35,60 |
| Miel 18 | 39,03 | 40,17 | 38,89 |
| Miel 19 | 49,03 | 43,89 | 47,46 |
| Miel 20 | 41,03 | 41,60 | 38,74 |

**Courbe d'étalonnage**




**B. DPPH**

| Sample | T1 | T2 | T3 |
|---|---|---|---|
| Miel1 | 38,76 | 39,76 | 39,09 |
| Miel2 | 49,44 | 48,49 | 47,91 |
| Miel3 | 35,07 | 35,63 | 34,91 |
| Miel4 | 34,51 | 35,40 | 34,67 |
| Miel5 | 33,39 | 34,84 | 34,11 |
| Miel6 | 36,04 | 36,27 | 35,55 |
| Miel7 | 29,45 | 32,30 | 31,54 |
| Miel8 | 36,44 | 33,89 | 33,15 |
| Miel9 | 37,64 | 40,87 | 40,21 |
| Miel10 | 43,66 | 44,60 | 43,98 |
| Miel11 | 43,34 | 43,57 | 42,94 |
| Miel12 | 53,53 | 56,59 | 56,10 |
| Miel13 | 54,98 | 52,62 | 52,09 |
| Miel14 | 63,48 | 64,44 | 64,04 |
| Miel15 | 54,33 | 54,92 | 54,41 |
| Miel16 | 47,75 | 47,78 | 47,19 |
| Miel17 | 50,64 | 46,03 | 45,43 |
| Miel18 | 47,27 | 50,16 | 49,60 |
| Miel19 | 62,04 | 63,25 | 62,84 |
| Miel20 | 36,44 | 37,70 | 37,00 |