

République Algérienne Démocratique et Populaire

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique
Université A.MIRA-BEJAIA

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie
Département de Sciences Alimentaires
Spécialité : Qualité des Produits et Sécurité Alimentaire



Réf :

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

Master
Thème

Étude de l'effet des différents modes de cuisson sur le contenu métabolique et l'activité antioxydante du navet jaune

Présenté par :

MAOUCHI Sarah et IAMARENE Habiba

Soutenu le : 08 Juillet 2023

Devant le jury composé de :

Mme BRAHMI Fatiha	MCA	Présidente
Mme FELLA Samira	MCB	Examinatrice
Mme GUENDOUZE Naima	MCA	Promotrice

Année universitaire : 2022/2023

Remerciements

*Nous tenons à remercier **ALLAH** en premier lieu qui nous a procuré la force, la patience et la volonté pour réaliser ce modeste travail.*

*Nous remercions **nos parents** pour leurs sacrifices et efforts afin de nous voir réussir et pour l'éducation qu'ils nous ont prodigué.*

*Nous voudrions adresser nos gratitudee pour notre promotrice Mme. **GUENDOUZE Naima**, d'avoir accepté de nous encadrer et pour sa patience, ses conseils et sa disponibilité.*

Nous tenons à remercier les membres de jury d'avoir accepté de juger notre travail :

*Mlle **BRAHMI Fatiha** de nous avoir fait l'honneur de présider le jury.*

*Mme **FELLA Samira** d'avoir accepté d'examiner notre travail.*

*Nous tenons à remercier également madame **AZI Amina**, doctorante au laboratoire 3BS pour son aide et Mme **Saadia** technicienne du laboratoire pour ses encouragements.*

*Nos sincères remerciements pour tout le personnel du **laboratoire d'analyse instrumentale** et du laboratoire **3BS***

Enfin, nous souhaitons exprimer nos gratitudee envers toute personne ayant participé de près ou de loin dans cette étude.

Bien, cordialement

Dédicaces

Au nom d'ALLAH

Je dédie ce modeste travail à toute personne qui appartient à mon petit monde

Mes parents, mon cher frère Salim et ma chère sœur Cynthia.

Votre présence chaleureuse et vos encouragements ont été ma source d'inspiration tout au long de ce parcours. Chaque succès que j'ai accompli est un reflet de votre soutien indéfectible. Merci d'être les piliers de ma vie et de me rappeler que je ne suis jamais seule dans mes aspirations. Cette dédicace est un humble témoignage d'amour et de la gratitude que je vous porte.

À mes chers amis.

SARAH

Dédicaces

Tout d'abord, je tiens à remercier Dieu qui m'a accordé la force et le courage nécessaires pour mener à bien ce modeste travail.

*Je dédie ce travail à **mes chers parents** qui ont toujours été à mes côtés.*

Il est le fruit de votre amour, de votre soutien indéfectible. Vous m'avez toujours encouragé à poursuivre mes rêves. Vos sacrifices, votre patience et votre amour ont façonné la personne que je suis aujourd'hui. Votre soutien inconditionnel a été ma source d'inspiration, me poussant à donner le meilleur de moi-même.

*À **mes sœurs et frères**, mes compagnons de vie*

Vos mots d'encouragement et votre confiance en moi m'ont porté tout au long de ce parcours. Je suis reconnaissante d'avoir des frères et sœurs aussi aimants et solidaires.

*Je tiens également à remercier **ma nièce**, Je suis reconnaissante de t'avoir dans ma vie*

*À **mes neveux**, vous avez apporté beaucoup de bonheur à notre famille.*

*À **toute ma famille***

Aucun mot ne peut exprimer l'immense respect et la profonde gratitude que j'ai envers vous tous. Je dédie ce travail à chacun d'entre vous en reconnaissance de l'amour que vous m'offrez quotidiennement et de votre bonté exceptionnelle. Que Dieu le tout puissant vous protège et vous accorde santé et bonheur. Votre présence dans ma vie est un cadeau précieux que je conserverai toujours.

Que cette dédicace témoigne de ma reconnaissance éternelle envers vous, et que mes réussites soient aussi les vôtres.

HABIBA

Table des matières

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction 1

Synthèse Bibliographique

I. Généralités sur le *Rutabaga*2

I.1. Historique2

I.2. Description botanique2

I.3. Répartition géographique3

I.4. Classification taxonomique3

I.5. Habitat4

I.6. Composition chimique et valeur nutritionnelle4

I.7. Utilisation et intérêt5

I.7.1. Consommation et intérêt industrielle5

I.7.2. Intérêts thérapeutiques6

II. Antioxydants et activité antioxydante7

II.1. Définition de l'oxydation7

II.2. Antioxydants7

II.3. Radicaux libres7

II.4. Espèces réactive de l'oxygène7

II.5. Stress oxydant8

II.6. Système antioxydant8

II.6.1. Système antioxydant enzymatique8

II.6.2. Système antioxydant non enzymatique9

III. Cuisson des aliments12

III.1. Définition de la cuisson12

III.2. Modes de cuisson12

III.2.1. Cuisson à l'eau13

III.2.2. Cuisson aux micro-ondes13

III.2.3. Cuisson à la vapeur13

III.2.4. Cuisson dans l'huile13

III.2.5. Cuisson au four14

III.2.6. Cuisson à la braise14

III.3. Impact de la cuisson sur la qualité des aliments14

III.3.1. Effet nutritionnel.....	14
III.3.2. Effet organoleptique	15
III.3.3. Aspect sanitaire	16

Partie Expérimentale

I. Matériel et méthodes	17
I.1. Récolte de la matrice végétale.....	17
I.2. Cuisson du rutabaga	17
I.3. Lyophilisation	17
I.4. Extraction.....	18
I.5. Analyses physico-chimiques	18
I.5.1. Test d'humidité	18
I.5.2. Taux de cendres	19
I.5.3. Dosage des sucres totaux	19
I.5.4. Dosage des protéines	20
I.6. Taux de gonflement et solubilité	21
I.7. Analyses phytochimiques.....	22
I.7.1. Dosage des polyphénols totaux	22
I.7.2. Dosage des flavonoïdes	22
I.7.3. Dosage des flavonols.....	23
I.7.4. Dosage des anthocyanines.....	26
I.7.5. Dosage des tanins totaux	23
I.7.6. Dosage des tanins condensés.....	24
I.7.7. Dosage de la vitamine C	25
I.7.8. Dosage des caroténoïdes.....	26
I.8. Évaluation de l'activité antioxydante	26
I.8.1. Pouvoir réducteur au phosphomolybdate d'ammonium	27
I.8.2. Test scavenger au radical DPPH*	27
I.9. Analyse statistique	28
II. Résultats et discussion.....	29
II.1. Analyses physico-chimiques.....	29
II.1.1. Taux d'extraction.....	29
II.1.2. Taux d'humidité.....	30
II.1.3. Détermination de la teneur en cendres	31
II.1.4. Dosage des sucres totaux	32
II.1.5. Dosage des protéines	34
II.2. Détermination du taux de gonflement.....	35
II.3. Analyses phyto-chimiques	36

II.3.1. Dosage des polyphénols totaux	36
II.3.2. Dosage des flavonoïdes.....	38
II.3.3. Dosage des flavonols	39
II.3.4. Dosage des tanins totaux.....	39
II.3.5. Dosage des tanins condensés	40
II.3.6. Dosage des Anthocyanines	41
II.3.7. Dosage de la vitamine C	42
II.3.8. Dosage des caroténoïdes	44
II.4. Évaluation de l'activité anti-oxydante	45
II.4.1. Test du pouvoir scavenger du radical DPPH'	45
II.4.2. Test du pouvoir réducteur au phosphomolibdate d'ammonium	46
Conclusion et perspectives	48
Références bibliographiques	49

Annexes

Liste des abréviations

ACAO : Association of Official Analytical chemists

BSA : Sérum Albumine Bovine

DCPIP : 2,6-DichloroPhénol Indophénol

DPPH : Diphényl-picrylHydrazyle (2,2-Diphényl-1-picrylHydrazyle)

ERO : Espèce Réactive de l'Oxygène

ED : EAU distillée

HMF : Hydroxy-Méthyl Furfural

MF : Matière Fraîche

MS : Matière Sèche

SOD : Superoxyde dismutase

Liste des figures

Figure 1 : Photographie de rutabaga	3
Figure 2 : Utilisation culinaire du rutabaga.....	6
Figure 3 : Principales étapes de production des ERO	8
Figure 4 : Structure du β - carotène.....	9
Figure 5 : Structure d'un phénol.	10
Figure 6 : Structure des flavonoïdes.....	11
Figure 7 : Structure des anthocyanes.....	12
Figure 8 : Différentes phases de la réaction de Maillard.....	15
Figure 9 : Région de cueillette de l'échantillon	17
Figure 10 : : Protocole de dosage des sucres totaux.....	20
Figure 11 : Protocole de dosage des protéines	21
Figure 12 : Protocole de dosage des polyphénols totaux.	22
Figure 13 : Réduction du radical DPPH* en DPPH-H.....	27
Figure 14 : Rendements d'extraction des différents échantillons de rutabaga.....	29
Figure 15 : Taux d'humidité des différents échantillons de rutabaga.....	31
Figure 16 : Taux de cendres des différents échantillons de rutabaga.....	32
Figure 17 : Teneurs en sucres totaux des extraits des différents échantillons de rutabaga....	33
Figure 18 : Teneur en protéines des extraits des différents échantillons de rutabaga.....	34
Figure 19 : Taux de gonflement échantillons des différents échantillons	35
Figure 20 : Teneurs en polyphénols totaux des différents extraits de rutabaga	36
Figure 21 : Teneurs en flavonoïdes des différents extraits de rutabaga	38
Figure 22 : Teneurs en flavonols des différents extraits de rutabaga.	39
Figure 23 : Teneurs en tanins totaux des différents extraits de rutabaga	40
Figure 24 : Teneurs en tanins condensés des différents extraits de rutabaga.....	41
Figure 25 : Teneurs en anthocyanines des différents échantillons de rutabaga.	42
Figure 26 : Teneurs en vitamine C des différents échantillons de rutabaga.	43
Figure 27 : Teneurs en caroténoïdes des différents échantillons de rutabaga.....	44
Figure 28 : Concentrations des extraits de rutabaga réductrices de 50% du radical DPPH*.....	46
Figure 29 : Concentrations des extraits de rutabaga et trolox réductrices de 50% du phosphomolibdate d'ammonium.....	47

Liste des Tableaux

Tableau I : Composition chimique de rutabaga	5
Tableau II : Résultats du rendement d'extraction des extraits de rutabaga	30

Les aliments d'origine végétale renferment des composés bioactifs qui offrent des avantages pour la santé au-delà de leur simple valeur nutritionnelle. Les données épidémiologiques suggèrent que l'adoption d'un régime riche en légumes et en fruits a des effets positifs sur la santé humaine. Des études indiquent que les légumes crucifères constituent une excellente source d'antioxydants naturels en raison de leur teneur élevée en caroténoïdes, tocophérols et acide ascorbique. Des preuves épidémiologiques solides suggèrent que ces composés peuvent contribuer à protéger le corps humain contre les dommages causés par les espèces réactives de l'oxygène (**Cartea, Francisco et al. 2010**).

Les légumes peuvent être consommés soit cuits ou crus. La cuisson domestique des aliments implique l'utilisation de la chaleur, qui peut prendre différentes formes, comme l'ébullition, la friture, la cuisson à la vapeur, la cuisson au four, à la braise, dans des fours à micro-ondes, etc. (**Van Boekel, Fogliano et al. 2010**).

Le traitement thermique des aliments engendre diverses modifications biologiques, physiques et chimiques qui entraînent des changements au niveau sensoriel, nutritionnel et textural. Cependant, la cuisson peut également entraîner des pertes de certains nutriments en raison de réactions chimiques, ainsi que la formation de composés indésirables et de molécules qui peuvent avoir un impact négatif sur la perception de la saveur et de la texture des aliments, etc. (**Palermo, Pellegrini et al. 2014**).

Dans cette perspective, nous avons examiné les effets de six méthodes de cuisson, notamment l'ébullition, la cuisson à la vapeur, à la braise, la friture, la cuisson au four et aux micro-ondes sur le contenu métabolique et l'activité anti-oxydante de rutabaga (navet jaune).

Le rutabaga (*Brassica napus* var *napo brassica*) ou le navet jaune est parmi les légumes racines rares les plus importantes dans les compagnes de la wilaya de Bejaia (**Fahey, 2015**).

Notre travail est divisé en deux parties : une revue de littérature qui recense les recherches antérieures, et une partie expérimentale dans laquelle nous avons exposé nos propres recherches et les résultats obtenus au sein du laboratoire d'analyse instrumentale de l'université Abderrahmane Mira.

I. Généralités sur le Rutabaga

I.1. Historique

Le rutabaga tire son nom d'un mot suédois « Rotabagge » ou « sac de racines ». Il a d'autres noms communs comme le navet suédois, le neep (Ecosse) et le chou à racine de navet aux États Unis (**Morgan, 2012**).

La première mention écrite du rutabaga remonte à 1620 par le botaniste Suisse Gaspard Bauhin qui a noté que les racines sauvages étaient prospérées en Suède. Il s'agit d'une plante racine relativement jeune, dont l'origine remonte à la fin du Moyen-âge, très probablement en Scandinavie, en Bohême ou en Russie. C'est un hybride obtenu probablement d'un croisement entre un navet et un chou sauvage. Il est cultivé pour le fourrage des animaux et n'était consommé par les humains qu'en période de famine (**Morgan, 2012**).

I.2. Description botanique

Le rutabaga (*Brassica napus* var. *napobrassica*) est une plante potagère herbacée, bisannuelle de la famille des brassicacées et cultivée principalement pour sa racine comestible. Les feuilles de rutabaga poussent à partir du sol et forment la couronne. Ces dernières sont épaisses, lisses et cireuses, lobées et ont une teinte bleuâtre. La plante produit des fleurs jaunes claires qui sont regroupées au sommet d'un racème. La racine pivotante de la plante stocke des nutriments et se transforme en un légume-racine appelé « tubercule de rutabaga ». Ce dernier est presque parfaitement rond et peut être violet, blanc ou jaune avec une chaire jaune (**Agrihortico, 2019 ; Lemmens, 2020**) (**Figure 1**).

Le rutabaga peut atteindre une hauteur de 30 à 46 cm. Bien qu'il est bisannuel, il est couramment cultivé comme une plante annuelle, récolté après une saison de végétation (**Lemmens, 2020**).



Figure 1 : Photographie de rutabaga (Sayeche, 2019).

I.3. Répartition géographique

Le rutabaga a été introduit en Amérique du Nord, en Asie du Nord, en Australie et en New-Zélande. Il est cultivé occasionnellement sur les hauts plateaux de l'Asie du Sud-Est (Lim, 2014).

La racine de rutabaga est consommée comme un légume secondaire en Europe de l'Ouest et en Amérique du Nord. Il est peu fréquent en Afrique Australe, dans le nord du Mali et dans les oasis sahariennes (Grubben, 2004).

I.4. Classification taxonomique

La classification taxonomique du rutabaga est présentée ci-dessous (Ciju, 2021) :

Royaume : Plante

Ordre : Brassicales

Famille : Brassicaceae

Genre : *Brassica*

Espèce : *Brassica napus*

Variété : *Napobrassica*

I.5. Habitat

Le rutabaga est adapté à un climat humide et frais tel celui des régions méditerranéennes et sub-tempérées. Comme les rutabagas ont besoin d'une longue période de végétation, ils doivent être plantés au début du printemps dans un sol modérément profond, bien drainé et fertile dont le pH est compris entre 5,5 et 7, en plein soleil (**Lim, 2014**).

I.6. Composition chimique et valeur nutritionnelle

La racine de rutabaga est la partie comestible de la plante. Elle contient environ 14% de matière sèche, dont 1,1% de protéines et 8,99% d'hydrates de carbone. Elle est donc un légume peu calorique (environ 36 Kcal/100 g de racine comestible) (**Harris et al., 2021**). Le rutabaga contient également d'autres composés :

- **Fibres** : le rutabaga est une riche source de fibres alimentaires essentielles ;
- **Minéraux** : comme le calcium, le magnésium, le manganèse et le potassium ;
- **Vitamines** : telles que la vitamine E, le folate (vitamine B9) et la vitamine C ;
- **Protéines** : *Brassica napus* est un légume crucifère unique qui fournit une protéine complète ;
- **Composés phytochimiques** : tels que les caroténoïdes, les glycosinolates et les composés phénoliques (**Harris et al., 2021**).

La composition chimique de la racine du rutabaga est présentée dans le **tableau I**.

Tableau I : Composition chimique de rutabaga (Fahey, 2015).

Nutriments	Teneur par 100g
Eau (g)	89
Protéines (g)	1.08
Carbohydrates (g)	8.62
Sucres totaux (g)	4.46
Lipides (g)	0.16
Fibres alimentaires (g)	2.3
Vitamine C (mg)	25
Potassium (mg)	305
Calcium (mg)	43
Phosphore (mg)	53
B-carotène (µg)	1

I.7. Utilisation et intérêt

I.7.1. Consommation et intérêt industriel

Les rutabagas sont utilisés comme culture de couverture hivernale, leurs feuilles comme fourrage pour le bétail et leurs racines comme légumes de table. C'est surtout au cours des dernières décennies que les avantages de cette culture pour la consommation humaine ont été mis en évidence (Pawel, 2013). Le rutabaga est caractérisé par sa teneur élevée en lipides dont l'acide érucique, ainsi que par son germoplasme et ses gènes associés à la production d'enzymes régulant les voies métaboliques des triacylglycérols en vue d'applications industrielles (Stefanucci et al., 2020).

Le rutabaga peut être râpé, servi cru ou coupé en morceaux et utilisé dans des soupes, des ragoûts ou des woks (Pasko et al., 2013) (figure 2).



Figure 2 : Utilisation culinaire du rutabaga (Pasko et al., 2013).

I.7.2. Intérêts thérapeutiques

Buchanan (2017) a cité dans son ouvrage que le rutabaga est un légume racine riche en nutriments qui peut offrir plusieurs avantages pour la santé qui sont :

- **Aide la digestion :** en raison de sa teneur élevée en fibres alimentaires essentielles, le rutabaga améliore les fonctions digestives en gonflant et ramollissant les selles. Cela aide entre autres à réguler le transit intestinal et la perte de poids ;
- **Renforce le système immunitaire :** la richesse du rutabaga en antioxydants (notamment la vitamine C et les caroténoïdes) aide à lutter contre les radicaux libres qui attaquent les globules blancs sains ;
- **Améliore la santé cardiaque :** les fibres alimentaires ont la capacité d'absorber le mauvais cholestérol « LDL » qui cause des athéroscléroses ;
- **La réduction de la croissance des tumeurs :** le glycosinolate contient des composés soufrés qui réduisent la croissance des tumeurs et le risque des cancers ;
- **La production et le maintien des tissus osseux :** les minéraux importants tels que le potassium, le calcium et le magnésium jouent un rôle crucial dans la santé osseuse et la fonction musculaire.

Toutefois, il faut signaler que cette espèce présente rarement un effet négatif qui est la « thyrotoxicité » (Pasko et al., 2013).

II. Antioxydants et activité antioxydante

II.1. Définition de l'oxydation

L'oxydation est un phénomène complexe qui met en jeu des espèces moléculaires très réactives et très labiles (**Rolland, 2004**). Dans le système alimentaire, ce phénomène est préjudiciable car il entraîne la détérioration de la qualité sensorielle et de la valeur nutritive d'un produit, ainsi que des risques pour la santé dus à la présence de produits d'oxydation toxiques (**Bartozs, 2013**).

II.2. Antioxydants

Un antioxydant est toute substance qui, lorsqu'elle est présente à de faibles concentrations par rapport à celles du substrat oxydable, peut retarder, contrôler ou inhiber de manière significative l'oxydation de ce substrat. Ceci conduit à l'altération de la qualité de l'aliment (**Antolovich et al., 2002**).

II.3. Radicaux libres

Les radicaux libres sont des molécules ou des atomes qui présentent un ou plusieurs électrons non appariés sur leur couche externe. Ils sont des espèces chimiques autonomes pouvant être formées par la perte ou le gain d'électrons à partir d'un composé non radicalaire. Ils peuvent également apparaître lors de la rupture symétrique d'une liaison covalente, où chaque atome conserve un électron et devient un radical libre (**Tessier et Marconnet, 1995**). Ces électrons offrent une très grande réactivité chimique aux radicaux libres, ce qui perturbe la stabilité des autres molécules. Ces dernières se transforment à leur tour en d'autres radicaux libres, amorçant ainsi une réaction en chaîne (**Favier, 2003**).

II.4. Espèces réactive de l'oxygène

Les radicaux libres issus de la réduction monovalente de l'oxygène constituent les espèces réactives de l'oxygène (ERO). Ces dernières sont des molécules contenant de l'oxygène dont la réactivité est supérieure à celle de la molécule de dioxygène (O_2) (**Fontaine et al., 2002; Morel et Barouki, 1999**). Ces molécules sont beaucoup plus toxiques que l'oxygène lui-même (**Gardès-Albert et al., 2003**). Les ERO comprennent des espèces radicalaires telles que le superoxyde (O_2^{\cdot}), l'hydroxyle (OH^{\cdot}), l'oxyde nitrique (NO^{\cdot}), et des espèces non

radicalaires comme le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2), l'oxygène singulet (1O_2) et le nitroperoxyde (ONOOH) (Gardès-Albert et al., 2003 ; Amarowicz et al., 2004) (figure 3).

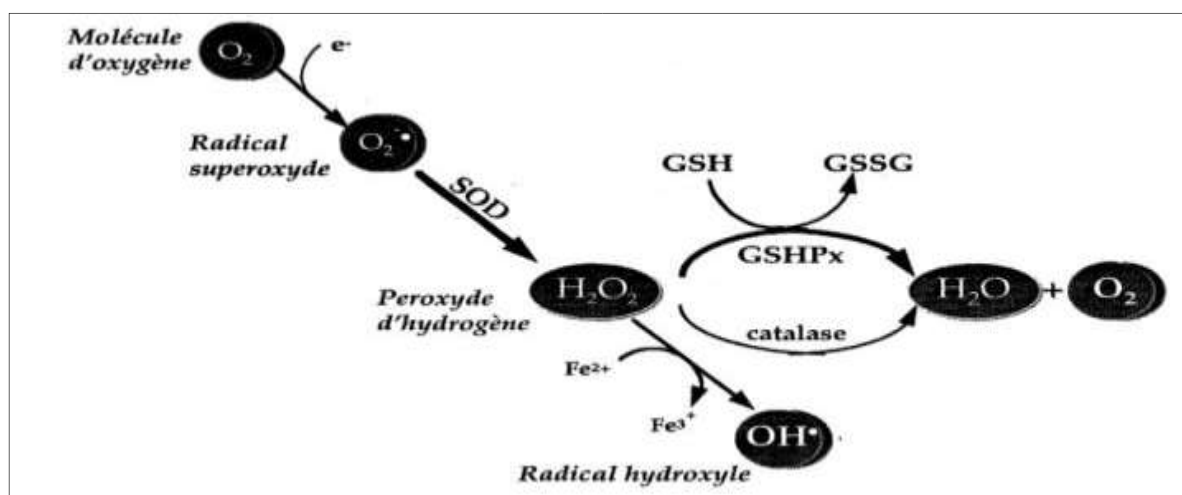


Figure 3 : Principales étapes de production des ERO (Goudable et Favier, 1997).

II.5. Stress oxydant

L'organisme peut être confronté à une production excessive de radicaux libres qui dépasse sa capacité de contrôle. Cela peut se produire par exemple lors d'intoxications aux métaux lourds, d'irradiation, de reperfusions après des thromboses et suite à une carence nutritionnelle ou un manque d'apport en antioxydants essentiels tels que les vitamines et les oligo-éléments. Ceci crée un déséquilibre qui favorise le développement de pathologies chroniques parce que les radicaux oxygénés, qui sont en excès, ne sont pas efficacement neutralisés par les mécanismes de défense de l'organisme (Favier 2003 ; Zbadi et al., 2018).

II.6. Système antioxydant

L'organisme humain est équipé de systèmes de défense antioxydants très complexes, enzymatique et non enzymatique localisés dans les compartiments intra- et extracellulaires (Amarowicz et al., 2004 ; Berger, 2006 ; Berké et al., 2003).

II.6.1. Système antioxydant enzymatique

L'organisme se défend contre les radicaux libres en synthétisant des enzymes qui les neutralisent. Les principales enzymes antioxydantes sont la superoxyde dismutase, la glutathion peroxydase et la catalase (Li et al., 2009 ; Vincent et al., 2004).

II.6.2. Système antioxydant non enzymatique

Le système antioxydant non enzymatique fait appel à des molécules non enzymatiques telles que les vitamines antioxydantes (vitamine C et vitamine E), les caroténoïdes et les composés phénoliques (Samarth et al., 2008).

II.6.2.1. Vitamine C

La vitamine C, également connue sous le nom d'acide L-ascorbique, est l'un des principaux antioxydants (Buxeraud et Faure, 2021). Elle joue ce rôle en piégeant les espèces réactives de l'oxygène et en inhibant la peroxydation lipidique (Pincemail et al., 2007).

Contrairement à la plupart des mammifères qui sont capables de produire la vitamine C dans leur foie ou leurs reins, l'Homme ne possède pas cette capacité. Par conséquent, il doit avoir un apport quotidien d'environ 100 mg de vitamine C par le biais d'une alimentation riche en fruits et légumes (Pincemail et al., 2007). Toutefois, il faut noter que cette vitamine est sensible à la chaleur, à la lumière ultraviolette et à l'oxygène (Fain, 2004).

II.6.2.2. Caroténoïdes

Les caroténoïdes sont des pigments liposolubles, de couleur jaune orangé ou rouge, et présents dans de nombreux tissus végétaux. Ils peuvent être métabolisés et stockés par l'organisme animal (Choubert, 1986). Ils tirent leur nom de la carotte, où ils ont été découverts pour la première fois. De plus, il convient de noter que les caroténoïdes sont importants dans la nature, avec environ 600 types différents (Bourre, 2003). Le β -carotène est le caroténoïde le plus important (figure 4). Il présente plusieurs effets bénéfiques pour la santé. Tout d'abord, il agit en tant que précurseur de la vitamine A, jouant ainsi un rôle essentiel dans la régulation de divers processus biologiques. De plus, le β -carotène possède des propriétés antioxydantes, ce qui lui permet de capturer les radicaux libres et de protéger les structures cellulaires contre les dommages causés par l'oxydation (Goudable et Favier, 1997).

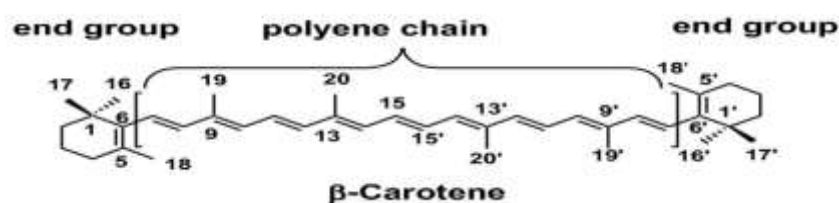


Figure 4 : Structure du β - carotène (Maoka, 2020).

II.6.2.3. Composés phénoliques

Les composés phénoliques font partie des métabolites secondaires des végétaux. Leur importance ne cesse de croître, notamment en raison de leurs effets bénéfiques sur la santé. Leur rôle dans la coloration des tissus végétaux (bleu, rouge ou jaune) et leur préservation, leur confère une reconnaissance notable (**Bougandoura et al., 2013; Macheix, 1996**). Les composés phénoliques varient de simple noyau aromatique de faible poids moléculaire (**figure 5**) à des tanins complexes de très haut poids moléculaire. Ils ont la capacité de se lier à des oses ou à des acides organiques, ce qui explique leur présence sous ces formes (**Chira et al., 2008**). Parmi ces composés, il y a les flavonoïdes, les anthocyanes et les tanins.

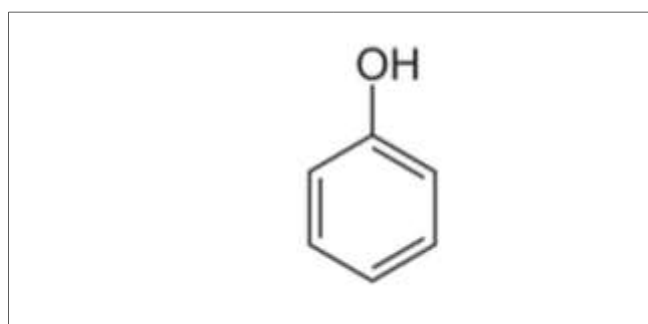


Figure 5 : Structure d'un phénol (**Tyman, 1996**).

- **Flavonoïdes**

Ce sont des composés polyphénoliques qui se composent de 15 atomes de carbones, avec 2 noyaux aromatiques reliés par 3 atomes de carbones (structure en C6-C3-C6) (**Chira et al., 2008**). Ils sont responsables de la pigmentation jaune, orange et rouge des végétaux. Ils se retrouvent dans les fruits et légumes, les boissons (thé, café et vin rouge) et les plantes médicinales. Les flavonoïdes sont subdivisés en différentes classes dont les flavones, les flavonols, les flavanols, les flavonones et les isoflavones (**Ghedira 2005**) (**figure 6**).

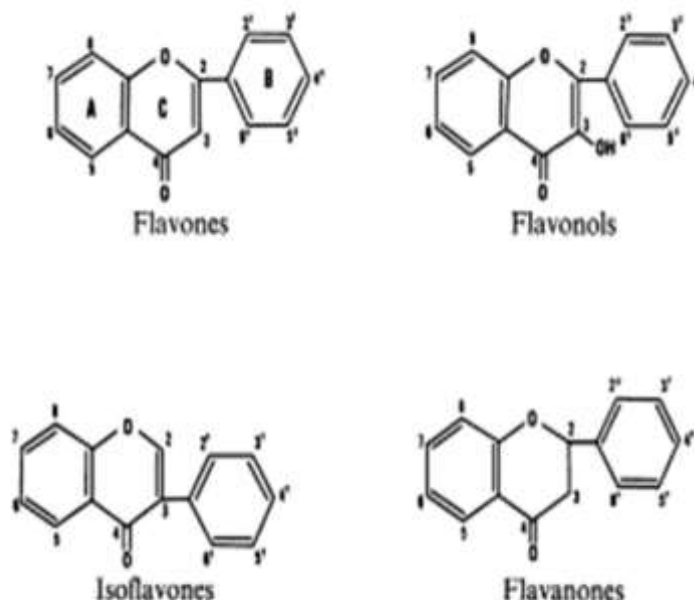


Figure 6 : Structure des flavonoïdes (Mabry et Thomas, 2012).

- **Anthocyanes**

Ce sont des pigments colorés responsables de la pigmentation des fleurs, des fruits et des graines. Ils constituent une vaste famille de molécules aux formules chimiques très diverses (**figure 7**). Leurs couleurs, allant du bleu au rouge en passant par le mauve et l'orange, dépendent à la fois de leur structure et du pH du milieu intracellulaire. En milieu basique, leur couleur tend vers le bleu, tandis qu'en milieu acide, elle tend vers le rouge. Outre leur rôle dans la pigmentation, les anthocyanes ont également un rôle biologique important. Ils agissent comme des protecteurs contre les rayons ultraviolets du soleil, aidant ainsi les plantes à éviter les dommages causés par l'exposition excessive au soleil. De plus, les anthocyanes ont des propriétés antimicrobiennes et antifongiques, ce qui en fait une ligne de défense naturelle contre les pathogènes. Ils peuvent également être impliqués dans la communication intercellulaire et jouent un rôle dans la régulation du développement et de la croissance des plantes (**Samouelian et Boccara, 2009**).

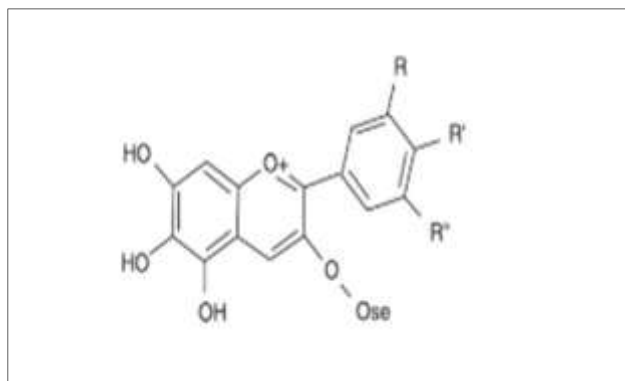


Figure 7 : Structure des anthocyanes (Samouelian et Boccara, 2009).

- **Tanins**

Ce sont un groupe hétérogène de dérivés phénoliques ayant l’aptitude à se combiner avec les protéines. Selon leur structure et leur origine biosynthétique, les tanins sont subdivisés en tanins hydrolysables et tanins condensés. Les tanins hydrolysables sont des polymères dérivés de l’acide gallique ou de son produit de condensation, l’acide ellagique. Tandis que les tanins condensés sont des polymères de flavones à poids moléculaire élevé (Jarrige, 1995).

III. Cuisson des aliments

III.1. Définition de la cuisson

La cuisson est un processus qui permet la modification ou la transformation physico-chimique des aliments. Elle fait référence à une panoplie de traitements thermiques dont le but est de préparer et d’améliorer la sécurité, la texture, le goût et la digestibilité des aliments (Xu et al., 2016). En revanche, les processus de cuisson peuvent avoir des effets négatifs sur la qualité nutritionnelle de l’aliment dont la dénaturation des protéines et la perte en vitamines thermolabiles (Tornberg, 2005).

III.2. Modes de cuisson

Il existe plusieurs modes de cuisson qui varient en fonction du mode de transfert de la chaleur, à savoir : la cuisson aux micro-ondes, la cuisson dans l’eau et la cuisson à la vapeur (Richard et al., 2010).

III.2.1. Cuisson dans l'eau

C'est un processus de transformation des aliments sous l'effet de la chaleur qui consiste à les faire bouillir dans l'eau pendant une période déterminée, dont le but est d'avoir un aliment appétissant et d'une texture tendre (**Mehmood et Zeb, 2020**).

III.2.2. Cuisson aux micro-ondes

C'est une méthode rapide et très populaire qui utilise les ondes électromagnétiques pour faire cuire et chauffer les aliments de l'intérieur vers l'extérieur par le principe de la conversion de l'énergie électromagnétique en énergie thermique. Ce mode de cuisson a comme avantages la réduction du temps de cuisson par rapport aux méthodes traditionnelles (**Bejerholm et al., 2014**), l'efficacité de la cuisson et la faible perte de la qualité du produit. Néanmoins, il présente l'inconvénient d'une pénétration peu profonde des ondes et d'un chauffage non uniforme (**Jiao et al., 2022**).

III.2.3. Cuisson à la vapeur

La cuisson à la vapeur est une méthode de cuisson pratique et saine qui consiste à utiliser la vapeur générée par l'ébullition continue de l'eau (**Lafarga et al., 2018**). Elle est largement utilisée pour la cuisson domestique et industrielle pour améliorer la palatabilité, la texture et la couleur des aliments (**Xu et al., 2016**).

III.2.4. Cuisson dans l'huile

La cuisson dans l'huile ou la friture est un processus rapide et pratique. Elle s'effectue par transfert de la chaleur vers l'aliment émergé ou flottant dans l'huile chaude. Cette méthode a pour but l'augmentation de la qualité sensorielle dont la texture, la saveur, ainsi que l'apparence de l'aliment (**Karimi et al., 2017**).

La friture est considérée comme l'une des opérations de transformation alimentaire les plus complexes en raison des nombreuses interactions qui ont lieu dans l'aliment. Les paramètres importants de ce processus sont la température de l'huile, la durée de la friture, la teneur en eau initiale et l'épaisseur de l'aliment (**Wu et al., 2013**).

III.2.5. Cuisson au four

C'est l'un des procédés les plus importants qui permet de développer les aliments en utilisant la chaleur sèche générée par un four (**Chakraborty et Dash, 2023**). Elle repose sur la combinaison de méthodes de cuisson : la convection de l'air chaud et le rayonnement des parois des récipients. Ce processus produit la déshydratation de la surface des aliments, le brunissement, le changement d'odeur, un aspect croustillant et un changement du goût qui est dû à la formation de composés organiques (**Marcus, 2019**).

III.2.6. Cuisson à la braise

C'est un processus lent dans lequel l'aliment est cuit en contact indirect avec la chaleur de fumée générée par des briquettes du charbon de bois. Au cours de la cuisson, ces dernières se transforment en braises et diffusent la chaleur nécessaire à la cuisson. Cette méthode de cuisson permet d'obtenir des aliments avec un goût de fumée et d'une texture tendre (**Sobral et al., 2018**).

III.3. Impact de la cuisson sur la qualité des aliments

Les méthodes de préparation et de cuisson des aliments peuvent avoir un impact significatif sur leur qualité. Ces processus engendrent divers changements et interactions entre les composants des aliments, qui peuvent être positifs dans certains cas et négatifs dans d'autres (**Fabbri et Crosby, 2016**). Il est possible de regrouper les effets engendrés par la cuisson dans trois principaux groupes : effets nutritionnel, organoleptique et sanitaire.

III.3.1. Effet nutritionnel

Afin de maintenir une bonne santé et assurer le bon fonctionnement du corps humain, il est essentiel d'acquérir une variété de nutriments. La cuisson affecte la structure des nutriments présents dans les légumes, ce qui améliore leur digestibilité et leur biodisponibilité (**Pouyat-Leclère et Birlouez-Aragon, 2005**). La chaleur de la cuisson affecte également la composition chimique des aliments (**Wang et al., 2009**), ce qui entraîne la réduction de la valeur nutritive par :

- La dénaturation des protéines à cause de la dégradation de certains acides aminés, la perte des vitamines notamment la vitamine B et la vitamine C, et la perte des minéraux dans l'eau de cuisson (**Tornberg, 2005**) ;
- La perte des sucres en raison de leur implication dans diverses réactions notamment la réaction de Maillard (**Boumendjel et al., 2012**) (**figure 8**).

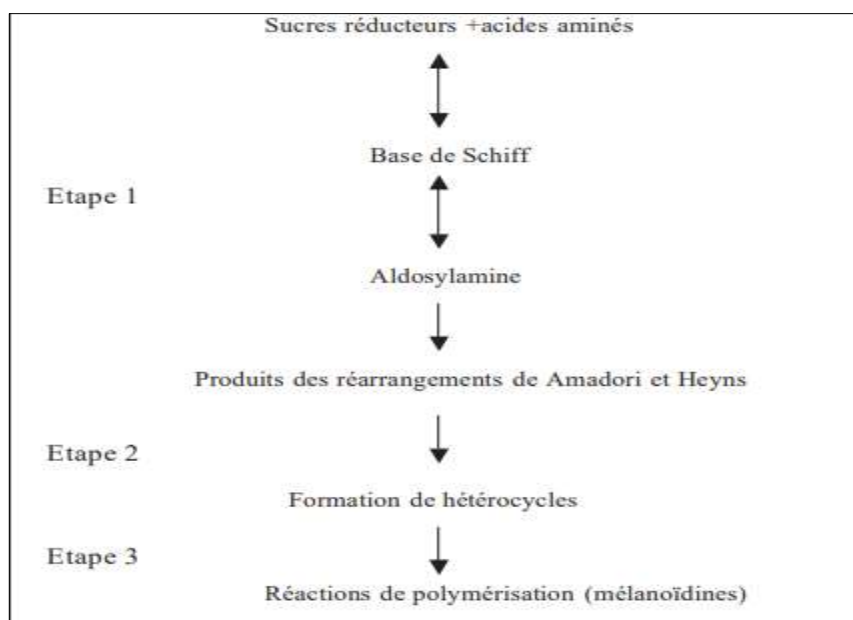


Figure 8 : Différentes phases de la réaction de Maillard (Machiels, D et al., 2002).

La cuisson affecte aussi la concentration et la disponibilité des composés bioactifs tels que les composés phénoliques totaux et les autres antioxydants (Buratti et al., 2020).

III.3.2. Effet organoleptique

Les caractéristiques organoleptiques des aliments peuvent être regroupées en trois grandes catégories distinctes. Tout d'abord, l'apparence, qui concerne les propriétés visuelles telles que la couleur, la taille et la forme de l'aliment. Ensuite, la flaveur, qui est liée au goût et à l'odeur de l'aliment. Enfin, la texture qui se rapporte aux sensations tactiles principalement, bien que la vue et l'ouïe puissent également jouer un rôle dans la reconnaissance de la texture des aliments (Rocca-Poliméni, 2007). Ces caractéristiques peuvent être améliorées par les différents modes de cuisson utilisés (Xiao et al., 2022).

III.3.2.1. Apparence

La cuisson entraîne la modification et la perte des pigments spécifiques responsables de la couleur des végétaux tels que les caroténoïdes, les anthocyanes, la chlorophylle, etc (Hutchings, 2011).

La température de la cuisson accélère la réaction entre les sucres réducteurs et les acides aminés (la réaction de Maillard). Elle est responsable du brunissement des aliments et le

développement en surface de croûtes croustillantes et dorées (**Pouyat-Leclère et Birlouez Aragon, 2005**).

III.3.2.2. Texture

Les traitements thermiques peuvent avoir des influences souhaitables ou indésirables sur la texture des aliments. Les modifications de la texture des aliments résultent des changements physico-chimiques dans les matériaux de la paroi cellulaire, par exemple la gélatinisation de l'amidon, la dénaturation des protéines, la solubilisation de la matière pectique et le dégazage dans le cas du blanchiment des fruits et des légumes (**Kadam et al., 2015**).

III.3.2.3. Flaveur

La majorité des arômes qui se développent au cours de la cuisson proviennent d'un ensemble de réactions, comprenant principalement l'hydrolyse des lipides, des protéines et des glucides, l'oxydation et les réactions de Maillard (**Richard et al., 2010**).

Les principaux substrats pour la biosynthèse de la flaveur dans les légumes sont les lipides, les acides gras, les glucosinolates, les terpénoïdes et les composés phénoliques. Le type de la flaveur formée dépend la nature du légume et de la méthode de transformation (**Ong et Liu, 2018**).

III.3.3. Aspect sanitaire

La cuisson des aliments a généralement un effet positif sur leur salubrité. En effet, la chaleur de la cuisson a la capacité de détruire, en tout ou en partie, les micro-organismes thermosensibles présents dans les aliments, ainsi que les facteurs anti-nutritifs présents sous forme de traces dans les aliments, ce qui contribue à rendre les aliments plus sains (**Cuq et Guilbert, 1992**). Dans certains cas, la cuisson à des hautes températures génère des réactions complexes à l'origine de composés qui ne sont pas présents dans l'aliment cru dont l'acrylamide, qui est une substance cancérigène (**Monneret, 2016**).

I. Matériel et méthodes

I.1. Récolte de la matrice végétale

Une quantité de 3 Kg de rutabaga a été cueillie à la main et au hasard au mois de Janvier 2023 dans l'un des champs du village Djermouna (commune Kherrata), situé à 60 kilomètres du chef-lieu de la wilaya de Bejaïa. Ce champ est arrosé par l'eau du barrage d'Ighil n Temeda (**figure 9**).



Figure 9 : Région de cueillette de l'échantillon.

Ensuite, les échantillons récoltés ont été triés, lavés à l'eau courante pour éliminer les substances étrangères, pelées et coupées en morceaux de taille uniforme.

I.2. Cuisson du rutabaga

Ce travail est réalisé pour déterminer l'effet de la cuisson sur la teneur en métabolites primaires et secondaires, l'activité anti-oxydante du rutabaga. Nous avons comparé des rutabagas cuits selon 6 modes de cuisson différents. Les morceaux préparés ont été soumis à différents traitements de cuisson dont : la cuisson au four, aux micro-ondes, à la vapeur, dans l'eau, dans l'huile (friture) et à la braise. Une quantité de rutabaga est laissé crue pour servir de témoin.

Afin de prolonger leur durée de conservation, les échantillons cuits ont été lyophilisés.

I.3. Lyophilisation

La lyophilisation (séchage par congélation) est un processus utilisé pour préserver les aliments sensibles à l'humidité. Elle consiste à congeler rapidement le produit, puis à le soumettre à une faible pression dans une chambre sous vide. Cette pression réduit la

température de la glace présente dans le produit, ce qui permet à l'eau de passer directement de l'état cristallisé (glace) à l'état vapeur sans passer par l'état liquide (Oetjen, 2008).

Juste après lyophilisation, les différents échantillons ont été broyés. Les 7 différentes poudres obtenues ont été conservés dans des bocaux en verre hermétique au réfrigérateur pour d'éventuelles analyses.

I.4. Préparation des extraits

L'extraction est réalisée selon la méthode modifiée de Soares et al. (2009). Elle consiste à faire macéré une quantité de 0,1g de chaque poudre d'échantillon (rutabaga crue, cuit au four, aux micro-ondes, à la braise, à la vapeur, dans l'eau et frit) dans 5 mL d'eau distillée. Les mélanges étaient maintenus sous agitation magnétique à la température ambiante et à l'obscurité. Après 30 minutes d'agitation, les extraits sont filtrés, ensuite conservés dans des flacons en verre au réfrigérateur à 4°C.

Dans le but de déterminer les rendements d'extraction, 2 mL de chaque extrait aqueux ont été mis dans des boites de Pétrie, puis séchés à l'étuve (40°C) jusqu'à l'évaporation totale de l'eau. Les extraits secs obtenus ont été pesés et les rendements d'extraction sont calculés comme suit :

$$\text{Rendement d'extraction (\%)} = \left(\frac{P_1 - P_0}{E} \right) * 100$$

Avec, P_0 : poids de la boite de Pétrie vide (g) ; P_1 : poids de la boite de Pétrie + l'extrait sec (g) ; E : poids de l'extrait sec (g).

I.5. Analyses physico-chimiques

I.5.1. Test d'humidité

Le test d'humidité est réalisé par le principe d'élimination de l'eau contenue dans chaque échantillon par un chauffage à 105°C dans une étuve ventilée jusqu'à la stabilisation du poids (NF V 18-109, 1982).

Le protocole suivi pour la détermination de la teneur en eau est décrit par NF V 18-109 (1982) avec quelques modifications comme suit : une quantité d'un gramme de poudre de chaque échantillon a été pesé dans un bécher, puis séché à 105°C dans une étuve ventilée jusqu'à la stabilisation du poids. Le pourcentage d'humidité pour chaque échantillon est calculé selon la formule suivante :

$$\text{Humidité (\%)} = \left(\frac{m_1 - m_2}{p} \right) * 100$$

Où, m_1 : masse du bécher + masse de l'échantillon (g) et m_2 : masse du bécher + masse de l'échantillon séché (g) ; P : prise d'essai (1g)

I.5.2. Taux de cendres

Le principe de la détermination du taux de cendres consiste à faire calciner les échantillons dans un four à moufle (900°C) jusqu'à l'obtention d'une poudre blanche à grise (NF V05-113, 1972).

La méthode suivie pour la détermination du taux de cendres est celle décrite par l'AOAC (1995) comme suit : une quantité d'un gramme de poudre de chaque échantillon de rutabaga (crue, bouillie, cuit au four, à la vapeur, à la braise, aux micro-ondes et frit) ont été pesés dans des creusets en porcelaine, puis placés dans un four à moufle pendant trois heures à 900°C. Le taux de cendres est calculé selon la formule suivante :

$$\text{Cendres (\%)} = \frac{(m_1 - m_2)}{p} * 100$$

Avec, m_1 : masse du creuset + cendres (g) ; m_2 : masse du creuset vide (g) ; P : masse de la prise d'essai (1 g).

I.5.3. Dosage des sucres totaux

La méthode de dosage des sucres totaux repose sur la déshydratation des sucres présents dans l'extrait par l'acide sulfurique concentré et à chaud, ce qui implique la formation de l'hydroxy méthyl furfural (HMF) et d'autres composés réactionnels qui réagissent avec le phénol. Ces réactions donnent un complexe stable de couleur jaune-orangé dont l'intensité est proportionnelle à la quantité en sucre présente dans l'échantillon (DuBois, Gilles et al., 1956).

Le protocole de dosage des sucres totaux est décrit dans le **figure 10**.

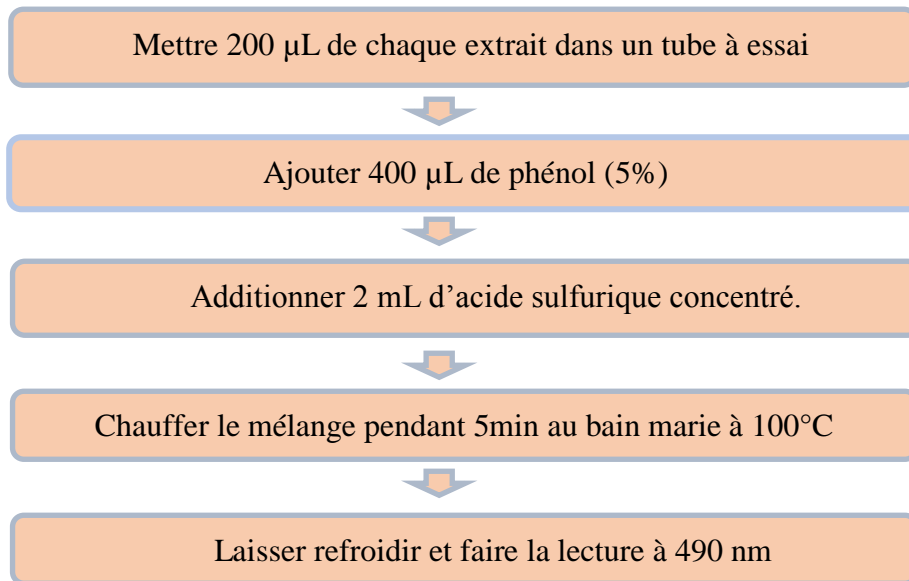


Figure 10: Protocole de dosage des sucres totaux (**Dubois et al., 1956**).

La concentration en sucre totaux pour chaque extrait est déterminée à partir d'une courbe d'étalonnage réalisée avec le D-glucose (**annexe 01**). Les résultats obtenus sont exprimés en milligramme d'équivalent D-glucose par gramme de matière sèche.

I.5.4. Dosage des protéines

Selon la méthode de **Bradford (1976)**, le colorant bleu brillant de Coomassie G250 interagit avec les protéines. En milieu acide, ce colorant se lie aux protéines par des liaisons ioniques avec les acides aminés basiques tels que l'arginine, la lysine et l'histidine. Il forme également des interactions hydrophobes avec les acides aminés hydrophobes présents dans les protéines. Ces interactions entre le colorant et les protéines entraînent un déplacement du pic d'absorption du colorant de 465 nm à 595 nm qui se traduit par un changement de couleur du milieu, passant d'une teinte brun orangée à une teinte bleue. L'intensité de la couleur est proportionnelle à la teneur en protéines dans les extraits analysés.

Le dosage des protéines a été réalisé selon le protocole décrit dans la **figure 11**.

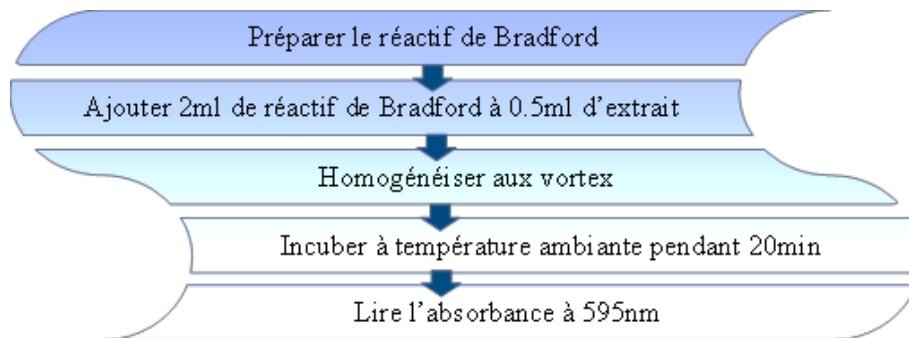


Figure 11 : Protocole de dosage des protéines (**Bradford, 1976**).

La teneur en protéines dans les différents échantillons a été déterminée à partir d'une courbe d'étalonnage réalisée avec la BSA (albumine sérum bovine) (**annexe 01**). Les résultats ont été exprimés en milligramme d'équivalent BSA par gramme de matière sèche.

I.6. Taux de gonflement et solubilité

Le gonflement est déterminé selon la méthode de **Diomande et al. (2017)**, qui consiste à mesurer le volume d'eau qui conduit à l'éclatement des macromolécules de structure solide et leur gonflement qui permettent leurs solubilités.

Le protocole expérimental suivi pour la détermination du taux de gonflement est comme suit : 0,5 g de chaque poudre ont été pesées dans des béchers, macérées dans 18 mL d'eau distillée dans un bain marie à 60°C pendant 30 minutes sous agitation continu. Ensuite, les mélanges ont été centrifugés à 3000 tr/min pendant 5 minutes et les surnageants ont été mis à l'étuve (100°C) jusqu'à la stabilisation du poids.

Le taux de gonflement est calculé selon la formule suivante :

$$G\% = \frac{\text{le poids de culot humide}(g) \cdot 100}{\text{prise d'essai}(g) \cdot (100 - \text{solubilité}\%)}$$

Sachant que,

$$\text{Solubilité} (\%) = \frac{\text{poids de solide dans le surnagent}(g)}{\text{poids de la prise d'essai}(g)} * 100$$

I.7. Analyses phytochimiques

I.7.1. Dosage des polyphénols totaux

Les teneurs en polyphénols totaux dans les différents extraits de rutabaga ont été déterminées par spectrophotométrie selon la méthode du Folin-Ciocalteu. Ce dernier est un mélange d'acide phosphomolybdique et d'acide phosphotungstique. Ce réactif est réduit par les phénols en un mélange d'oxydes bleus de tungstène et de molybdène (**Boizot and Charpentier 2006**). L'intensité de cette coloration bleue est proportionnelle aux taux de polyphénols totaux (**Madi 2010**).

Le protocole de dosage des polyphénols totaux est illustré dans la **figure 12**.

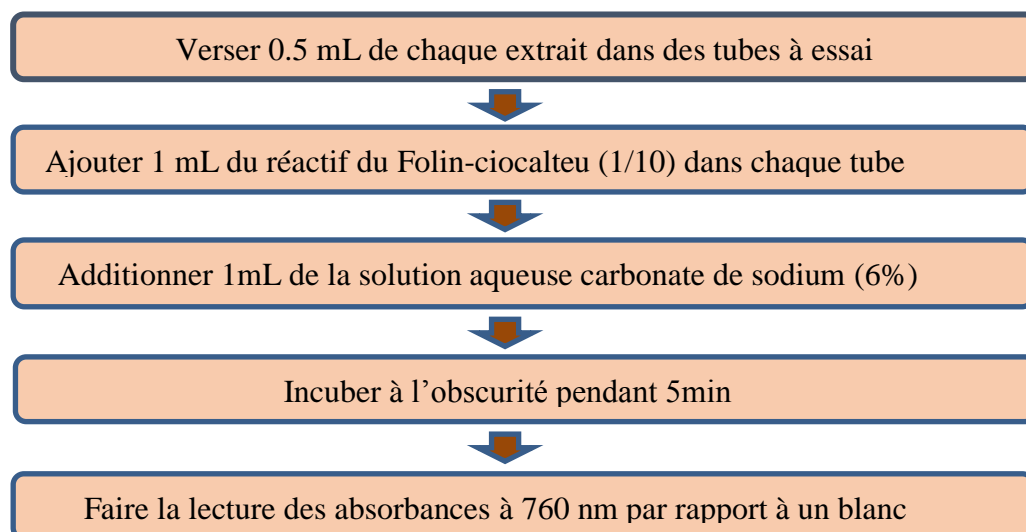


Figure 12 : Protocole de dosage des polyphénols totaux (**Haddadi-Guemghar, Janel et al., 2014**).

Les concentrations en polyphénols totaux des différents échantillons ont été déterminées à partir d'une courbe d'étalonnage réalisée avec l'acide gallique (**annexe 02**). Les résultats sont exprimés en milligramme d'équivalent acide gallique par gramme de matière sèche.

I.7.2. Dosage des flavonoïdes

Les flavonoïdes contiennent un groupement hydroxyle (OH) qui forme un complexe stable de couleur jaune avec le chlorure d'aluminium (AlCl₃), par chélation de l'ion Al⁺³. L'intensité de cette coloration est proportionnelle à la teneur en flavonoïdes présents dans l'extrait (**Ribereau-Gayon, 1968**).

Selon la méthode de AlCl_3 de **Lamaison et Carnat (1990)**, la teneur en flavonoïdes est déterminée comme suit : un volume de 1 mL de la solution de chlorure d'Aluminium (2%) a été ajouté à 1 mL de chaque extrait. Ces mélanges ont été ensuite incubés à l'obscurité. Après 15 minutes d'incubation, la lecture des absorbances a été faite à 430 nm.

La teneur en flavonoïdes dans les extraits a été déterminée à partir d'une courbe d'étalonnage réalisée avec la quercétine (**annexe 02**) et les résultats sont exprimés en milligramme d'équivalent quercétine par gramme de matière sèche.

I.7.3. Dosage des flavonols

Afin de déterminer la teneur en flavonols, la méthode utilisée est celle de **Kumaran et Karunakaran (2007)** avec quelques modifications. Le protocole suivi est décrit comme suit: un volume de 0,5 mL de chlorure d'aluminium (2%) et 0,75 mL d'acétate de sodium ont été additionnés à 0,5 mL de chaque extrait. Ensuite, ces différentes solutions ont été incubées pendant 30 minutes à l'obscurité, puis leurs absorbances sont lues à 430 nm.

La teneur en flavonols a été déterminée à partir d'une courbe d'étalonnage réalisée par la quercétine (**annexe 02**). Les résultats sont exprimés en milligramme d'équivalent quercétine par gramme de matière sèche.

I.7.4. Dosage des anthocyanines

Le dosage des anthocyanines a été mené selon la méthode du pH différentiel basée sur les réactions de transformations réversibles que subissent les pigments d'anthocyanes lors des changements du pH. Deux formes qui se manifestent par différents spectres sont distinguées : La forme oxonium colorée qui prédomine à pH 1,0 et la forme hémicétale qui prédomine à un pH 4,5. Cette méthode de quantification est efficace puisqu'elle reste précise et rapide même si des pigments dégradés et/ou d'autres composés interférents sont présents (**Giusti et Wrolstad, 2001**).

Le protocole utilisé pour le dosage des anthocyanines est celui de **Giusti et Wrolstad (2001)** qui est décrit comme suit : un volume de 7 mL du tampon chlorure de potassium (0,025M, pH = 1) est ajouté à 0,2 mL de l'extrait, ensuite son absorbance est lue au spectrophotomètre à 520 nm, puis à 700 nm. La même procédure est refaite avec le tampon acétate de sodium (0,4 M, pH = 4,5).

L'absorbance des anthocyanines est calculée selon la formule suivante :

$$\text{Abs} = (A_{520} - A_{700})_{\text{pH}1} - (A_{520} - A_{700})_{\text{pH}4.5}$$

Les concentrations en anthocyanines monomériques pour les différents extraits sont calculées comme suit :

$$C \text{ (mg/mL)} = \frac{A.M.F.1000}{\epsilon.l}$$

Tels que, **A** : absorbance ; **M** : poids moléculaire de la cyanidine-3-glucoside (449.2g/mol); **F**: facteur de dilution; ϵ : coefficient d'extinction molaire ($26900 \text{ cm}^{-1} \cdot \text{mol}^{-1} \cdot \text{L}$); **l** : longueur de la cuve (0.5cm)

Les teneurs en anthocyanines sont exprimées en milligramme d'équivalent cyanidine-3-glucoside par gramme de matière sèche.

I.7.5. Dosage des tanins totaux

La méthode de dosage des tanins totaux selon **Hagerman et Butler (1978)** repose sur la réaction des tanins avec la protéine albumine du sérum bovin (BSA) solubilisée à son pH isoélectrique (pH = 4,9, préparée dans du tampon acétate). L'échantillon à analyser est mélangé avec une solution de BSA, ce qui conduit à la formation d'un complexe tanin-BSA. Ce dernier est précipité en utilisant les sels ferriques. La méthode de dosage est décrite comme suit : 1 mL de la solution de BSA est ajouté à 1 mL de chaque extrait, puis les mélanges ont été incubés à 4°C. Après 24 heures d'incubation, ces mélanges sont centrifugés à 5000 tr/min pendant 45 minutes. Une fois les surnageants étaient retirés, 2 mL de la solution de SDS/TEA (5% ; pH : 9,4) et 0.5 mL de la solution chlorure ferrique FeCl_3 sont ajoutés à chaque culots. Après agitation et incubation pendant 15 minutes à l'obscurité, les absorbances sont lues au spectrophotomètre à 510 nm.

La teneur en tanins totaux dans les extraits a été déterminée en se référant à une courbe d'étalonnage réalisée avec l'acide tannique (**annexe 02**). Les résultats sont exprimés en milligramme d'équivalent acide tannique par gramme de matière sèche.

I.7.6. Dosage des tanins condensés

Les tanins condensés, également appelés proanthocyanidines, sont des polymères difficiles à caractériser. Leur dosage nécessite l'hydrolyse des échantillons dans un milieu acide et chaud afin de les dépolymériser de manière oxydative, ce qui génère des anthocyanidines colorées. Ces anthocyanidines peuvent ensuite être quantifiées par spectrophotométrie (**Wilfred et Ralph, 2006**).

Les tanins condensés ont été évalués par la méthode de la réaction à la vanilline en milieu acide. Cette méthode repose sur la capacité de la vanilline à réagir avec les unités des tanins condensés en présence d'acide, formant ainsi un complexe coloré qui absorbe à 550 nm. Il est important de noter que la réactivité de la vanilline avec les tanins ne concerne que la première unité du polymère (**Julkunen-Tiitto, 1985**).

Le protocole suivi pour la détermination des teneurs en tanins condensés est celui de **Julkunen-Tiitto (1985)** décrit comme suit: un volume de 1500 μL de la solution de vanilline/méthanol (5%) est additionné à 500 μL de chaque extrait, puis les mélanges ont été incubés à 4°C. Après 24 heures d'incubation, un volume de 750 μL d'acide chlorhydrique concentré (HCl) est ajouté à chaque mélange. Les nouveaux milieux réactionnels obtenus sont incubés pendant 20 minutes à la température ambiante. Ensuite, les absorbances sont lues à 550 nm.

La teneur en tanins condensés dans les échantillons de rutabaga a été déterminée à partir d'une courbe d'étalonnage réalisée avec la catéchine (**annexe 02**). Les résultats sont exprimés en milligrammes d'équivalent catéchine par gramme de matière sèche.

I.7.7. Dosage de la vitamine C

La quantification de l'acide ascorbique repose sur la réaction d'oxydation de la vitamine C par le 2,6-dichlorophénolindophénol (DCPIP) en milieu acide. La détection de la présence de vitamine C se manifeste par un changement de couleur du réactif passant du bleu au rose pâle (**Hughes, 1983**).

Le dosage de la vitamine C dans les échantillons de rutabaga a été réalisé selon le protocole modifié de (**Mau et al., 2005**) décrit comme suit : 2 mL d'acide oxalique (0.4%) ont été ajoutés à 2 mL de chaque extrait, puis les mélanges sont soumis une agitation à l'obscurité pendant 15 min sur une plaque agitatrice, suivie d'une centrifugation à 4500 rpp pendant 15 minutes. Un volume de 500 μL du surnageant a été prélevé de chaque échantillon auquel 2500

μL du 2,6-dichloroindophénol (0.003%) sont ajoutés. Ensuite, les absorbances sont lues à 515 nm.

La teneur en vitamine C dans les échantillons a été déterminée partant d'une courbe d'étalonnage réalisée à base de l'acide ascorbique (**annexe 03**). Les résultats sont exprimés en milligramme d'équivalent acide ascorbique par gramme de matière sèche.

I.7.8. Dosage des caroténoïdes

Les caroténoïdes sont des composés terpéniques essentiels. Leur structure polyénique leur confère des fonctions clés, notamment l'absorption de la lumière et la neutralisation de l'oxygène singulet (**Mohammedi, 2006**).

La teneur en caroténoïdes dans les échantillons de rutabaga a été déterminée selon la méthode modifiée décrite par **Soto-Zamora et al. (2005)** comme suit: 10 mL d'un mélange de solvants (hexane 5.5 mL/acétone 2.5 mL/éthanol 2 mL) sont ajoutés à 1,5 g de poudre de chaque échantillon. Ces mélanges sont agités pendant 10 minutes, puis laissés reposer. Ensuite, les phases hexaniques ont été récupérées. L'opération est répétée jusqu'à décoloration.

Les différentes phases hexaniques récupérées ont été rassemblées, puis leurs absorbances sont lues à 450 nm.

La concentration en caroténoïdes dans les différents échantillons de rutabaga a été déterminée en se référant à une courbe d'étalonnage réalisée avec le β -carotène (**annexe 02**). Les résultats sont exprimés en milligramme d'équivalent β -carotène par gramme de matière sèche.

I.8. Évaluation de l'activité antioxydante

Afin d'évaluer l'activité antioxydante des extraits de 7 échantillons de rutabaga dont le crue et les échantillons cuits par différentes méthodes (frit, à la vapeur, dans l'eau, à la braise, aux micro-ondes et au four), 2 tests ont été réalisés :

- Le pouvoir réducteur au phosphomolybdate d'ammonium.
- Le test du pouvoir scavenger du radical DPPH*.

I.8.1. Pouvoir réducteur au phosphomolybdate d'ammonium

Le test au phosphomolybdate d'ammonium repose sur la capacité des substances présentes dans les extraits des différents échantillons de rutabaga à réduire le molybdate de la forme Mo^{6+} à la forme Mo^{5+} . En milieu acide, la formation du complexe phosphate- Mo^{5+} induit l'apparition d'une couleur verte, dont l'intensité est directement proportionnelle à la concentration en antioxydants (Bougatef et al., 2009).

La détermination du pouvoir réducteur des différents échantillons a été réalisée selon la méthode modifiée de Silici et al. (2010) comme suit : un volume de 2 mL d'un solvant réactif (mélange de phosphate de sodium, molybdate d'ammonium et acide sulfurique) a été ajouté à 200 μL de chacune des dilutions de l'échantillon (2, 4, 6, 8 et 10 mg/mL). Après une période d'incubation de 90 minutes au bain marie (90°C), les absorbances ont été lues à 695 nm après refroidissement. Les mêmes opérations ont été répétées pour le trolox, qui est utilisé comme standard (annexe 03).

I.8.2. Test scavenger au radical DPPH*

Le radical DPPH*, naturellement de couleur violette foncée en solution dans le méthanol, subit une transformation en présence d'un antioxydant. Sa couleur caractéristique se transforme en un jaune pâle et son absorbance à 517 nm diminue lorsqu'il est réduit en hydrazine. La mesure de la décoloration permet d'évaluer le potentiel de l'extrait à piéger ce radical. Le radical DPPH* réagit avec les agents réducteurs qui sont capables de le réduire en donnant des atomes d'hydrogène (Popovici et al., 2009) (figure 13).

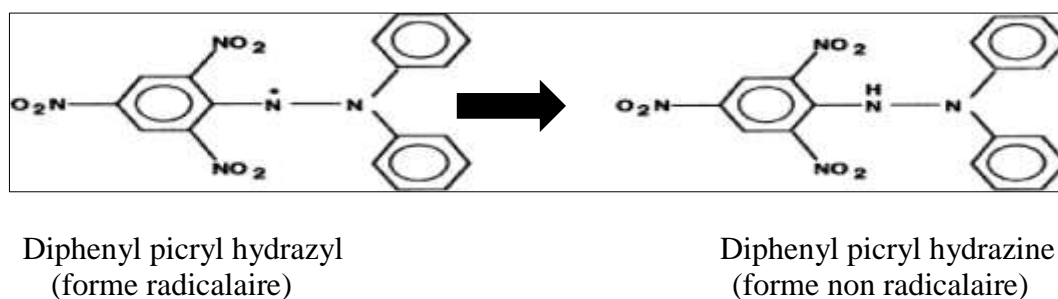


Figure 13 : Réduction du radical DPPH* en DPPH-H (Molyneux, 2004).

Pour chaque extrait, sept dilutions ont été préparées dans l'eau distillée. Le DPPH utilisé est dissout dans du méthanol (10^{-3}M). Les mélanges réactionnels obtenus ont été maintenus dans l'obscurité à la température ambiante pendant une heure. Ensuite, les

absorbances sont mesurées à 517 nm par rapport à un témoin préparé sans l'extrait (**Blois, 1958**). Les mêmes opérations ont été répétées pour l'acide gallique, qui est utilisé comme standard (**annexe 03**).

I.9. Analyse statistique

Toutes les déterminations ont été effectuées en triple essais. L'analyse statistique qui consiste en la détermination des moyennes et écarts types des tests est faite à l'aide du **Microsoft Excel 2010**. Tandis que l'analyse de la variance (ANOVA) pour comparer les résultats de certaines analyses est effectuée grâce au logiciel **Statistica 7.1**, ainsi, les valeurs P inférieures à 0,05 ont été jugées comme significatives.

II. Résultats et discussion

II.1. Analyses physico-chimiques

II.1.1. Taux d'extraction

L'extraction utilisée dans ce travail repose sur un processus solide-liquide, où le solvant pénètre à travers l'interface solide-liquide pour dissoudre le principe actif contenu dans le solide, permettant ainsi la libération du soluté. Selon la plupart des auteurs, l'entrée du solvant se produit par un mécanisme osmotique, tandis que la sortie du soluté se fait par diffusion (Ribereau-Gayon, 1968).

Après macération, filtration et évaporation des filtrats, le taux d'extraction a été déterminé pour chaque extrait (**figure 14**).

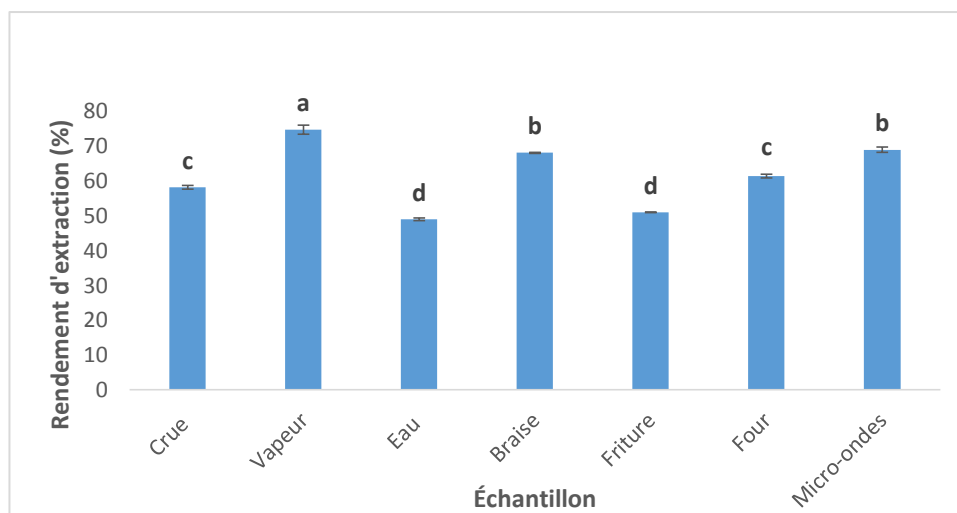


Figure 14 : Rendements d'extraction des différents échantillons de rutabaga. Les lettres a, b, c et d indiquent des différences significatives ($p < 0,05$).

Les résultats présentés dans la **figure 14** montrent que le meilleur rendement d'extraction est donné par l'extrait aqueux de rutabaga cuit à la vapeur ($74.5 \pm 1.32\%$), suivi par ceux cuits aux micro-ondes ($68.75 \pm 0.75\%$), à la braise ($67.9 \pm 0.14\%$), au four ($61.25 \pm 0.5\%$), dans l'huile ($50.8 \pm 0.14\%$) et dans l'eau ($48.8 \pm 0.38\%$). Par contre, l'échantillon cru a donné un rendement d'extraction de $58 \pm 0.5\%$.

L'étude statistique a montré qu'il y a une différence significative des rendements d'extraction entre les différents échantillons ($P < 0,05$).

Selon **Sultana et al.(2008)**, les rendements d'extractions de différents échantillons de rutabaga (en g/100g MF) sont illustrés dans le **tableau II**.

Tableau II : Rendements d'extraction selon le mode de cuisson d'après **Sultana et al.(2008)**.

Échantillon	Rendement d'extraction (g/100 g)
Rutabaga cru	68
Rutabaga cuit dans l'eau	53,7
Rutabaga cuit aux micro-ondes	54,6
Rutabaga frit	66,3

Les rendements d'extraction illustrés dans le **tableau II** sont relativement élevés en comparaison avec les résultats trouvés dans la présente étude à l'exception de rutabaga cuit aux microondes. Cela pourrait être dû à la procédure d'extraction employée. Il faut noter que le solvant d'extraction utilisé par **Sultana et al.(2008)** est le méthanol, tandis que dans notre travail, le solvant d'extraction utilisée est l'eau distillée.

D'après **Naczk et Shahidi (2006)**, l'extraction peut être affectée par divers facteurs tels que la technique d'extraction utilisée, la dimension des particules et les conditions de préparation de l'échantillon.

II.1.2. Taux d'humidité

La teneur en eau contenue dans les légumes et les fruits est généralement comprise entre 75-95% du poids total. Cette dernière a une grande importance car elle contribue à l'apport hydrique du corps humain (**Lecerf, 2018**).

Les résultats du test d'humidité des 7 échantillons de rutabaga sont illustrés dans la **figure 15**.

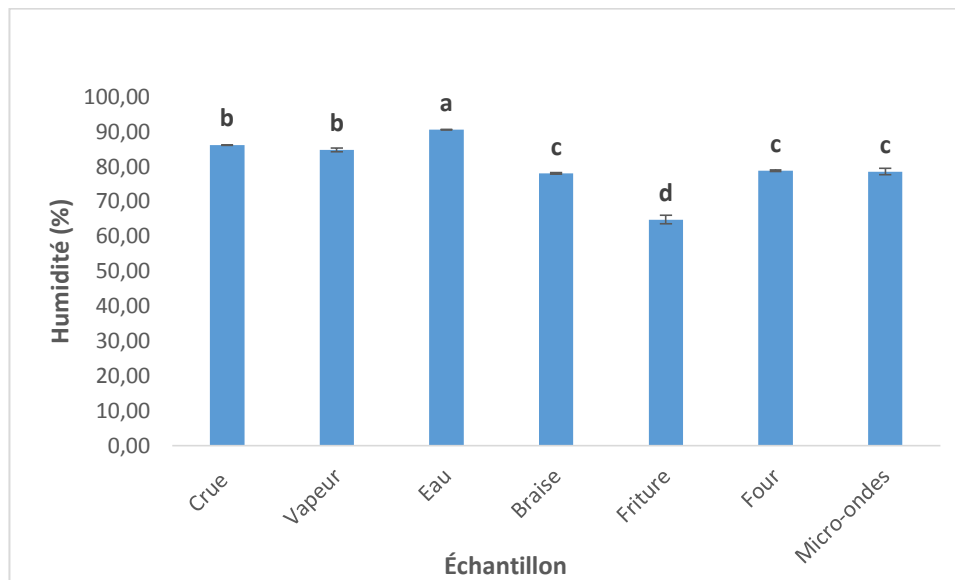


Figure 15 : Taux d'humidité des différents échantillons de rutabaga. Les lettres a, b, c et d indiquent des différences significatives ($p < 0,05$).

Les résultats de l'analyse présentés dans la **figure 15** indiquent que l'échantillon de rutabaga cuit dans l'eau a donné la teneur en eau la plus élevée ($90,58 \pm 0,055\%$). L'échantillon de référence, le rutabaga cru, a également montré une teneur élevée en eau ($86,10 \pm 0,05\%$). En revanche, la teneur en eau la plus basse a été observée dans l'échantillon frit ($68,8 \pm 1,18\%$). Les autres échantillons cuits à la vapeur, au four, aux micro-ondes et à la braise présentent des teneurs en eau de $84,78 \pm 0,53\%$, $78,75 \pm 0,2\%$, $78,53 \pm 0,93\%$ et $78 \pm 0,27\%$ respectivement.

L'étude statistique a montré qu'il y a une différence significative des taux d'humidité entre les différents échantillons ($P < 0,05$).

II.1.3. Détermination de la teneur en cendres

Les légumes du genre *Brassica* renferment une quantité considérable de cendres, qui sont des composés inorganiques essentiels présents dans tous les tissus et liquides corporels. La présence de ces minéraux est cruciale pour assurer le bon déroulement de certains processus physico-chimiques indispensables à la vie. Le taux de cendres présent dans un échantillon à analyser est un indicateur précieux de sa qualité nutritionnelle (**Kapusta-Duch et al., 2021**).

Les résultats du test des cendres des différents échantillons sont présentés dans la **figure 16**.

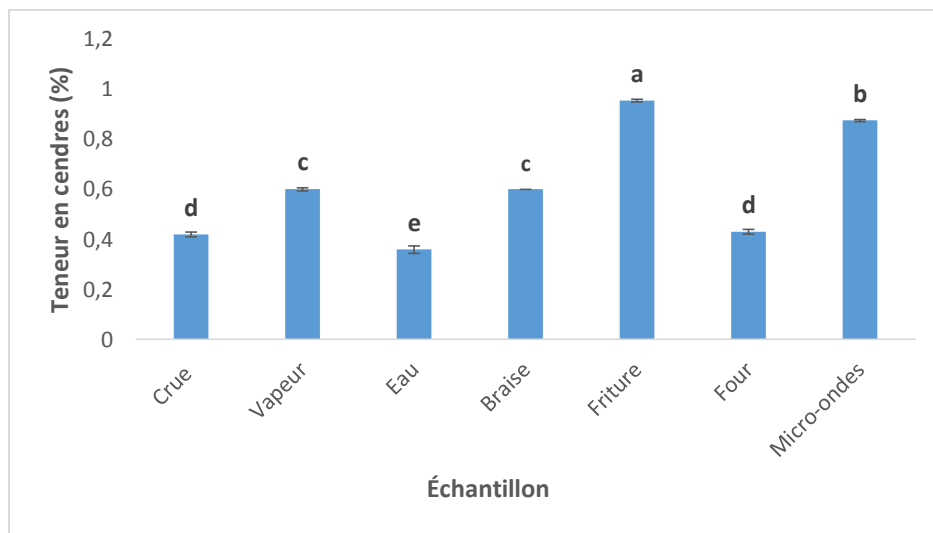


Figure 16 : Taux de cendres des différents échantillons de rutabaga. Les lettres a, b, c, d et e indiquent des différences significatives ($p < 0,05$).

Selon les résultats de la **figure 16**, l'extrait de rutabaga frit a donné le meilleur taux de cendres ($0.96 \pm 0.005\%$), suivi par ceux cuits aux micro-ondes ($0.88 \pm 0.005\%$), à la vapeur ($0.6 \pm 0.005\%$), à la braise ($0.6 \pm 0\%$), au four ($0.43 \pm 0.01\%$) et dans l'eau ($0.36 \pm 0.015\%$). Tandis que le rutabaga cru a donné un taux de cendres de $0,42 \pm 0.01\%$.

L'étude statistique a montré qu'il y a une différence significative des taux de cendres entre les différents échantillons ($P < 0,05$).

II.1.4. Dosage des sucres totaux

Les sucres totaux sont déterminés d'après la méthode de **Dubois et al.(1956)**. Le principe de cette méthode repose sur la déshydratation des oses en milieu acide et à chaud.

La **figure 17** présente les résultats du dosage des sucres totaux dans les divers échantillons de rutabaga.

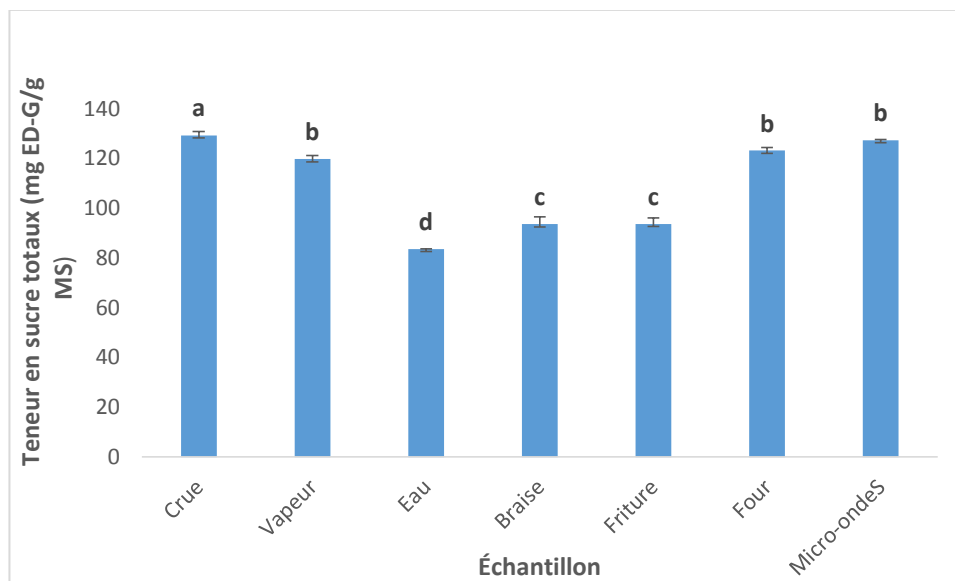


Figure 17 : Teneurs en sucres totaux des extraits des différents échantillons. Les lettres a, b, c et d indiquent des différences significatives ($p < 0,05$).

D'après les résultats illustrés dans la **figure 17**, l'échantillon cru présente la teneur la plus élevée en sucres totaux ($127,8 \pm 1,5$ mg ED-G/g MS), suivi de l'échantillon cuit aux micro-ondes ($127,3$ mg ED-G/g MS). Les échantillons cuits au four et à la vapeur présentent des teneurs relativement élevées, soit $123,2 \pm 1,3$ mg ED-G/g MS et $119,76 \pm 1,57$ mg ED-G/g MS respectivement. Les quantités les plus faibles ont été observées dans les échantillons frit ($93,78 \pm 2,45$ mg ED-G/g MS) et grillé ($93,68$ mg $\pm 2,88$ ED-G/g MS). Le rutabaga cuit dans l'eau présente la teneur la plus basse, avec une valeur de $83,78 \pm 0,15$ mg ED-G/g MS.

L'étude statistique a montré qu'il y a une différence significative des teneurs en sucres totaux entre les différents échantillons ($P < 0,05$).

D'après **Lim (2014)**, la teneur en sucres totaux dans les rutabagas crus est de 56 mg/g, qui est inférieure à celle trouvée dans la présente étude. De plus, il a été observé que la teneur en sucre totaux dans les rutabagas augmente lorsqu'ils sont stockés à des températures plus basses. Sachant que nos échantillons de rutabaga ont été stockés au réfrigérateur à 4°C.

II.1.5. Dosage des protéines

Les résultats du dosage des protéines des différents échantillons de rutabaga ayant subi différents traitements culinaires sont illustrés dans la **figure 18**.

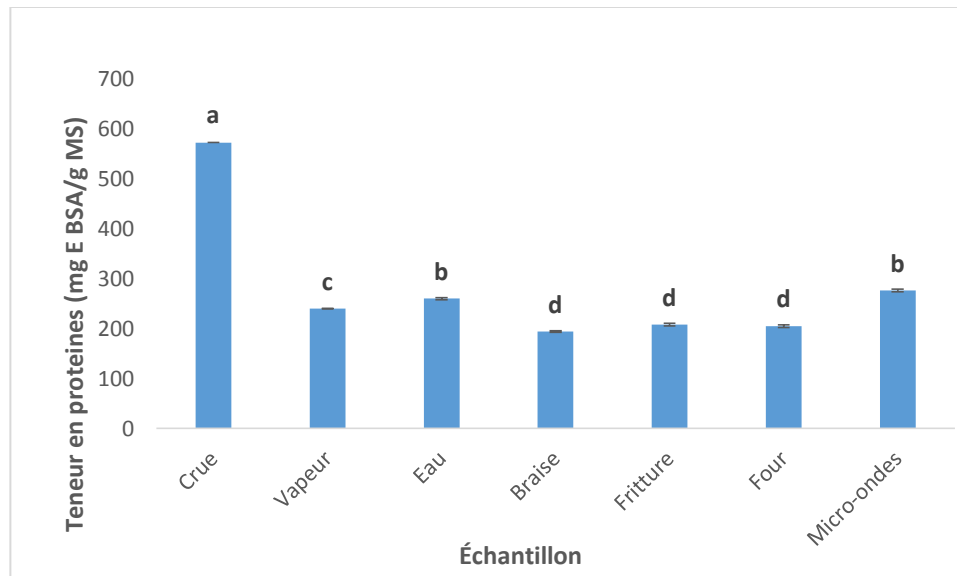


Figure 18 : Teneur en protéines des extraits des différents échantillons de rutabaga. Les lettres a, b, c et d indiquent des différences significatives ($p < 0,05$).

D'après les résultats présentés dans la **figure 18**, nous observons une diminution de la teneur en protéines suite à l'application des différents modes de cuisson. L'échantillon cru présente une concentration en protéines de $573,35 \pm 0,55$ mg EBSA/g MS, tandis que pour l'échantillon cuit aux micro-ondes, la concentration en protéines est de $276,65 \pm 0,55$ mg EBSA/g MS. Les rutabagas cuits au four, à la vapeur, dans l'eau et frit présentent des concentrations en protéines comprises entre $205,4 \pm 2,75$ et $260,3 \pm 1,6$ mg EBSA/g MS. L'échantillon grillé présente la teneur la plus faible en protéines, soit $194,3 \pm 2,7$ mg EBSA/g MS.

L'étude statistique a montré qu'il y a une différence significative des teneurs en protéines entre les différents échantillons ($P < 0,05$).

Selon le département d'agriculture des états unis (USDA, 2012), la teneur en protéines dans 100 g de rutabaga cru est de 1,08 g (soit 10,8 mg/g). Cette teneur est très faible en comparant avec celle trouvée dans le présent travail. Cela indique que notre échantillon de rutabaga est très riche en protéines.

En se basant sur les résultats obtenus, il est clair que les divers modes de cuisson affectent les protéines présentes dans le rutabaga, entraînant une diminution par rapport à l'échantillon cru. Les pertes sont principalement attribuées à la réaction de Maillard, qui entraîne la destruction des acides aminés essentiels. De plus, les traitements thermiques provoquent une dénaturation rapide des protéines, dont l'ampleur dépend du temps et de la méthode de cuisson utilisée. La cuisson affecte la composition chimique et l'hydroxylation des acides aminés aromatiques. Ces modifications oxydatives des acides aminés, dont certains sont essentiels, conduisent à une diminution de la valeur nutritionnelle des protéines (Yuan et al., 2009).

II.2. Détermination du taux de gonflement

Ce test consiste à mesurer le volume d'eau permettant l'écartement des macromolécules dans une structure solide, ce dernier peut conduire à la solubilité (Kolawole et Chidinma, 2013).

Les résultats du taux de gonflement des différents échantillons sont présentés dans la figure 19.

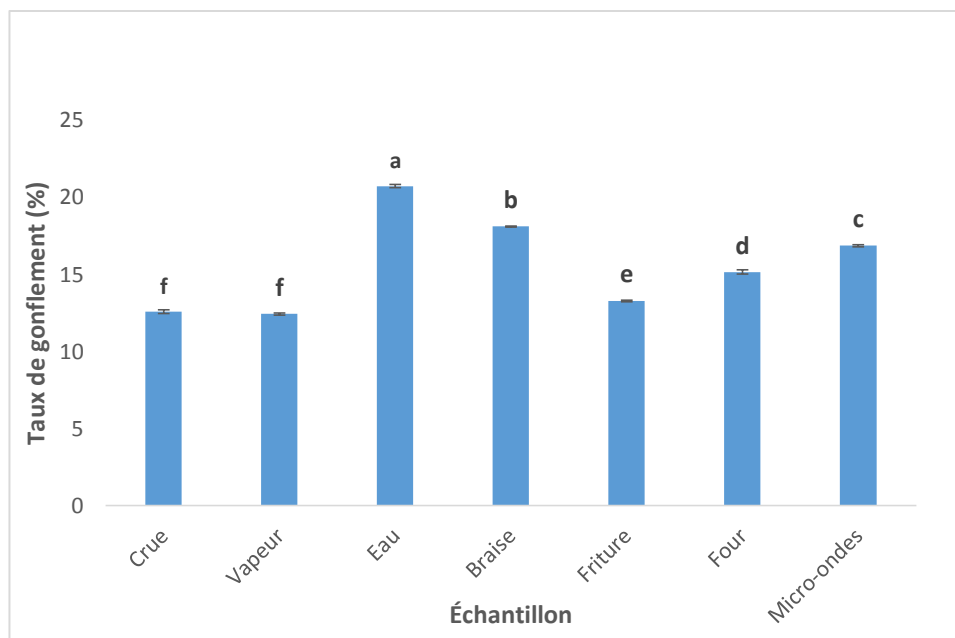


Figure 19 : Taux de gonflement des différents échantillons. Les lettres a, b, c, d, e et f indiquent des différences significatives ($p < 0,05$).

La **figure 19** illustre les taux de gonflement des échantillons de rutabaga qui ont été soumis à différents traitements culinaires, ainsi que celui de l'échantillon cru. Les résultats révèlent une augmentation du taux de gonflement en fonction de l'augmentation de la température, à l'exception de l'échantillon cuit à la vapeur. L'échantillon bouilli présente le taux de gonflement le plus élevé ($20,7 \pm 0,1\%$), tandis que l'échantillon cuit à la vapeur affiche la valeur la plus faible ($12,41 \pm 0,08\%$). Quant aux échantillons cuits au four, aux micro-ondes et à la braise, les taux de gonflement sont respectivement de $15,13 \pm 0,14$, $16,84 \pm 0,06$ et $18,08 \pm 0,02\%$. L'échantillon témoin, le rutabaga cru a enregistré un taux de gonflement de $12,56 \pm 0,1\%$.

L'étude statistique a montré qu'il y a une différence significative des taux de gonflement entre les différents échantillons ($P < 0,05$).

II.3. Analyses phytochimiques

II.3.1. Dosage des polyphénols totaux

Les résultats du dosage des polyphénols totaux des différents extraits aqueux de rutabaga sont présentés sur la **figure 20**.

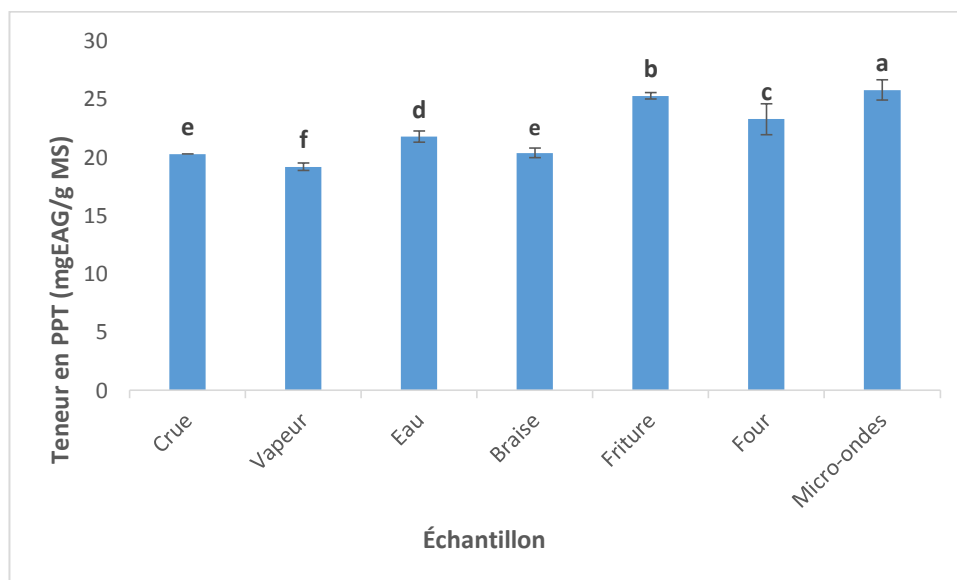


Figure 20 : Teneurs en polyphénols totaux des différents extraits de rutabaga. Les lettres a, b, c, d, e et f indiquent des différences significatives ($p < 0,05$).

La **figure 20** représente la teneur en polyphénols totaux des échantillons de rutabaga soumis à différents traitements culinaires. Les résultats indiquent que les échantillons cuits dans l'huile et aux micro-ondes présentent les teneurs les plus élevées en polyphénols totaux, avec des valeurs de $25,3 \pm 1,3$ et $25,8 \pm 0,4$ mg EAG/g MS respectivement. En revanche, l'échantillon cru a donné une teneur faible ($20,3 \pm 0,3$ mg EAG/g MS), suivi de l'échantillon cuit à la vapeur ($19,2 \pm 0,49$ mg EAG/g MS).

L'étude statistique a montré qu'il y a une différence significative des teneurs en polyphénols totaux entre les différents échantillons ($P < 0,05$).

D'après les travaux de **Sultana et al.(2008)**, les concentrations en polyphénols totaux dans les échantillons de rutabaga varient en fonction de différentes méthodes de préparation. Les résultats obtenus sont 17,6 mg/g pour le rutabaga cru, 14,6 mg/g pour la cuisson dans l'eau, 11,4 mg/g pour la friture et 5,6 mg/g pour la cuisson aux micro-ondes. Ces résultats sont plus faibles que ceux obtenus dans cette présente étude.

Les variations dans le contenu total en composés phénoliques dans le rutabaga cru peuvent être attribuées à différents facteurs, tels que l'espèce, la variété, la composition chimique naturelle, le degré de maturité lors de la récolte, les conditions de culture, l'état du sol et les conditions de stockage post-récolte. Ces éléments influencent la quantité de polyphénols présents dans les légumes et contribuent ainsi à la diversité des profils polyphénoliques observés (**Jeffery et al., 2003**).

D'après les résultats que nous avons obtenus et ceux de la littérature, nous avons constaté qu'il y a des différences significatives du contenu total en composés phénoliques (PTC) du rutabaga après l'application des différents modes de cuisson, particulièrement, la cuisson aux micro-ondes qui a entraîné une diminution notable des polyphénols totaux. Ceci pourrait être attribué à la décomposition de certains composants phénoliques thermolabiles (**Crozier et al., 1997**). De même, la réduction de la teneur totale en composés phénoliques dans les rutabagas cuits dans l'huile et dans l'eau pourrait être attribuée respectivement à la décomposition thermique des phénols et à la lixiviation dans l'eau de cuisson. Ces résultats soulignent l'importance de prendre en considération les différents modes de cuisson dans l'évaluation du contenu en composés phytochimique des légumes, car ils peuvent avoir un impact significatif sur leur valeur nutritive (**Hunter et Fletcher, 2002**).

II.3.2. Dosage des flavonoïdes

Les flavonoïdes représentent une grande classe des composés polyphénoliques présents chez les végétaux. Ils exercent d'énormes effets positifs sur la santé, par exemple l'inhibition de la production des radicaux libres dans le corps humain (Ahmed et Eun, 2018).

La **figure 21** illustre les teneurs en flavonoïdes des différents extraits de rutabaga.

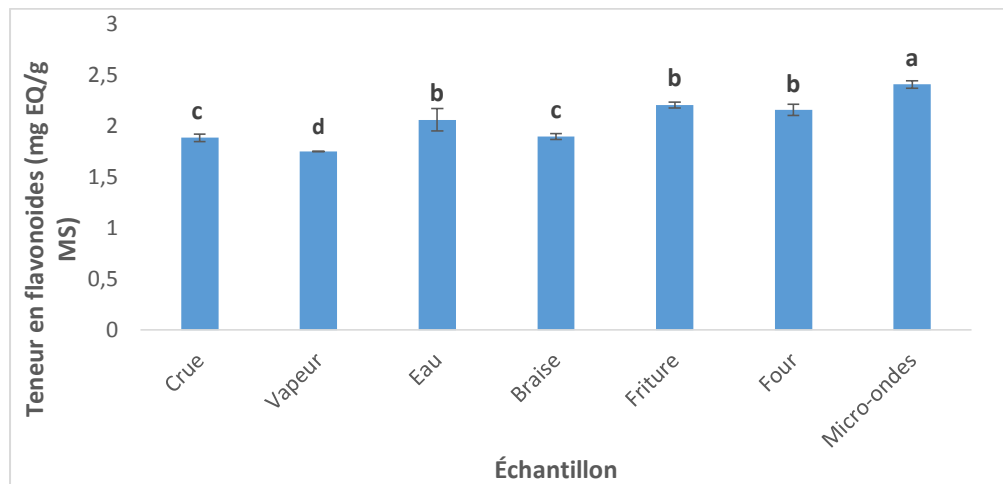


Figure 21 : Teneurs en flavonoïdes des différents extraits de rutabaga. Les lettres a, b, c et d indiquent des différences significatives ($p < 0,05$).

Les résultats de la **figure 21** révèlent les concentrations de flavonoïdes dans les échantillons de rutabaga soumis à différents modes de cuisson. Les valeurs les plus élevées ont été observées dans les échantillons cuits aux micro-ondes, dans l'huile, au four et dans l'eau, avec des quantités respectives de $2,4 \pm 0,038$; $2,2 \pm 0,028$; $2,15 \pm 0,055$ et $2,05 \pm 0,1$ mg EQ/g MS. En revanche, les échantillons crus et ceux cuits à la braise et à la vapeur ont montré des concentrations relativement plus faibles, atteignant $1,88 \pm 0,036$; $1,89 \pm 0,029$ et $1,75 \pm 0,005$ mg EQ/g MS respectivement.

L'étude statistique a montré qu'il y a une différence significative des teneurs en flavonoïdes entre les différents échantillons ($P < 0,05$).

Des études réalisées sur d'autres légumes ont rapporté que la diminution des flavonoïdes pourrait être due à plusieurs facteurs comme la dégradation thermique (auto-oxydation), la diffusion et/ou la lixiviation (Ismail et al., 2004; Turkmen et al., 2005).

II.3.3. Dosage des Flavonols

Les flavonols appartiennent à la sous famille des flavonoïdes, dans lesquels le cycle C'est un hétérocycle saturé avec un groupe hydroxyle en position 4. Ils peuvent avoir un groupe OH ou OCH₃ en haut à trois positions dans le noyau B (Fraga et Oteiza, 2011).

Les résultats du dosage des flavonols sont présentés dans la **figure 22**.

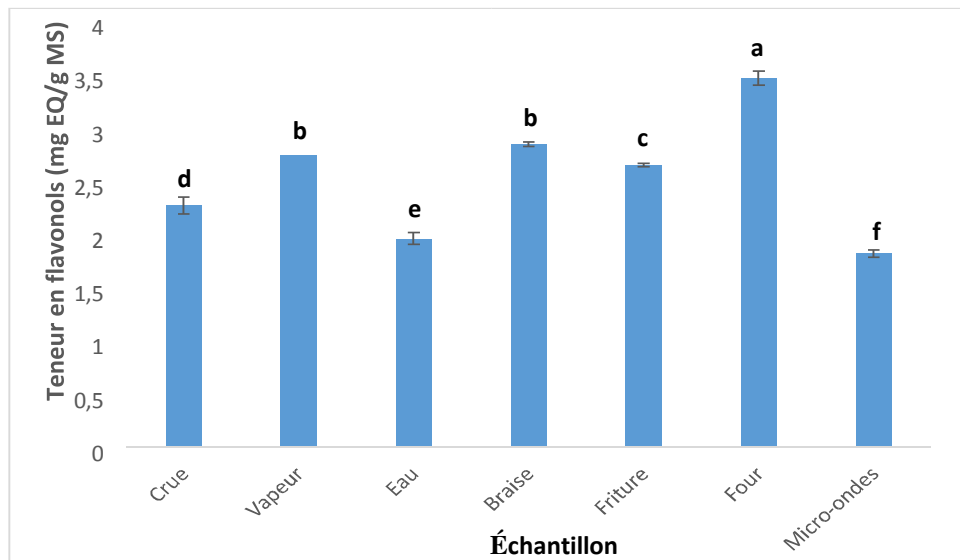


Figure 22 : Teneurs en flavonols des différents extraits de rutabaga. Les lettres a, b, c, d et e indiquent des différences significatives ($p < 0,05$).

Selon les résultats de cette étude, l'échantillon cuit au four présente la teneur la plus élevée en flavonols parmi les échantillons examinés ($3,6 \pm 0,24$ mg EQ/g MS), suivi des échantillons cuits à la vapeur, à la braïse, dans l'huile et cru, avec des valeurs comprises entre $2,21 \pm 0,17$ et $2,85 \pm 0,02$ mg EQ/g MS. Les teneurs les plus faibles en flavonols ont été observées pour les échantillons cuits aux micro-ondes ($1,82 \pm 0,035$ mg EQ/g MS) et dans l'eau ($1,96 \pm 0,057$ mg EQ/g MS).

L'étude statistique a montré qu'il y a une différence significative des teneurs en flavonols entre les différents échantillons ($P < 0,05$).

II.3.4. Dosage des tanins totaux

Les tanins totaux sont des molécules fortement hydroxylées et peuvent former des complexes insolubles lorsqu'ils sont associés aux glucides, aux protéines et aux enzymes

digestives, réduisant ainsi la digestibilité des aliments. Ils peuvent être liés à la cellulose et aux nombreux éléments minéraux (Alkurd et al., 2008).

Les résultats de dosage des tanins totaux sont présentés dans la **figure 23**.

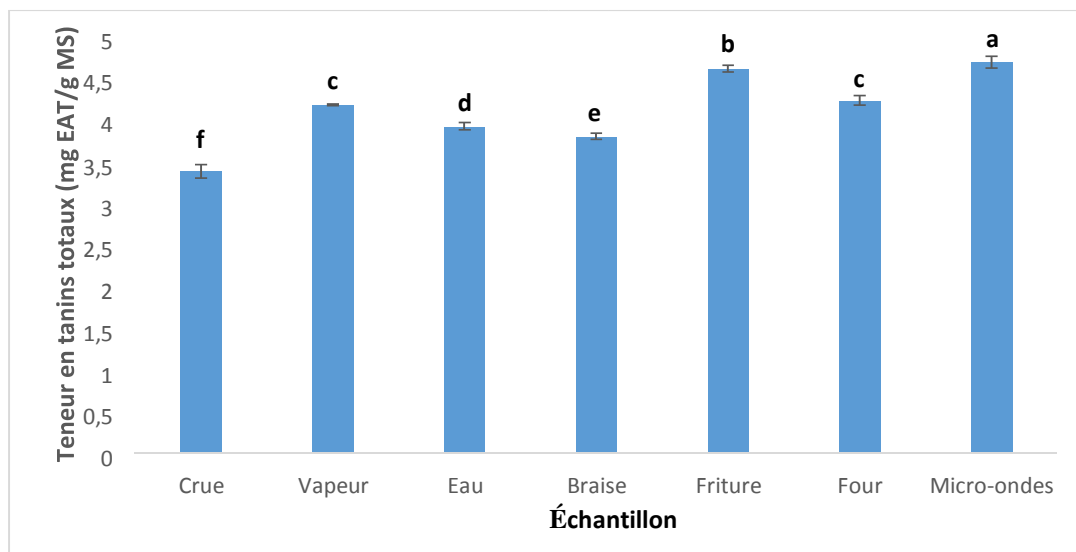


Figure 23 : Teneurs en tanins totaux des différents extraits de rutabaga. Les lettres a, b, c, d, e et f indiquent des différences significatives ($p < 0,05$).

Les résultats de la **figure 23** révèlent que l'échantillon cuit aux micro-ondes présente la plus grande teneur en tanins totaux, avec une quantité de $4,68 \pm 0,07$ mg EAT/g MS. Les échantillons cuits dans l'huile, au four, à la vapeur, dans l'eau et à la braise présentent respectivement des teneurs en tanins totaux de $4,6 \pm 0,04$; $4,22 \pm 0,056$; $4,17 \pm 0,01$; $3,91 \pm 0,04$ et $3,79 \pm 0,036$ mg EAT/g MS. En revanche, la plus faible concentration en tanins totaux a été observée dans l'échantillon de rutabaga cru, avec une valeur de $3,37 \pm 0,08$ mg EAT/g MS.

L'étude statistique a montré qu'il y a une différence significative des teneurs en tanins totaux entre les différents échantillons ($P < 0,05$).

II.3.5. Dosage des tanins condensés

Les tanins condensés sont également appelés proanthocyanidines. En effet, leur oxydation en milieu alcool-acide et à chaud entraîne la formation de pigments anthocyaniques tels que la cyanidine et la delphinidine. Ce type de molécules est doté de propriétés remarquables chez les plantes qui en sont pourvues (Merghem, 2009).

Les résultats du dosage des tanins condensés sont illustrés dans la **figure 24**.

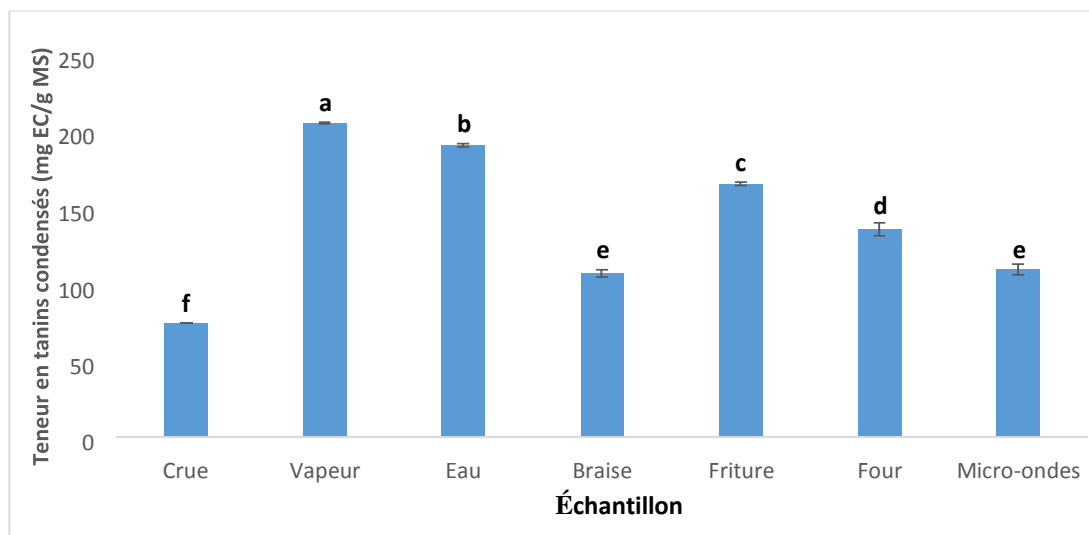


Figure 24 : Teneurs en tanins condensés des différents extraits de rutabaga. Les lettres a, b, c, d, e et f indiquent des différences significatives ($p < 0,05$).

La **figure 24** présente les concentrations des tanins condensés dans les échantillons de rutabaga soumis à divers traitements culinaires. Les résultats révèlent que les échantillons cuits à la vapeur ($205,11 \pm 0,6$ mg EC/g MS) et dans l'eau ($190,44 \pm 1,22$ mg EC/g MS) présentent les concentrations les plus élevées. Les autres échantillons ont montré des concentrations inférieures, variant entre $106,73 \pm 2,45$ et $165,42 \pm 1,22$ mg EC/g MS. L'échantillon de référence (cru) présente la concentration la plus basse en tanins condensés, soit $73,94 \pm 0,04$ mg EC/g MS.

L'étude statistique a montré qu'il y a une différence significative des teneurs en tanins condensés entre les différents échantillons ($P < 0,05$).

II.3.6. Dosage des anthocyanines

Les anthocyanines sont des pigments végétaux solubles dans l'eau dont la couleur dépend du pH et du nombre de OH non méthylé. Ces composés existent presque toujours sous forme O-glycoside (mono-, di-, tri-) et acylglycoside d'anthocyanidines (**Kumari et al., 2021**).

Les teneurs en anthocyanines dans les différents extraits sont présentés dans la **figure 25**.

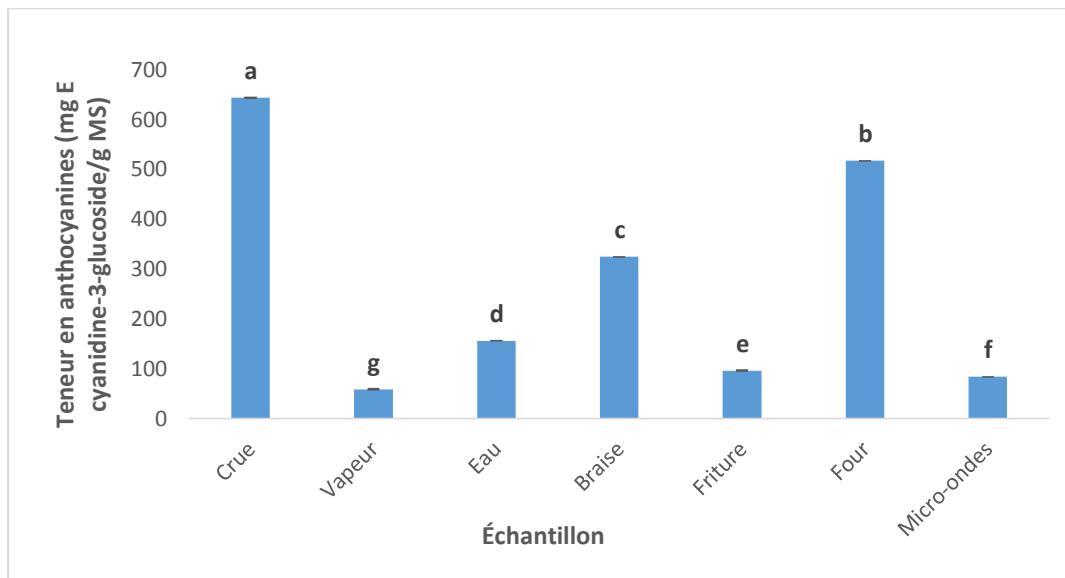


Figure 25 : Teneurs en anthocyanines des différents échantillons de rutabaga. Les lettres a, b, c, d, e, f et g indiquent des différences significatives ($p < 0,05$).

La **figure 25** met en évidence les variations des teneurs en anthocyanines d'un échantillon à un autre en fonction du mode de cuisson. L'échantillon de référence (cru) présente une teneur élevée de $643,5 \pm 0,5$ mg d'équivalent cyanidine-3-glucoside/g MS. Ensuite, vient l'échantillon de rutabaga cuit au four avec une teneur en anthocyanines de 517 ± 0 mg d'équivalent cyanidine-3-glucoside/g MS, suivi de celui cuit à la braise qui contient $324,5 \pm 0$ mg d'équivalent cyanidine-3-glucoside/g MS d'anthocyanines. L'échantillon cuit dans l'eau présente une teneur de $156,5 \pm 0$ mg d'équivalent cyanidine-3-glucoside/g MS. En revanche, les rutabagas cuits dans l'huile, aux micro-ondes et à la vapeur ont des teneurs plus faibles, respectivement $96,66 \pm 1,44$; 84 ± 0 et 59 ± 1 mg d'équivalent cyanidine-3-glucoside/g MS.

L'étude statistique a montré qu'il y a une différence significative des teneurs en anthocyanines entre les différents échantillons ($P < 0,05$).

II.3.7. Vitamine C

La **figure 26** illustre les teneurs en vitamine C des extraits de rutabaga exprimés en mg équivalent acide ascorbique par gramme de matière sèche (EAA/g MS).

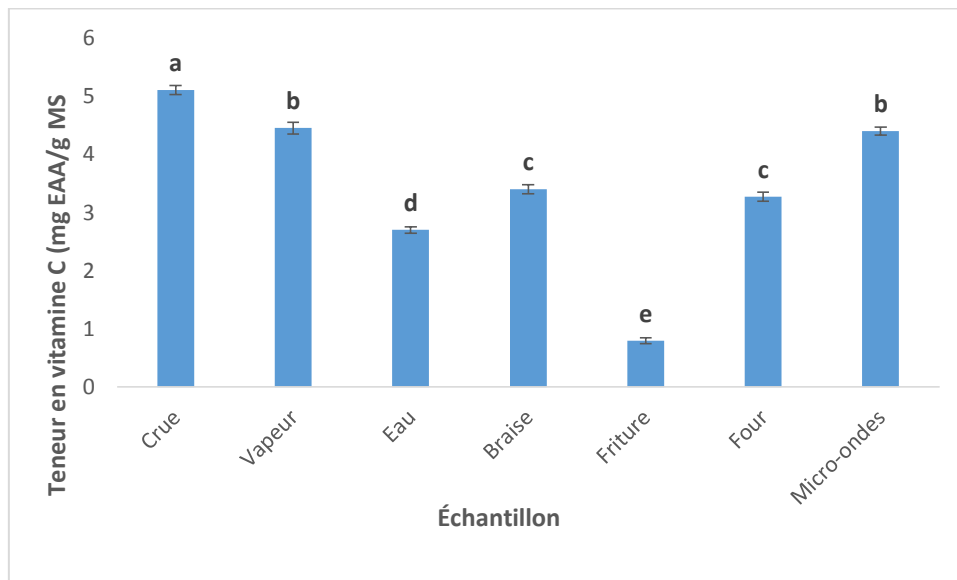


Figure 26 : Teneurs en vitamine C des différents échantillons de rutabaga. Les lettres a, b, c, d et e indiquent des différences significatives ($p < 0,05$).

D'après les résultats obtenus (**figure 26**), la teneur en vitamine C de l'échantillon de rutabaga diminue avec les différents traitements de cuisson. L'échantillon cru présente le taux de vitamine C le plus élevé, soit $5,1 \pm 0,08$ mg EAA/g MS. Ensuite, vient celui cuit à la vapeur qui contient une quantité de $4,45 \pm 0,1$ mg EAA/g MS, suivi par l'échantillon cuit aux micro-ondes avec $4,4 \pm 0,07$ mg EAA/g MS. Les rutabagas cuits à la braise, au four et dans l'eau présentent respectivement des teneurs de $3,4 \pm 0,08$; $3,27 \pm 0,076$ et $2,7 \pm 0,055$ mg EAA/g MS, qui sont toutes inférieures à celle de l'échantillon cru. La valeur la plus faible est obtenue avec l'échantillon de friture, qui contient une teneur en vitamine C de $0,8 \pm 0,05$ mg EAA/g MS.

L'étude statistique a montré qu'il y a une différence significative des teneurs en acide L-ascorbique entre les différents échantillons ($P < 0,05$).

Selon **Harris et al. (2021)**, le navet jaune contient une teneur en vitamine C de 0,33 à 0,44 mg/g. Ces valeurs sont inférieures à celles trouvées dans le présent travail, ce qui montre que la matrice du rutabaga étudiée est très riche en vitamine C.

La vitamine C subit une diminution significative lors de la cuisson, principalement en raison de la chaleur appliquée. Cependant, les méthodes de cuisson plus rapides telles que les micro-ondes entraînent moins de pertes en vitamine C en raison d'un chauffage plus efficace. Les pertes de vitamines lors de la cuisson varient en fonction de la manière dont les aliments sont traités, de la durée et de la température de cuisson, ainsi que de l'humidité ambiante (cuisson avec ou sans liquide) (Castillejo Montoya et al., 2017 ; Martínez-Hernández et al., 2013; Vallejo et al., 2002), ce qui s'accordent avec les résultats de la présente étude.

II.3.8. Dosage des caroténoïdes

Les caroténoïdes constituent une importante famille de pigments de nature terpénoïde, dont la couleur varie du jaune au rouge orangé (absorption de la lumière entre 400 et 550 nm) (Nicol et al., 2000).

Les résultats du dosage des caroténoïdes dans les extraits des différents échantillons de rutabagas sont présentés dans la **figure 27**.

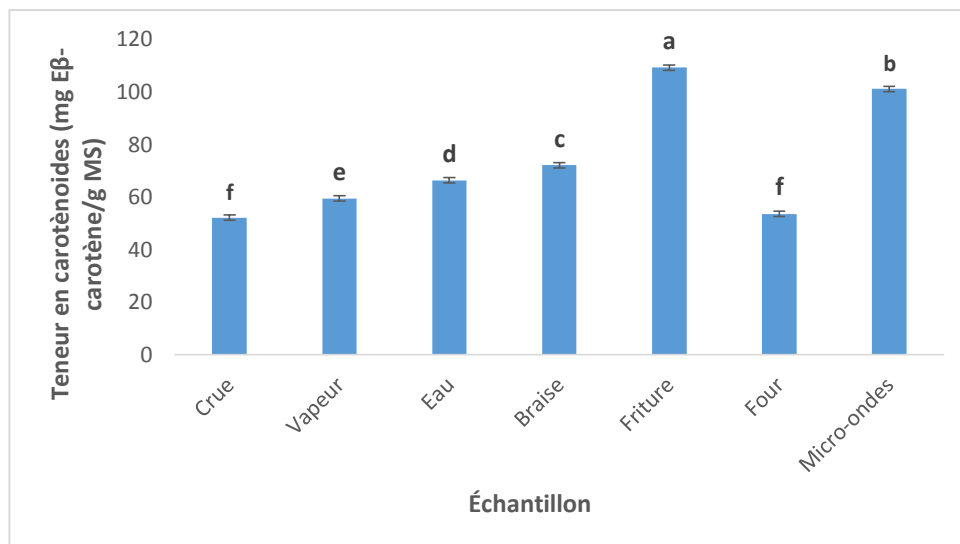


Figure 27 : Teneurs en caroténoïdes des différents échantillons de rutabaga. Les lettres a, b, c, d, e et f indiquent des différences significatives ($p < 0,05$).

Selon les résultats de la **figure 27**, nous remarquons une variation de la teneur en caroténoïdes en fonction des modes de cuisson. L'échantillon frit présente la valeur la plus élevée avec une teneur de $109,2 \pm 0,3$ mg Eβ-carotène/g MS, suivi par l'échantillon cuit aux micro-ondes, qui atteint $101 \pm 0,7$ mg Eβ-carotène/g MS. Les rutabagas cuits à la braise, dans l'eau, à la vapeur et au four présentent des teneurs en caroténoïdes comprises entre $53,5 \pm 0,7$

et $72,05 \pm 0,25$ mg E β carotène/g MS. Par contre, l'échantillon cru contient la plus faible quantité de caroténoïdes, soit $52,1 \pm 0,7$ mg E β -carotène/g MS.

L'étude statistique a montré qu'il y a une différence significative des teneurs en caroténoïdes entre les différents échantillons ($P < 0,05$).

La teneur en caroténoïdes des échantillons étudiés dans ce présent travail a été modifiée par la cuisson, avec une augmentation observée lors de la friture et de la cuisson aux micro-ondes, ainsi que les autres modes de cuisson en comparant avec l'échantillon cru. Selon la littérature, cette augmentation s'explique par la dégradation de la cellulose présente dans la paroi cellulaire végétale, ainsi que par une meilleure extractibilité des caroténoïdes à partir des matières végétales contenant ces composés, due à la dénaturation du complexe caroténoïdes-protéines lors du traitement culinaire (**Rodrigue et al., 2012**).

II.4. Évaluation de l'activité anti-oxydante

II.4.1. Test du pouvoir scavenger du radical DPPH'

Le piégeage du radical DPPH' est une méthode utilisée pour la détermination et l'évaluation de l'activité antioxydante. L'activité antiradicalaire des extraits de navet jaune pour les différents modes de cuisson est déterminée par une méthode basée sur la réduction du radical diphényl picryl-hydrazyl (DPPH') (**Popovici et al., 2010**). Le changement de couleur peut être suivi par spectrophotométrie à 517nm. Cette décoloration indique le potentiel de l'effet de piégeage de l'extrait (**Guimarães et al., 2010**).

Les données de l'activité anti-radicalaire des échantillons de rutabaga, qu'ils soient crus ou cuits selon différents modes de cuisson sont exprimés par les IC50 (concentration en extrait qui inhibe 50% du radical DPPH') et sont présentées dans la **figure 28**.

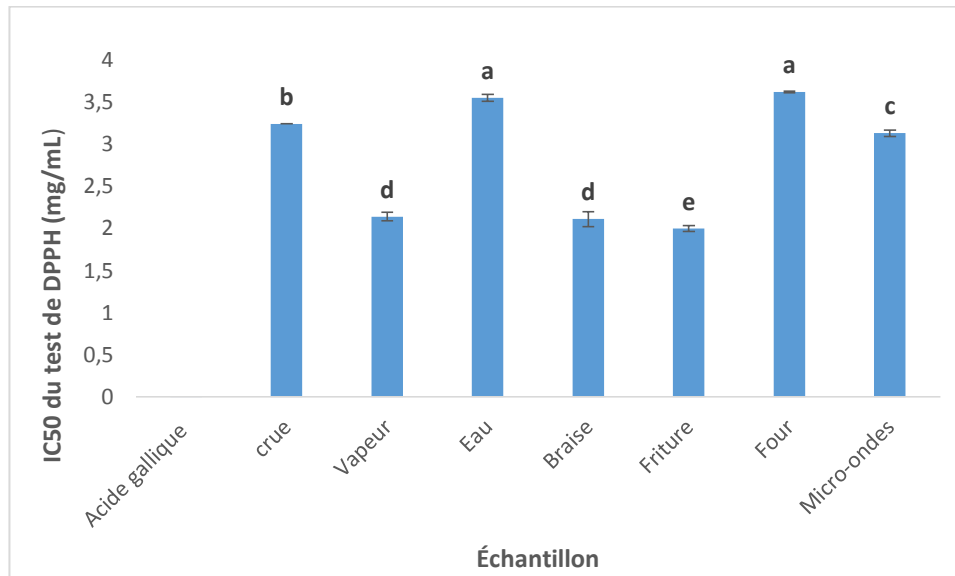


Figure 28 : Concentrations des extraits de rutabaga réductrices de 50% du radical DPPH[•]. Les lettres a, b, c, d et e indiquent des différences significatives ($p < 0,05$).

La **figure 28** montre que les extraits de rutabaga cru et cuits dans l'eau et au four présente les valeurs IC₅₀ les plus élevées qui sont respectivement de $3,24 \pm 0,06$; $3,56 \pm 0,09$ et $3,62 \pm 0,04$ mg/mL. Tandis que les extraits de rutabaga cuits aux micro-ondes, à la braise, à la vapeur et dans l'huile ont donnée des IC₅₀ de $3,12 \pm 0,1$; $2,11 \pm 0,03$; $2,14 \pm 0,04$ et $2,008 \pm 0,017$ mg/mL, respectivement.

L'extrait de rutabaga cuit au four présente la plus grande valeur d'IC₅₀, donc il possède la plus faible activité antioxydante. Par contre, l'extrait de rutabaga frit possède la plus petite valeur d'IC₅₀ donc la plus forte activité anti-oxydante. Quant au standard utilisé, l'acide gallique, son IC₅₀ est de $0,000165 \pm 7,07 \times 10^{-6}$ mg/mL, donc présente un très fort pouvoir de piégeage du radical DPPH[•].

II.4.2. Test du pouvoir réducteur au phosphomolybdate d'ammonium

Le test du pouvoir réducteur au phosphomolybdate d'ammonium s'exprime par la réduction de l'ion Mo⁶⁺ en ion Mo⁵⁺. Ce dernier se complexe avec le phosphate et aboutit à

une couleur verte dont l'intensité est proportionnelle à la concentration de l'extrait (Prasad et al., 2009).

Les résultats du test du pouvoir réducteur des extraits des différents échantillons de rutabaga, ainsi que celui du trolox sont exprimés en termes d'IC₅₀ et sont présentés dans la **figure 29**.

L'IC₅₀ représente la concentration de l'extrait ou du trolox qu'il faut pour réduire 50% des ions Mo⁶⁺ en Mo⁵⁺.

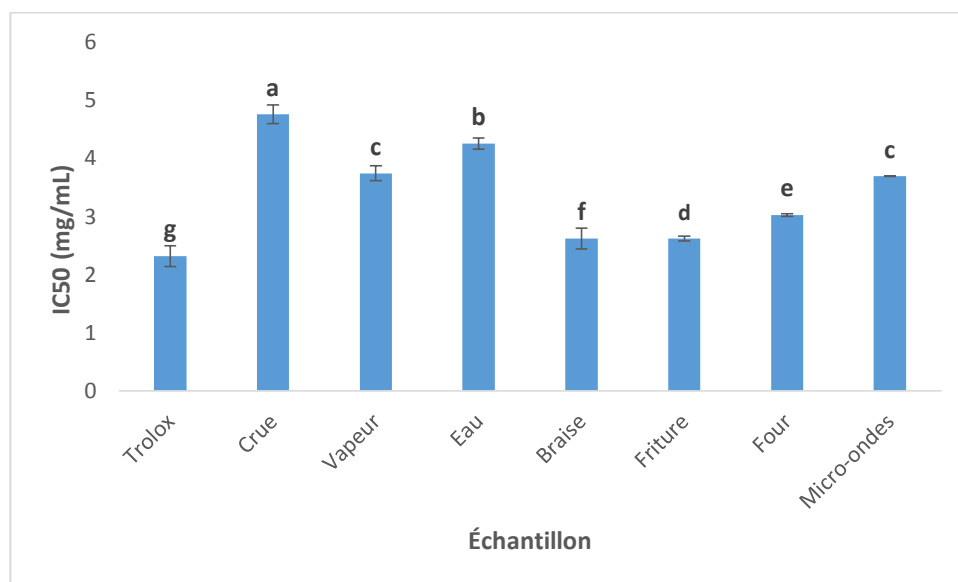


Figure 29 : Concentrations des extraits de rutabaga et trolox réductrices de 50% du phosphomolybdate d'ammonium. Les lettres a, b, c, d, e, f et g indiquent des différences significatives ($p < 0,05$).

La **figure 29** illustre les valeurs des IC₅₀ pour chaque extrait. Ces IC₅₀ varient entre 2,32 ± 0,18 et 4,75 ± 0,16 mg/mL. C'est l'extrait de rutabaga cru qui présente la IC₅₀ la plus élevée, alors que celui de rutabaga cuit à la braise donne la valeur la plus faible. Le trolox, utilisé comme standard, a donné la IC₅₀ la plus faible (2,32 ± 0,18 mg/mL), donc représente le pouvoir réducteur le plus élevé.

Nous constatons que l'extrait de rutabaga cuit à la braise possède un pouvoir réducteur plus élevé par rapport aux autres extraits issus des autres modes de cuisson. Nous avons constaté également que l'échantillon cru possède le pouvoir réducteur le plus faible.

Ce présent travail a été focalisé sur l'évaluation de l'effet des différents modes de cuisson (à la vapeur, aux micro-ondes, dans l'eau, à la braise, au four et dans l'huile) sur le contenu métabolique et l'activité antioxydante du navet jaune ou rutabaga récolté au niveau de la région de Kherrata.

Des analyses physico-chimiques (humidité, taux de cendres, sucres totaux et protéines), fonctionnelles (gonflement et solubilité) et des analyses phytochimiques (polyphénols totaux, flavonoïdes, flavonols, tanins totaux et condensés, des anthocyanines, caroténoïdes, vitamine C, test scavenger du radical DPPH^{*} et le test du pouvoir réducteur au molybdate d'ammonium) sont réalisées sur des rutabagas crus et cuits par différents modes de cuisson.

Les résultats de cette étude montrent que le taux d'extraction augmente par la cuisson à la vapeur. Les analyses quantitatives des sucres totaux, des protéines, de la vitamine C et des anthocyanines sont affectés par les différents modes de cuisson. Tandis que les teneurs en polyphénols totaux, flavonoïdes, flavonols, tanins totaux, tanins condensés et caroténoïdes sont augmentées pendant la cuisson par certains modes. Quant à l'évaluation de l'activité antioxydante, c'est l'extrait de rutabaga cuit à la braise qui a donné l'activité antioxydante la plus élevée pour les deux tests utilisés (test de piégeage du radical DPPH^{*} et le pouvoir réducteur au phosphomolybdate d'ammonium).

Afin d'approfondir l'étude et compléter le travail, il est souhaitable de faire :

- L'étude des autres modes de cuisson tels que la cuisson sous pression ;
- Utiliser d'autres tests antioxydants ;
- Caractérisation des différents extraits par LC-MS, UPLC et la RMN.

Références bibliographiques

A

Agrihortico (2019). Radish, Rutabaga and Turnip: Popular Brassica Root Vegetables, AGRIHORTICO: 24

B

Bejerholm, C., M. A. Tørngren, et al. (2014). Cooking of Meat. Encyclopedia of Meat Sciences. Elsevier: 370-376.

Blois, M. S. (1958). "Antioxidant determinations by the use of a stable free radical." Nature **181**: 1199-1200.

Boizot, N. and J.-P. J.-P. Charpentier (2006). "Méthode rapide d'évaluation du contenu en composés phénoliques des organes d'un arbre forestier." Cahier des Techniques de l'INRA: 79-82.

Bougatef, A., M. Hajji, et al. (2009). "Antioxidant and free radical-scavenging activities of smooth hound (*Mustelus mustelus*) muscle protein hydrolysates obtained by gastrointestinal proteases." Food chemistry **114**(4): 1198-1205.

Butt, M. S., M. T. Sultan, et al. (2018). Selected other vegetables: Okra, eggplant, turnip, asian radish, bitter gourd, and kohlrabi. Handbook of vegetables and vegetable processing. M. Siddiq and M. A. Uebersax: 863-887.

Boumendjel, M., M. Houhamdi, et al. (2012). "Effet des traitements thermiques d'appertisation sur la qualité biochimique, nutritionnelle et technologique du simple, double et triple concentré de tomate." Sciences & Technologie. C, Biotechnologies: 51-59.

Bradford, M. M. (1976). "A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding." Analytical biochemistry **72**(1-2): 248-254.

Buchanan, R. (2017). *The Six Pillars of Holistic Nutrition*. BookBaby, **3**: 328.

URL : <https://books.google.dz/books?id=q-WoEAAAQBAJ>

Buratti, S., C. Cappa, et al. (2020). "Influence of cooking conditions on nutritional properties and sensory characteristics interpreted by e-senses: Case-study on selected vegetables." Foods **9**(5): 607.

C

Castillejo Montoya, N., G. B. Martínez-Hernández, et al. (2017). "Microwave heating modelling of a green smoothie: Effects on glucoraphanin, sulforaphane and S-methyl cysteine sulfoxide changes during storage".

Chakraborty, S. and K. K. Dash (2023). "A comprehensive review on heat and mass transfer simulation and measurement module during the baking process." Applied Food Research **3**(1):100270 <https://doi.org/10.1016/j.afres.2023.100270>

Crozier, A., M. E. Lean, et al. (1997). "Quantitative analysis of the flavonoid content of commercial tomatoes, onions, lettuce, and celery." Journal of agricultural and food chemistry **45**(3): 590-595.

Ciju, R. J. (2021). Roots as Vegetables: Growing Practices and Food Uses, AGRIHORTICO: 102. [URL:https://books.google.dz/books?id=poEkEAAAQBAJ](https://books.google.dz/books?id=poEkEAAAQBAJ)

Cuq L. et Guilbert S, (1992). Cuisson et conservation des aliments, dans *Alimentation et nutrition humaines*, Dupin H., Cuq J.L., Malewiak M.I., Leynaud-Rouaud C. et Berthier A.M., ESF, Paris, 1182-1134.

D

Dubois, M., K. A. Gilles, et al. (1956). "Colorimetric Method for Determination of Sugars and Related Substances." Analytical Chemistry **28**(3): 350–356.

F

Fabbri, A. D. and G. A. Crosby (2016). "A review of the impact of preparation and cooking on the nutritional quality of vegetables and legumes." International Journal of Gastronomy and Food Science **3**: 2-11.

Fahey, J. W. (2015). Brassica: characteristics and properties. Encyclopedia of food and health, Elsevier Inc.: 469-477.

G

Giusti, M. M. and R. E. Wrolstad (2001). "Characterization and measurement of anthocyanins by UV-visible spectroscopy." Current protocols in food analytical chemistry(1): F1. 2.1-F1. 2.13.

Grubben, G. J. H. (2004). Fondation PROTA: 736.

H

H. Wu, T. G., Karayiannis, et al. (2013). "A two-dimensional frying model for the investigation and optimisation of continuous industrial frying systems." Applied Thermal Engineering **51**(1-2): 926-936.

Haddadi-Guemghar, H., N. Janel, et al. (2014). "Optimisation of microwave-assisted extraction of prune (*P runus domestica*) antioxidants by response surface methodology." International Journal of Food Science & Technology **49**(10): 2158-2166.

Hagerman, A. E. and L. G. Butler (1978). "Protein precipitation method for the quantitative determination of tannins." Journal of Agricultural and Food chemistry **26**(4): 809-812.

Harris, B. J., E. Sankowski, et al. (2021). Cultural Heritage-Land centered Societal Development. S. I. Publishing: 390.

Hughes, D. E. (1983). "Titrimetric determination of ascorbic acid with 2, 6-dichlorophenol indophenol in commercial liquid diets." Journal of pharmaceutical sciences **72**(2): 126-129

Hutchings, J. B. (2011). Food colour and appearance, Springer Science & Business Media: 1-29.

Hunter, K. J. and J. M. Fletcher (2002). "The antioxidant activity and composition of fresh, frozen, jarred and canned vegetables." Innovative Food Science & Emerging Technologies **3**(4): 399-406.

J

Jeffery, E., A. Brown, et al. (2003). "Variation in content of bioactive components in broccoli." Journal of food composition and analysis **16**(3): 323-330.

Jiao, Q., B. Lin, et al. (2022). "Effets du chauffage par radiofréquence combiné avec la cuisson au four sur la qualité du produit de patate douce." Contrôle des aliments **139**.

Julkunen-Tiitto, R. (1985). "Phenolic constituents in the leaves of northern willows: methods for the analysis of certain phenolics." Journal of agricultural and food chemistry **33**(2): 213-217.

K

Kadam, S., B. Tiwari, et al. (2015). "Improved thermal processing for food texture modification." Modifying food texture: 115-131.

Kähkönen, M. P., A. I. Hopia, et al. (1999). "Antioxidant Activity of Plant Extracts Containing Phenolic Compounds." Journal of Agricultural and Food Chemistry **47**(10): 3954-3962.

Kapusta-Duch, J., A. Florkiewicz, et al. (2021). "Directions of changes in the content of selected macro-and micronutrients of kale, rutabaga, green and purple cauliflower due to hydrothermal treatment." Applied Sciences **11**(8): 3452.

Karimi, S., M. Wawire, et al. (2017). "Impact of frying practices and frying conditions on the quality and safety of frying oils used by street vendors and restaurants in Nairobi, Kenya." Journal of Food Composition and Analysis **62**: 239-244.

Kumaran, A. and R. J. Karunakaran (2007). "In vitro antioxidant activities of methanol extracts of five *Phyllanthus* species from India." LWT-Food Science and Technology **40**(2): 344-352.

L

Lafarga, T., G. Bobo, et al. (2018). "Steaming and sous-vide: Effects on antioxidant activity, vitamin C, and total phenolic content of Brassica vegetables." International Journal of Gastronomy and Food Science **13**: 134-139.

Lamaison, J. and A. Carnat (1990). "Teneur en principaux flavonoïdes des fleurs et des feuilles des *Crataegus monogyna* Jacq. et de *Crataegus laevigata* (Poiret) DC.(Rosaceae)." Pharmaceutica Acta Helvetica **65**: 315-320.

Lemmens, R. (2020). *Vegetables Pests Organic Control*. B.-B. o. Demand. Frankreich: 452.

Lim, T. K. (2014). *Edible Medicinal and Non Medicinal Plants*. S. Netherlands. **9, Modified Stems, Roots, Bulbs**: 1036.

Lim, T. K. (2014). Edible Medicinal and Non Medicinal Plants. Modified Stems, Roots, Bulbs, Springer Netherlands. **9**: 476.

M

Machiels, D., & Istasse, L. (2002). La réaction de Maillard: importance et applications en chimie des aliments. *Ann. Méd. Vét*, 146, 347-352.

Marcus, J. B. (2019). Flavor Enhancement Techniques. Aging, Nutrition and Taste. J. B. Marcus, Academic Press: 207-247.

Martínez-Hernández, G. B., F. Artés-Hernández, et al. (2013). "Innovative cooking techniques for improving the overall quality of a kailan-hybrid broccoli." Food and Bioprocess Technology **6**: 2135-2149.

Martínez, S., J. Armesto, et al. (2020). "Impact of processing and storage on the nutritional and sensory properties and bioactive components of Brassica spp. A review." Food chemistry **313**: 126065.

Mau, J.-L., S.-Y. Tsai, et al. (2005). "Antioxidant properties of methanolic extracts from Ganoderma tsugae." Food chemistry **93**(4): 641-649.

Mehmood, A. and A. Zeb (2020). "Effects of different cooking techniques on bioactive contents of leafy vegetables." International Journal of Gastronomy and Food Science **22**:100246.

Molyneux, P. (2004). "The use of the stable free radical diphenylpicrylhydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant activity." Songklanakarín J. sci. technol **26**(2): 211-219.

Monneret, C. (2016). "Acrylamide alimentaire et cancer." l'actualité chimique(411): 1-3

Morgan, D. (2012). Rootss. The Definitive Compendium with More Than 225 Recipes. C. Books: 431 [URL:https://books.google.dz/books?id=EvaYfje1TCIC](https://books.google.dz/books?id=EvaYfje1TCIC).

Naczka, M. and F. Shahidi (2006). "Phenolics in cereals, fruits and vegetables: Occurrence, extraction and analysis." Journal of pharmaceutical and biomedical analysis **41**(5): 1523-1542.

O

Oetjen, G.-W. (2008). Freeze-Drying, Wiley: 285.

Ong, P. K. and S. Q. Liu (2018). "Flavor and sensory characteristics of vegetables." Handbook of vegetables and vegetable processing, éd 2: 135-156.

P

Palermo, M., N. Pellegrini, et al. (2014). "The effect of cooking on the phytochemical content of vegetables." Journal of the Science of Food and Agriculture **94**(6): 1057-1070.

Pawel Pasko, K. B.-S., 2 Joanna Gdula-Argasinska,3 and Malgorzata Tyszka-Czochara3 (2013). "Rutabaga (*Brassica napus* L. var. *napobrassica*) Seeds, Roots, and Sprouts: A Novel Kind of Food with Antioxidant Properties and Proapoptotic Potential in Hep G2 Hepatoma Cell Line." JOURNAL OF MEDICINAL FOOD **16**(8): 749-759.

Popovici, C., I. Saykova, et al. (2009). "Evaluation de l'activité antioxydant des composés phénoliques par la réactivité avec le radical libre DPPH." Revue de génie industriel **4**(8).

Pouyat-Leclère, J. and I. Birlouez-Aragon (2005). Cuisson et santé. La cuisson, c'est capital pour la santé, Alpen éd 94 :14-25

R

Ribereau-Gayon (1968). Les composés phénoliques des végétaux. E. Dunod. Paris: 153.

Richard, H., P. Giampaoli, et al. (2010). "Flaveurs et procédés de cuisson." École nationale supérieure des industries agricoles et alimentaires (ENSIA).

Rocca-Poliméni, R. (2007). Contribution à la compréhension de la cuisson domestique sous pression de vapeur. Etude expérimentale et modélisation des transferts, de l'évolution de la texture des légumes et du fonctionnement d'un autocuiseur, AgroParisTech.

Rodrigues, E., L. R. Mariutti, et al. (2012). "Development of a novel micro-assay for evaluation of peroxy radical scavenger capacity: Application to carotenoids and structure–activity relationship." Food chemistry **135**(3): 2103-2111.

S

Silici, S., O. Sagdic, et al. (2010). "Total phenolic content, antiradical, antioxidant and antimicrobial activities of *Rhododendron honeys*." Food chemistry **121**(1): 238-243.

Soares, A. A., C. G. M. d. Souza, et al. (2009). "Antioxidant activity and total phenolic content of *Agaricus brasiliensis* (*Agaricus blazei* Murril) in two stages of maturity." Food Chemistry **112**(4): 775-781.

Sobral, M. M. C., S. C. Cunha, et al. (2018). "Domestic Cooking of Muscle Foods: Impact on Composition of Nutrients and Contaminants." journal of food science **17**(2): 309-333.

Stefanucci, A., G. Zengin, et al. (2020). "Chemical characterization, antioxidant properties and enzyme inhibition of Rutabaga root's pulp and peel (*Brassica napus* L.)." Arabian Journal of Chemistry **13**(9): 7078-7086.

Sultana, B., F. Anwar, et al. (2008). "Effect of different cooking methods on the antioxidant activity of some vegetables from Pakistan." International journal of food science & technology **43**(3): 560-567.

T

Tornberg, E. (2005). "Effects of heat on meat proteins—Implications on structure and quality of meat products." Meat science **70**(3): 493-508.

U

USDA (2012). United state department of agriculture.

V

Vallejo, F., F. Tomás-Barberán, et al. (2002). "Glucosinolates and vitamin C content in edible parts of broccoli florets after domestic cooking." European food research and technology **215**: 310-316. Cartea, M. E., M. Francisco, et al. (2010). "Phenolic compounds in Brassica vegetables." Molecules **16**(1): 251-280.

Van Boekel, M., V. Fogliano, et al. (2010). "A review on the beneficial aspects of food processing." Molecular nutrition & food research **54**(9): 1215-1247.

W

Wang, N., D. Hatcher, et al. (2009). "Influence of cooking and dehulling on nutritional composition of several varieties of lentils (*Lens culinaris*)." LWT-Food Science and Technology **42**(4): 842-848.

Wilfred, V. and N. Ralph (2006). "Phenolic compound biochemistry Ed Springer." USA. 24p.

X

Xiao, Y., H. Liu, et al. (2022). "Impact of different cooking methods on the chemical profile of high-oleic acid peanut seeds." Food Chemistry **379**: 131970.

Xu, Y., Y. Chen, et al. (2016). "Effect of Steam Cooking on Textural Properties and Taste Compounds of Shrimp (*Metapenaeus ensis*)." Food Science and Technology Research **22**(1): 75-81.

Xu, Y., Y. Chen, et al. (2016). "Application of simultaneous combination of microwave and steam cooking to improve nutritional quality of cooked purple sweet potatoes and saving time." Inovative Food Sciene and Emerging Technologies **36**: 303-310.

Z

Zor, M., M. Sengul, et al. (2022). "Changes caused by different cooking methods in some physicochemical properties, antioxidant activity, and mineral composition of various vegetables." Journal of Food Processing and Preservation **46**(11): e16960.

Sayeche, R. (2019). "Le navet jaune : plantation revit en hiver.". EnnaharTV.

Annexe 01

Courbes d'étalonnage des analyses physico-chimiques

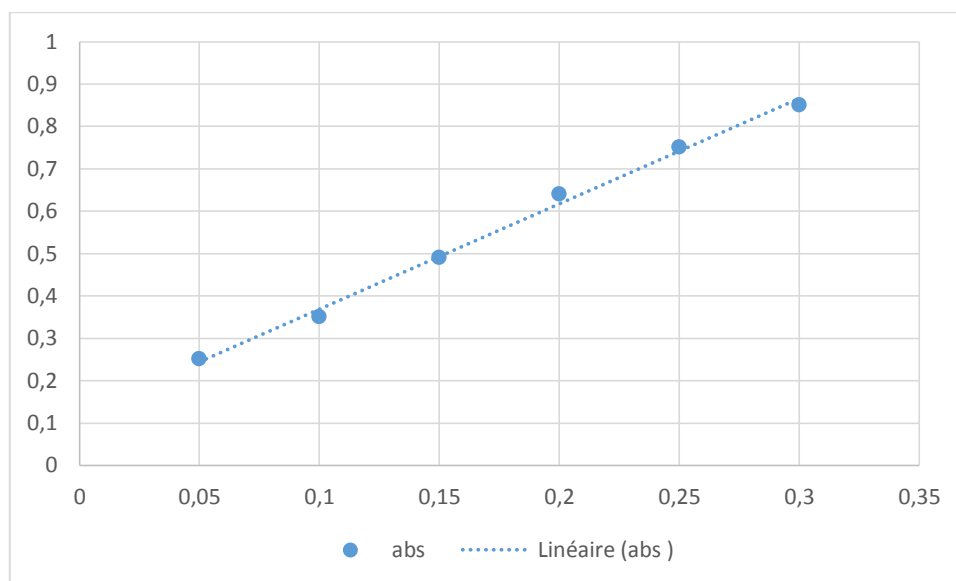


Figure n°1 : Courbe d'étalonnage des sucres totaux réalisée avec le D-glucose.

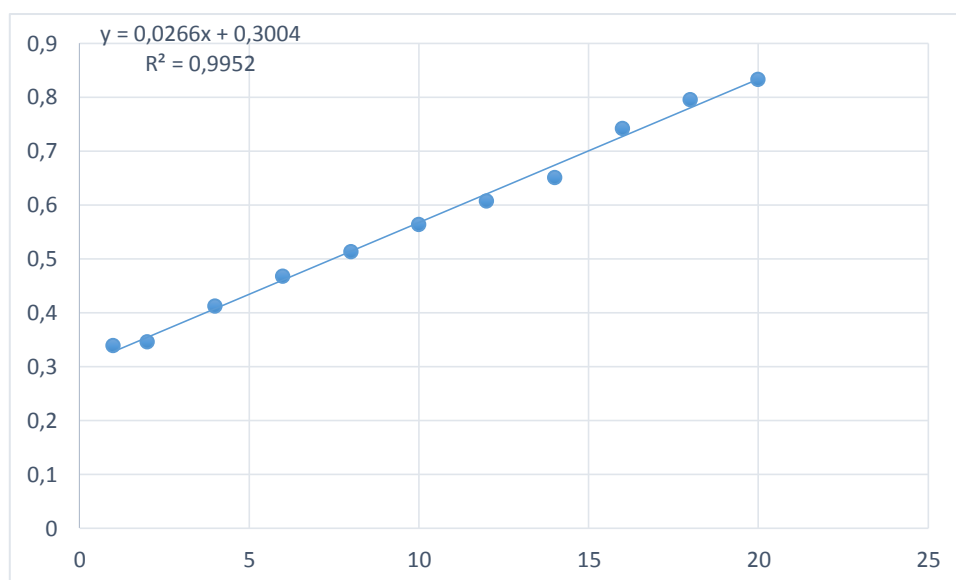


Figure n°2 : Courbe d'étalonnage des protéines réalisée avec la BSA.

Annexe 02

Courbes d'étalonnage des analyses phyto-chimiques

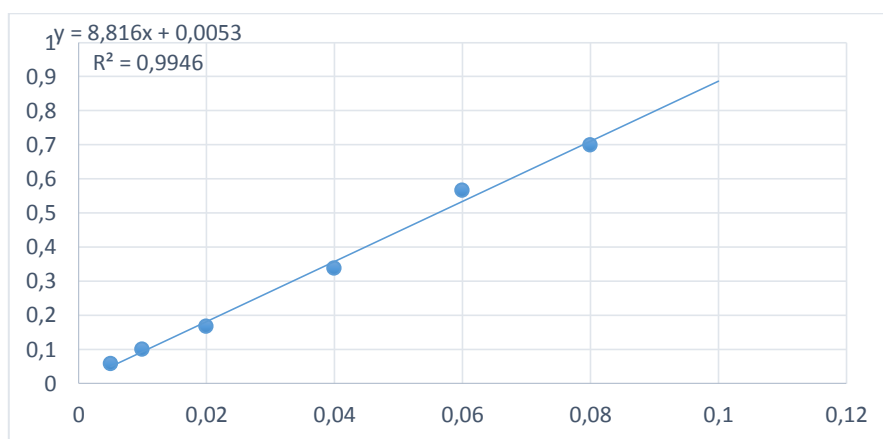


Figure n°3 : Courbe d'étalonnage des polyphénols totaux réalisée avec l'acide gallique.

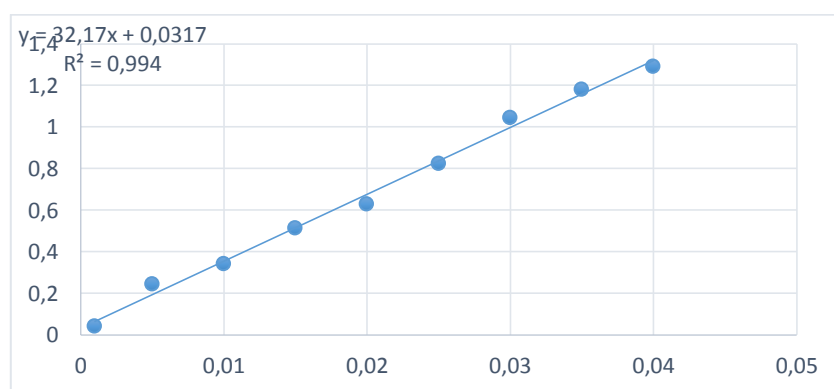


Figure n°4 : Courbe d'étalonnage des flavonoïdes réalisée avec la quercétine.

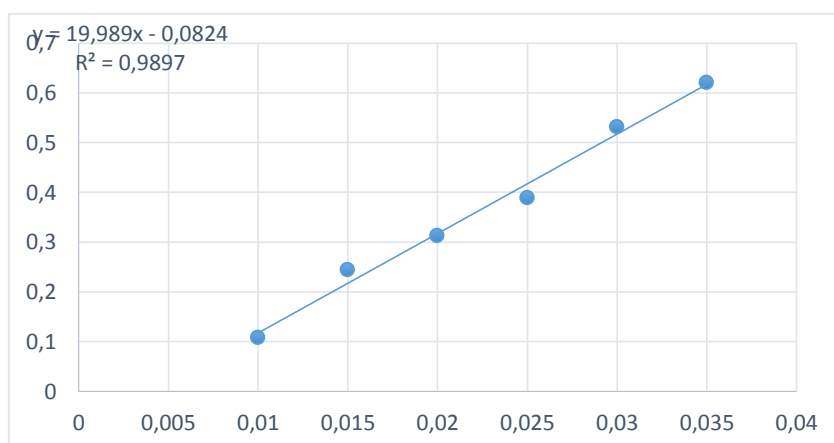


Figure n°5 : Courbe d'étalonnage des flavonols réalisée avec la quercétine.

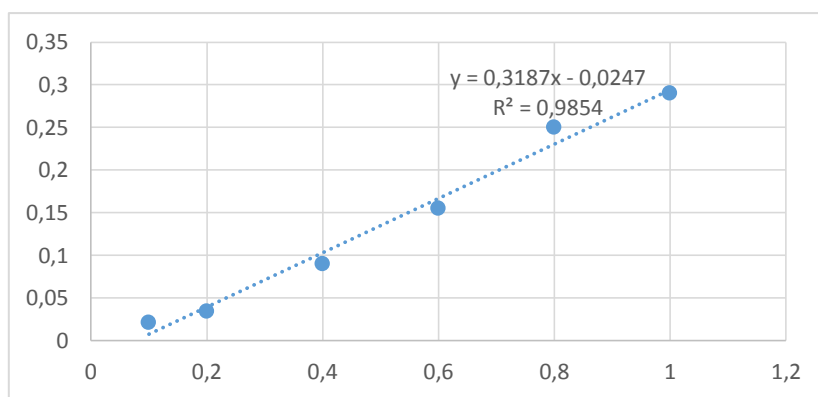


Figure n°6 : Courbe d'étalonnage des tanins condensés réalisée avec la catéchine.

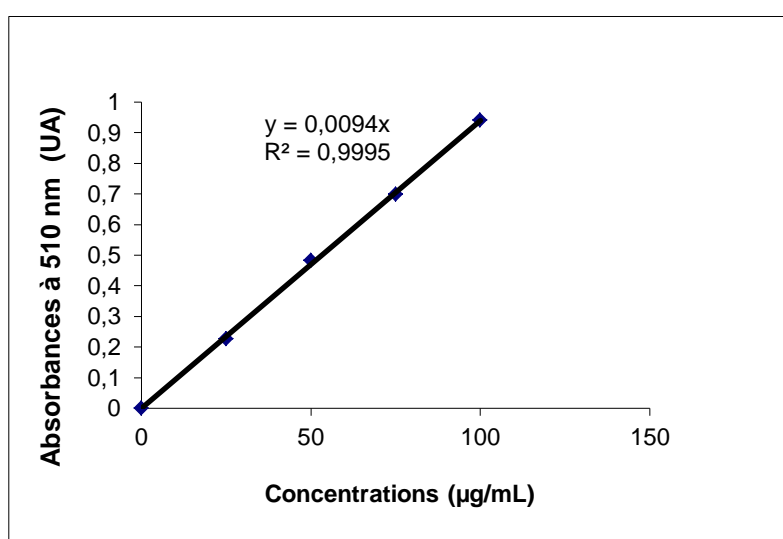


Figure n°7 : Courbe d'étalonnage des tanins totaux réalisée avec l'acide tannique.

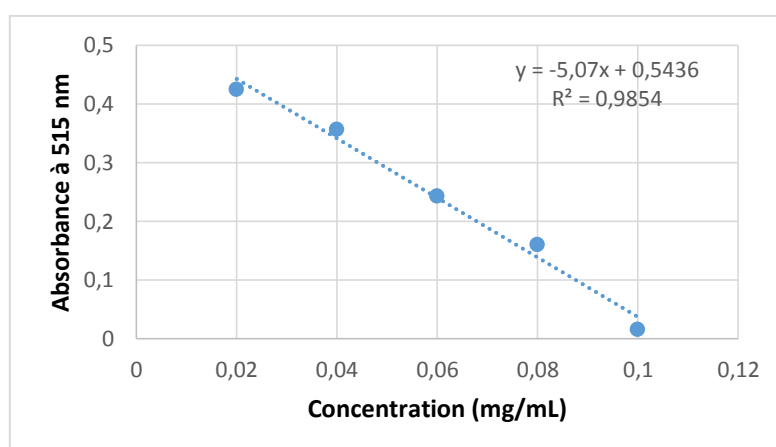


Figure n°8 : Courbe d'étalonnage de la vitamine C réalisée avec l'acide ascorbique.

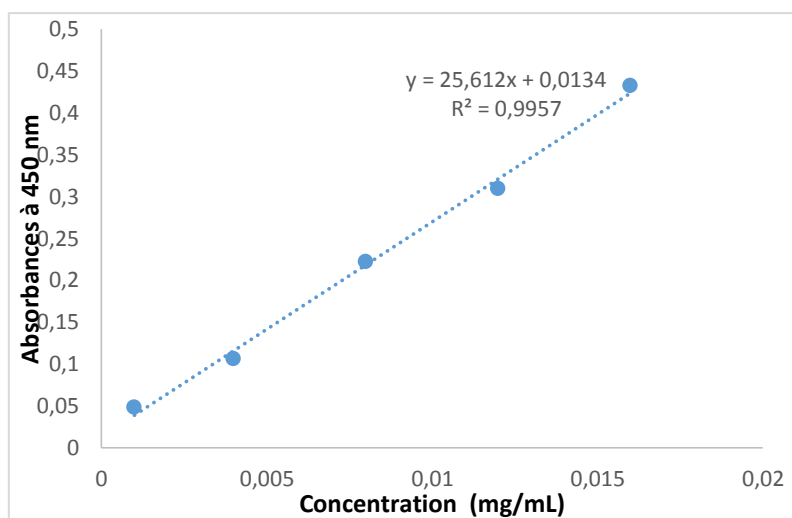


Figure n°9 : Courbe d'étalonnage du dosage des caroténoïdes réalisés avec le β -carotène.

Annexe 03

Courbes correspondantes à l'évaluation antioxydante

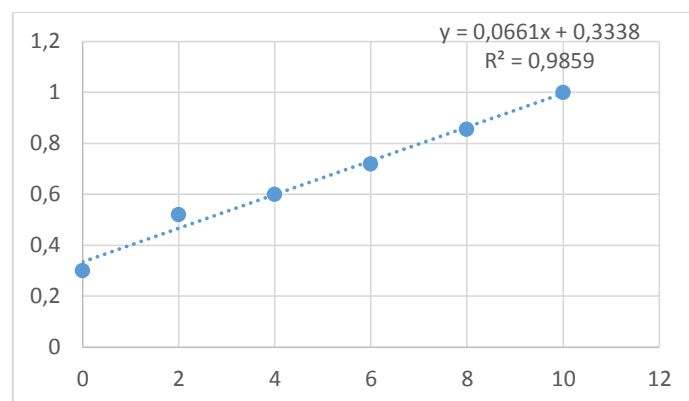


Figure n°10 : Courbe d'étalonnage du pouvoir réducteurs au phosphomolybdate d'ammonium réalisée avec le trolox.

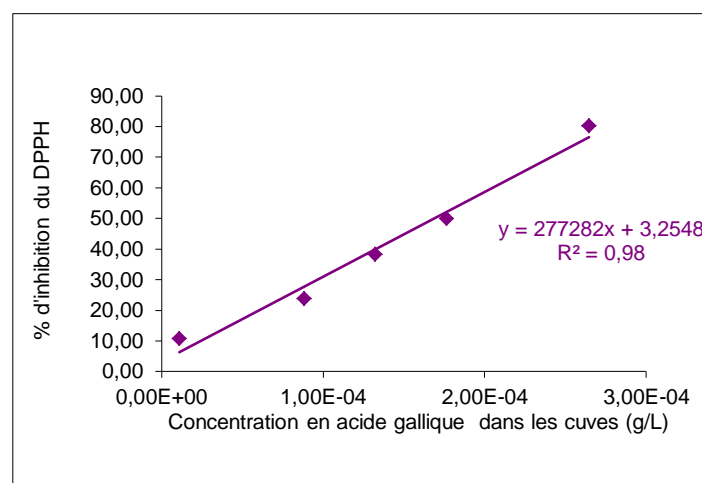


Figure n°11 : Courbe du % d'inhibition du DPPH pour l'acide gallique.

Résumé

Six méthodes de cuisson ont été utilisées dans cette étude afin de comparer l'effet de différents modes de cuisson sur le contenu métabolique et l'activité antioxydante d'un légume racine « Navet jaune » ou « Brassica Napus var Napobrassica ». Des analyses physico-chimiques notamment le test d'humidité, le taux de gonflement, le taux des cendres, teneurs en sucre totaux et protéines et des analyses phyto-chimiques telles que le dosage des polyphénols totaux, les flavonoïdes, les caroténoïdes, les tanins ainsi que les anthocyanes. L'activité antioxydante a été évaluée par deux tests : le test scavenger du radical DPPH* et le test du pouvoir réducteur au phosphomolybdate d'ammonium. D'après l'étude nous avons constaté que l'effet de la cuisson varie selon le mode de cuisson (humide ou sec), la teneur en humidité augmente par l'ébullition ($91.26 \pm 1.3\%$), le taux des cendres varie entre 0.36 ± 0.01 et $0.95 \pm 0.05\%$, le taux de gonflement est maximal par l'ébullition ($20.83 \pm 0.11\%$), la teneur la plus importante en sucre totaux et en protéines a été enregistrée dans les échantillons crus (127.8 ± 1.5 mg ED-G/g MS et 573.35 ± 0.55 mg EBSA/g MS respectivement), la teneur en polyphénols totaux est élevée dans l'échantillon cuit aux micro-ondes tandis que la teneur en flavonoïdes est élevée dans l'échantillon grillé. La Teneur en tanins totaux a été augmentée par la cuisson aux micro-ondes et à la friture. En revanche, la teneur en tanins condensés a été augmentée par la cuisson à la vapeur. La cuisson dans l'huile et aux micro-ondes ont donné la meilleure concentration en caroténoïdes (109 ± 0.3 et 101 ± 0.7 mg E β -carotène/g MS respectivement), tandis que la teneur en anthocyanines a été enregistrée dans l'échantillon cru. Les résultats montrent également que c'est l'échantillon cuit à la braise qui présente le pouvoir réducteur au phosphomolybdate d'ammonium le plus important contrairement pour le test scavenger au radical DPPH*, pour lequel l'échantillon frit a donné la meilleure activité.

Mots-clés : Rutabaga ; Activité antioxydante ; Modes de cuisson ; Composés phyto-chimiques.

Abstract

Six cooking methods were used in this study to compare the effect of different temperatures and cooking methods on the metabolic content and antioxidant activity of a root vegetable "Yellow Turnip" or "Brassica Napus var Napobrassica". Physico-chemical analyses were carried out, including moisture content, swelling rate, ash content, total sugar and protein content, and phytochemical analyses such as the determination of total polyphenols, flavonoids, carotenoids, tannins and anthocyanins. Antioxidant activity was assessed by two tests: the DPPH* radical scavenger test, the ammonium phosphomolybdate test and the vitamin C test. From the study we found that the effect of cooking varies according to temperature, cooking mode (wet or dry), moisture content increases with boiling ($91.26 \pm 1.3\%$), ash content varies between (0.36 ± 0.01 and $0.95 \pm 0.05\%$), swelling rate is maximal with boiling ($20.83 \pm 0.11\%$), the highest total sugar and protein content was recorded in the raw samples (127.8 ± 1.5 and 573.35 ± 0.55 mg/g MS), total polyphenol content increased in the microwave sample, while flavonoid content increased in the roasted sample. Total tannin content was increased by microwaving and frying, while condensed tannin content was increased by steaming. Frying and microwaving gave the highest carotenoid concentration (109 ± 0.3 and 101 ± 0.7 mg/g DM), while anthocyanins content was recorded in the raw sample. The results also show that the ember extract had the highest ammonium phosphomolybdate reducing power, in contrast to the reducing power of the DPPH* radical scavenger test, for which the fried sample gave the best reducing power. For the antioxidant activity of vitamin C, the percentage of DCPIP inhibition recorded in the raw sample was 43.11%.

Keywords: Rutabaga; Antioxidant activity; Cooking methods; Phyto-chemical compounds.

