



الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي والبحث العلمي

Ministère de l'Enseignement Supérieur et de la Recherche Scientifique

جامعة محمد البشير الإبراهيمي برج بوعريريج
Université Mohammed El Bachir El Ibrahimy B.B.A

كلية علوم الطبيعة والحياة وعلوم الأرض والكون

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie et des Sciences de la Terre et de l'Univers

قسم العلوم البيولوجية

Département des Sciences Biologiques



Mémoire

En vue de l'obtention du diplôme de Master

Domaine des Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences Biologiques

Spécialité : Biochimie

Intitulé :

Screening phytochimique et évaluation de l'activité
antienzymatique des extraits de *Corchorus olitorius* L.

Présenté par:

BENAISSA Manel & HARICHE Abla

Soutenu le 12 / 06/ 2024, Devant le Jury :

Président :	M. BELLIK Yuva	Pr.	Université de Bordj Bou Arreridj
Encadrant :	Mme. FATMI Widad	MCA	Université de Bordj Bou Arreridj
Examineur :	Mme. DEHIRI Mounira	MCA	Université de Bordj Bou Arreridj

Année Universitaire 2023/2024

REMERCIEMENTS

Mes plus sincères remerciements s'adressent à Vous, mon Dieu, le plus puissant et miséricordieux, pour m'avoir donné la force, le courage et la patience nécessaires pour mener à bien ce modeste travail.

Nous souhaitons exprimer nos remerciements au Professeur BELLIK Yuva pour l'honneur qu'il nous fait en acceptant de présider ce jury.

Nous tenons particulièrement à remercier notre encadrante, Madame FATMI Widad, d'avoir accepté de diriger notre mémoire avec beaucoup d'intérêt et d'optimisme. Nos gratitude vont à son engagement, ses orientations, ses précieux conseils, ses encouragements et sa patience, ainsi qu'à sa disponibilité permanente tout au long de la réalisation de ce mémoire.

Nous aimerons également remercier Madame DEHIRI Mounira d'avoir accepté d'être l'examinatrice de notre jury de mémoire.

Nos remerciements vont également aux ingénieures de laboratoires de Biochimie et de microbiologie surtout madame SAHLI Ismahane Sabrina et Madame DJAMOUI SETTI Sabrina, pour leur aide et leurs orientations.

Dédicaces

Je dédie ce travail :

*A mes chers parents **HARICHE Rachid et Ghania** et, pour tous leurs sacrifices, leur amour, leur tendresse, leur soutien et leurs prières tous au long de mes études.*

*A mes chère frères et sœurs, **Seddike, Hamza et Chaima**, pour leurs engagements permanent, leur générosité ainsi leur soutien moral.*

A mes amis qui m'ont toujours soutenu et encouragé à suivre les chemins que je désirais

Abla

Table des matières

Liste des abréviations

Liste des figures

Liste des tableaux

Introduction	9
Chapitre I. Matériel et Méthodes	1
I.1. Matériel	6
I.1.1. Matériel végétal	6
I.1.1.1. Description botanique de la plante	8
I.1.1.2. Classification botanique	9
I.1.1.3. Répartition géographique	9
I.1.1.4. Localisation géographique et caractéristiques climatiques de la zone de récolte	10
I.2.1. Méthodes	8
I.2.1. Préparation de la poudre végétale	9
I.2.2. Préparation des extraits	9
I.2.2.1. Extraction par macération	11
I.2.2.2. Extraction par fractionnement	11
I.2.2.3. Rendement d'extraction	12
I.2.3. Analyse phytochimique qualitative	12
I.2.4. Analyse phytochimique quantitative	13
I.2.4.1. Dosage des phénols totaux	13
I.2.4.2. Dosage des flavonoïdes	14
I.2.4.3. Dosage des tanins condensés	14
I.2.5. Evaluation de l'activité antiradicalaire <i>in vitro</i>	15
I.2.5.1. Piégeage du radical DPPH	15
I.2.6. Evaluation de l'activité anti-enzymatique <i>in-vitro</i>	16
I.2.6.1. Activité inhibitrice de l'alpha amylase	16

I.2.7. Analyse statistique des résultats	18
Chapitre II. Résultats et Discussion	6
II.1. Rendement d'extraction	19
II.2. Analyse phytochimique qualitatif	20
II.3. Analyse phytochimique quantitatif	22
II.3.1. Détermination de la teneur totale en polyphénols.....	22
II.3.2. Détermination de la teneur totale en flavonoïdes.....	23
II.3.3. Détermination de la teneur totale en tanins condensés	24
II.4. Evaluation de l'activité antiradicalaire <i>in-vitro</i>	26
II.4.1. Piégeage du radical DPPH	26
II.5. Evaluation de l'activité anti-enzymatique <i>in-vitro</i>	28
II.5.1. Activité inhibitrice de l'alpha amylase	28
Conclusion	30
Références bibliographiques	
Annexes	
Résumés	

Liste des abréviations

Al³⁺ :	Ion aluminium.
AlCl₃ :	Chlorure d'aluminium.
CoQ10 :	Coenzyme Q 10.
DPPH :	2,2 diphenyl-1-picrylhydrozyle.
EAC :	Extrait acétate d'éthyle.
EAG :	Equivalent acide gallique.
EAQ :	Extrait phase aqueuse.
EBU :	Extrait n-butanol.
EP :	Extrait éther de pétrole.
EQ :	Equivalent quercétine.
GPX :	Glutathion peroxydase.
H₃PMo₁₂O₄₀ :	Acide phosphotungestique.
H₃PW₁₂O₄₀ :	Acide phosphomolybdique.
IC₅₀ :	Concentration inhibitrice 50%.
IKI :	Iode iodure de potassium.
Na₂CO₃ :	Carbonate de sodium.
NH₄OH :	Ammoniaque.
NO :	Oxyde nitrique.
ROS :	Radicaux libres oxygénés.
SOD :	Superoxyde dismutase.

Liste des figures

Figure 1	La plante <i>Corchorus olitorius</i> L.....	8
Figure 2	Localisation géographique de la région de récolte.....	10
Figure 3	Schéma récapitulatif de protocole d'extraction.....	13
Figure 4	Mécanisme réactionnel intervenant lors du dosage des flavonoïdes par le chlorure d'aluminium (AlCl ₃).....	16
Figure 5	Le mécanisme réactionnel intervenant lors du dosage des tanins condensés par la vanilline.....	17
Figure 6	Mécanisme de réduction du radical DPPH par un antioxydant.....	18
Figure 7	Résultats de rendement des extraits.....	22
Figure 8	Concentration en polyphénols totaux des deux extraits de <i>Corchorus olitorius</i>	23
Figure 9	Concentration en flavonoïdes des deux extraits de <i>Corchorus olitorius</i>	25
Figure 10	Concentration en tanins condensés des deux extraits de <i>Corchorus olitorius</i> .	
Figure 11	IC ₅₀ obtenues dans le cadre de l'étude de l'activité antiradicalaire au DPPH de deux extraits de <i>Corchorus olitorius</i>	27
Figure 12	IC ₅₀ obtenues dans le cadre de l'étude de l'activité inhibitrice d'alpha-amylase de deux extraits de <i>Corchorus olitorius</i>	28

Liste des tableaux

Tableau I	Résultats de screening phytochimique.....	23.
------------------	---	------------

INTRODUCTION

Depuis des temps immémoriaux, l'homme s'est appuyé sur les produits naturels pour traiter et gérer diverses maladies, notamment les infections, le cancer et les troubles métaboliques tels que l'obésité et le diabète de type 2 (**Kim et al., 2022**). Même avant l'émergence du langage, les connaissances sur la médecine et les remèdes naturels étaient transmises par l'expérience, conduisant à l'évolution de ce que nous appelons la "médecine traditionnelle" (**Roumy, 2007**). Selon l'organisation mondiale de la santé, environ 81% de la population mondiale utilise des préparations traditionnelles à base de plantes comme traitement de santé (**World Health Organization, 2000**).

Plusieurs raisons justifient le recours à des pratiques traditionnelles basées sur les plantes médicinales, telles que la toxicité, le coût élevé des médicaments, les habitudes socioculturelles de la population, et la nécessité d'options thérapeutiques contre les agents pathogènes résistants aux médicaments ainsi que la présence de maladies pour lesquelles il n'existe aucun traitement efficace (**Duke, 1993 ; Cox et Balik, 1994**). En plus, les médicaments synthétiques ne sont pas privilégiés en raison du risque d'effets secondaires lié à l'utilisation de certaines matières premières dans leur fabrication (**Nwali et al., 2015 ; Orji et al., 2016**).

L'une des caractéristiques principales des végétaux est leur capacité à produire une grande variété de composés phytochimiques. En effet, en plus des métabolites primaires classiques tels que les glucides, les protéines, les lipides et les acides nucléiques, ils synthétisent également une myriade d'autres métabolites, indirectement essentiels à leur survie, appelés « métabolites secondaires » (**Macheix et al., 2005**).

Ces métabolites sont largement utilisés par les plantes pour leur défense et leur pollinisation, jouant ainsi un rôle crucial dans l'adaptation des végétaux à leur environnement. Ils remplissent des fonctions essentielles dans la résistance aux contraintes biotiques (comme les phytopathogènes et les herbivores) et abiotiques (telles que les radiations ultraviolettes, les variations de température et la sécheresse) (**Wink, 2003 ; Kliebenstein, 2004**).

Une variété de substances bioactives, notamment des alcaloïdes, des flavonoïdes, des terpénoïdes, des composés phénoliques et des huiles essentielles, est identifiée dans la plupart des plantes médicinales. Ces phytonutriments ont la capacité de modifier les réactions biochimiques et confèrent ainsi aux plantes des propriétés pharmacologiques significatives,

telles que des effets antibactériens, antihyperglycémiant, antioxydants, anti-inflammatoires, anticancéreux et immunomodulateurs (**Dar et al., 2023**).

Outre leur grand potentiel thérapeutique, les substances bioactives issues des plantes médicinales sont souvent préférées en raison de leur origine naturelle, perçue comme plus sûre et plus respectueuse de l'environnement que les médicaments synthétiques. De plus, les connaissances et les pratiques traditionnelles associées aux plantes médicinales ont contribué de manière significative à la découverte de nouveaux composés bioactifs, fournissant ainsi des substituts aux médicaments existants et ouvrant une large fenêtre pour le développement de nouveaux médicaments (**Newman et al., 2012**).

Les polyphénols sont des métabolites secondaires largement présents dans le règne végétal et qui constituent les antioxydants les plus abondants dans l'alimentation humaine. Ils sont classés en différents groupes, principalement les flavonoïdes et les non-flavonoïdes, en fonction du nombre de cycles phénoliques qu'ils portent et des éléments structurels qui relient ces cycles entre eux (**Medina-Remón et al., 2014**). Ils sont réputés pour leur bioactivité élevée, caractérisée par une vaste gamme de propriétés biologiques potentiellement bénéfiques pour l'organisme (**djedia, 2017**).

Le groupe des flavonoïdes comprend les flavonols, les flavones, les flavanones, les isoflavones, les flavan-3-ols ou flavanols, les anthocyanidines, les dihydroflavonols et les proanthocyanines (**Medina-Remón et al., 2014**). Ils sont souvent responsables des couleurs bleue, violette, jaune, orange et rouge de divers organes végétaux, aux côtés des caroténoïdes et de la chlorophylle (**Ghedir, 2005 ; Khoddami et al., 2013**). Les flavonoïdes sont considérés comme un composant indispensable dans une variété d'applications nutraceutiques, pharmaceutiques, médicinales et cosmétiques. Cela est dû à leurs propriétés anti-oxydantes, anti-inflammatoires, antimutagènes et anti-cancérigènes, ainsi qu'à leur capacité à moduler la fonction d'enzymes cellulaires clés (**Walker et al., 2000**).

Une accumulation excessive des espèces réactives de l'oxygène (ROS) causée par un déséquilibre entre les oxydants et les antioxydants définit un état de stress oxydatif, entraînant des dommages oxydatifs dans l'organisme. Les radicaux libres sont des atomes ou des molécules dotés d'un électron unique, c'est-à-dire non apparié, ce qui les rend très réactifs. Ces espèces sont physiologiquement produites dans différentes réactions biochimiques cellulaires qui se produisent dans le corps telles que la production d'oxygène aérobie dans les mitochondries (**Hussain et al., 2016**), le métabolisme des acides gras (par exemple, l'acide

arachidonique), la métabolisation des médicaments et l'activité du système immunitaire (**Cienciosi et al., 2018**).

D'autre part, les radicaux libres peuvent également être produits par des facteurs exogènes tels que la pollution, les mauvaises habitudes de vie, les rayons UV, les radiations ionisantes et le stress psychophysique lié à une activité physique intense (**Yang et al., 2013**). Les dommages modérés causés par les ROS peuvent généralement être inversés, mais une production excessive de ROS au-delà du processus d'autorégulation conduit souvent à des dommages irréversibles de la fonction cellulaire ou à la mort (**Rotariu et al., 2022**). Les ROS comprennent l'anion superoxyde, le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2), l'oxyde nitrique (NO), le radical hydroxyle et le peroxydrite (**Hernandez et al., 2022**).

Il est important de maintenir des niveaux basaux de ROS pour assurer le bon fonctionnement de différentes fonctions cellulaires, telles que l'expression des gènes, la transcription moléculaire et la transduction des signaux (**Lenicke et al., 2021**).

Pour éliminer les dommages oxydatifs, l'organisme fait intervenir des systèmes de défense dits antioxydants. Un antioxydant est une molécule capable de ralentir ou d'empêcher l'oxydation d'autres molécules. Les antioxydants sont des molécules capables de donner un électron aux radicaux libres, neutralisant ainsi leur capacité à endommager les cellules et les principales biomolécules telles que les acides nucléiques, les protéines et les lipides. Les antioxydants peuvent être endogènes (superoxyde dismutase (SOD), acide alpha lipoïque (ALA), catalase, coenzyme Q10 (CoQ10), glutathion peroxydase (GPX)) ou exogènes, qui sont absorbés par le biais de l'alimentation (**Lobo et al., 2010**).

L'augmentation du stress oxydatif est largement reconnue comme un facteur contribuant au développement et à la progression du diabète, ainsi qu'à ses complications. En général, le diabète s'accompagne d'une augmentation de la production de radicaux libres ou d'une altération des défenses antioxydantes (**Maritim et al., 2003**). Par conséquent, l'utilisation d'antioxydants d'origine végétale s'est avérée efficace pour réduire la gravité du diabète (**Wickramaratne et al., 2016**).

Le diabète sucré est une maladie chronique qui affecte le métabolisme normal des glucides, des graisses et des protéines, déclenchant de nombreux changements dans le système biochimique de l'organisme qui contribuent à l'hyperglycémie, caractéristique de la maladie (**American Diabetes Association, 2013**).

L'alpha-amylase est considérée comme l'une des enzymes les plus importantes du processus de digestion, présente principalement dans la salive et le suc pancréatique (**Hsiu et al., 1964**). L'hydrolyse de l'amidon par l' α -amylase pancréatique est l'une des étapes qui provoquent une augmentation soudaine de la glycémie chez les patients atteints de diabète de type 2. L'inhibition de cet enzyme est une stratégie efficace pour la gestion de la maladie (**Pant et al., 2013**).

Le traitement traditionnel du diabète implique des changements de régime alimentaire, ainsi que l'administration d'insuline ou de médicaments hypoglycémisants oraux (**Tanko et al., 2008**). Cependant, l'utilisation prolongée de ces dernières a révélé davantage d'effets secondaires, tels que l'hypoglycémie, les maux de tête, les vertiges, les nausées et la prise de poids (**Mechchate et al., 2021**). Ces effets font appel à la recherche de nouvelles alternatives efficaces, naturelles et plus sûres (**Es-Safi et al., 2021**).

La phytothérapie et la thérapie nutritionnelle sont des approches de guérison populaires qui utilisent respectivement des plantes médicinales et des aliments pour améliorer la santé. La phytothérapie consiste à utiliser des plantes médicinales ou des herbes pour prévenir ou traiter les maladies, tandis que la thérapie nutritionnelle se concentre sur l'utilisation d'aliments fonctionnels, de nutraceutiques et de compléments alimentaires pour favoriser la guérison naturelle du corps. Cette thérapie est fondée sur les connaissances des sciences alimentaires, de la nutrition clinique et des études épidémiologiques qui reconnaissent que les aliments peuvent avoir des bienfaits médicaux en plus de fournir des nutriments et de l'énergie (**Zhao et al., 2007**).

Un légume à feuilles vertes typique connu sous le nom de *Corchorus olitorius* L. de la famille des Tillaceae est apprécié pour son profil nutritif et ses bienfaits thérapeutiques (**Abali et al., 2023**). Il est largement cultivé et consommé dans les régions tropicales et subtropicales du monde. La plante est également connue sous le nom de molokhia, épinard égyptien, mauve, jute Nalta ou jute Tossa (**Oh et Kim, 2022**). Elle a une forte teneur en vitamine A et C, en calcium, en fer et en fibres (**Uloneme et al., 2021**). Outre l'importance industrielle de la production de jute, elle est également utilisée pour le traitement de la fièvre, de la cystite chronique, des courbatures, de la dysenterie, de l'entérite et des douleurs pectorales. Les feuilles de cette plante se sont révélées avoir plusieurs activités pharmacologiques, telles que des effets anti-oxydants, anti-inflammatoires et antihypertenseurs, ainsi que des effets hypoglycémisants et hypolipémisants (**Ahmed et al., 2023**).

Dans le cadre de cette étude, l'objectif est l'évaluation *in vitro* des activités biologiques, notamment l'activité antiradicalaire et antidiabétique, ainsi que d'effectuer une étude phytochimique de la plante *Corchorus olitorius* L.

La première partie de ce mémoire consiste en une introduction qui propose une synthèse bibliographique portant sur la phytothérapie, la plante *Corchorus olitorius*, le stress oxydant et le diabète. Cette section met en évidence les connaissances actuelles sur ces sujets, en soulignant les avancées scientifiques et les lacunes dans la littérature.

La seconde partie, qui constitue la partie expérimentale, détaille le matériel biologique utilisé, les méthodes d'extraction des composés bioactifs de la plante, ainsi que les méthodes d'évaluation *in vitro* de l'activité antiradicalaire et de l'activité inhibitrice de l'enzyme alpha-amylase. Les résultats obtenus seront également présentés et discutés dans cette section.

En dernier lieu, une conclusion sera apportée afin de résumer les principaux résultats obtenus et d'identifier les perspectives nécessaires pour compléter et améliorer cette étude.

Matériel et Méthodes

I.1. Matériel

I.1.1. Matériel végétal

Cette étude a été réalisée sur des feuilles de *Corchorus olitorius* L., achetées en janvier 2024 chez un herboriste. D'après son affirmation, la plante a été récoltée durant la période de juillet à octobre 2023 dans la région d'El Bouni à Annaba.

I.1.1.1. Description botanique de la plante

Corchorus olitorius est une plante herbacée annuelle érigée qui peut atteindre une hauteur de 2 à 4 mètres, Elle possède une tige fine et ramifiée. Les feuilles, d'une longueur de 6 à 10 cm et d'une largeur de 3.5 à 5 cm, sont disposées de manière alternée, Elles sont simples, lancéolées, finement dentelées ou lobées et de couleur vert foncé. La plante présente un goût similaire à celui des épinards, avec une odeur caractéristique rappelant le henné (**loumerem et Alercia, 2016**). Les fleurs sont petites mesurant environ 2 à 3 cm de diamètre, jaunes, à 5 pétales. Elles sont hermaphrodites et pollinisées par les insectes. Les fruits se présentent sous la forme de capsule cylindrique verte ou marron clair, mesurant environ 7 cm de long. Ils sont allongés, et renferment de très petites graines en forme de triangle noir. Les graines, de forme irrégulière, ont un diamètre pouvant atteindre 5mm est composée et sont généralement de couleur brun (**figure1**) (**Mahmoud et al., 2016**).



Figure 1 : La plante *Corchorus olitorius* L. (**Hasan, 2018**).

I.1.1.2 Classification botanique

La classification systématique de la plante *Corchorus olitorius* L. rapportée par **Islam (2013)**, est la suivante :

Règne	: Plantes
Sous-règne	: Viridiaeplantae
Infra-règne	: Streptophyta
Embranchement	: Magnoliophyta
Division	: Tracheophyta
Subdivision	: Spermatophyta Spermatophyta
Classe	: Magnoliopsida
Ordre	: Malvales
Famille	: Tiliaceae
Genre	: Corchorus
Espèce	: <i>Corchorus olitorius</i> L.

I.1.1.3. Répartition géographique

Corchorus olitorius L. (Jute) est une plante indigène qui est un important légume vert à feuilles, cultivé et consommé dans de nombreuses régions tropicales. On la trouve notamment en Égypte, au Soudan, en Inde, au Bangladesh, en Asie tropicale tels que les Philippines et la Malaisie, ainsi qu'en Afrique tropicale, au Japon, en Amérique du Sud, dans les Caraïbes et à Chypre. Dans les pays d'Afrique de l'Ouest, en particulier au Ghana, au Nigeria et en Sierra Leone, où l'alimentation de base est composée de féculents, de légumes et de fruits (**Ilhan et al., 2007**).

I.1.1.4. Localisation géographique et caractéristiques climatiques de la zone de récolte

La zone d'étude (El Bouni) est située au sud-ouest de la métropole d'Annaba dans le nord-est de l'Algérie (**figure 2**), à environ 600 km à l'est d'Alger (**Office National des Statistiques [ONS], 2020**).



Figure 2 : Localisation géographique de la région de récolte (**Benlakhlef, 2008**).

Le climat d'El Bouni est identique à celui de la plaine d'Annaba de type "Csa", c'est-à-dire un climat méditerranéen avec des étés chauds et secs de températures moyennes. En été, les températures varient entre 30°C et 35°C. En hiver, les températures moyennes sont comprises entre 10°C et 15°C. Les précipitations sont principalement concentrées pendant la saison automnale et hivernale. De plus, les vents dominants proviennent du nord-ouest et du nord-est. Il est important de noter que le taux d'humidité est relativement élevé, surtout en hiver (**Boudjellal et al., 2016**). Cette combinaison de facteurs climatiques influence directement la croissance et le développement de la plante *Corchorus olitorius* L. dans la région.

I.2.1. Méthodes

Toutes les expériences ont été réalisées au niveau de laboratoire de Biochimie, Département des Sciences Biologiques (Faculté SNVSTU) de l'université Mohammed El Bachir El Ibrahimi -Bordj Bou Arreridj.

I.2.1 Préparation de la poudre végétale

Les feuilles de la plante *Corchorus olitorius*, après leur achat, ont été broyées en une poudre très fine à l'aide d'un broyeur électrique de type G CRRRAFT 220-240 V. Ensuite, la poudre a été stockée dans des flacons en verre hermétiquement fermés pour les protéger de la lumière et de l'humidité jusqu'à leur utilisation.

I.2.2. Préparation des extraits

I.2.2.1. Extraction par macération

Une quantité de 50 g de la poudre de feuilles a été macérée dans 200 ml d'un mélange méthanol-eau (70%) pendant 2 heures, sous agitation, à température ambiante et à l'abri de la lumière. La macérât hydrométhanolique ainsi obtenu a été filtrée sur papier filtre, puis évaporés et séchés dans une étuve à 40°C pendant 2 jours.

Cette opération a été répétée 2 fois dans les mêmes conditions afin d'extraire le maximum des métabolites secondaires.

I.2.2.2. Extraction par fractionnement

L'extraction exhaustive est généralement réalisée avec des solvants de polarité croissante afin d'extraire au mieux les composants les plus actifs possédant une activité biologique élevée.

L'extrait brut obtenu a été repris par de l'eau distillée jusqu'à un volume de 50 ml, puis filtré. Après filtration, la phase aqueuse obtenue a subi une série d'extractions successives (liquide-liquide) avec des solvants à polarité croissante (éther de pétrole, chloroforme, acétate d'éthyle et butanol) selon la méthode de **Markham, (1982)**. (**figure 3**).

A la fin de cette étape, cinq fractions ont été obtenues : fraction d'éther de pétrole, fraction chloroformique, fraction d'acétate d'éthyle, fraction butanolique et fraction aqueuse (**figure 3**). Les différents extraits ainsi obtenus sont évaporés et séchés à 40°C, conservés à 4°C, à l'abri de la lumière jusqu'à la réalisation des différents tests.

I.2.2.3. Rendement d'extraction

Le rendement d'extraction est calculé par la formule suivante :

$$\mathbf{R(\%)} = (\mathbf{M_{ext}} / \mathbf{M_{éch}}) \times 100$$

Où : **R** : le rendement en %

M_{ext} : la masse de l'extrait après évaporation du solvant en (g).

M_{éch} : la masse sèche de l'échantillon végétal.

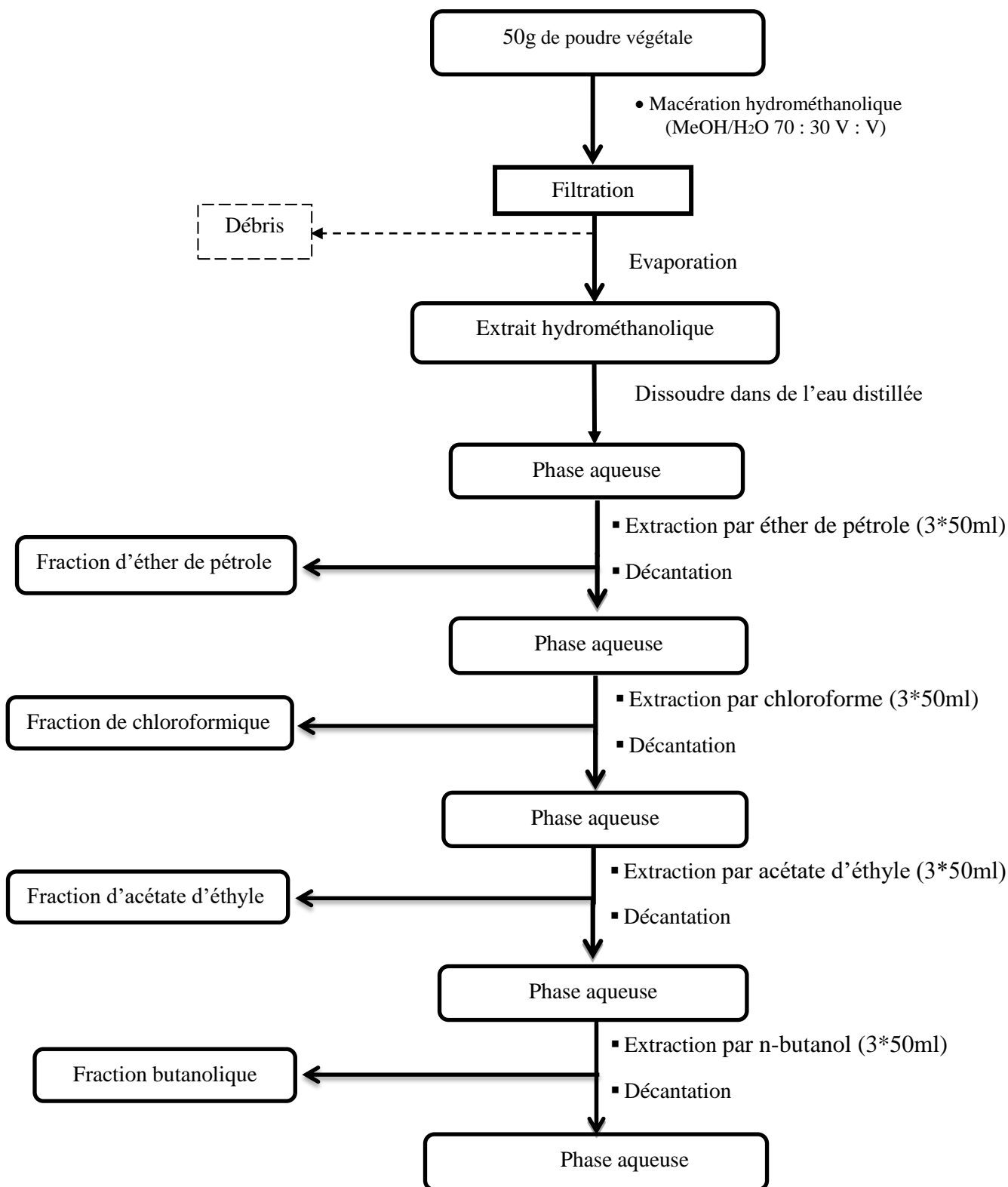


Figure 3 : Schéma récapitulatif de protocole d'extraction.

I.2.3. Analyse phytochimique qualitative

Le screening phytochimique est une analyse qualitative réalisée à l'aide de tests de coloration et/ou de précipitations avec des réactifs spécifiques. Ce criblage permet de mettre en évidence la présence de grands groupes de métabolites secondaires. La détection de ces groupes phytochimiques a été effectuée sur les cinq fractions en suivant les protocoles décrits dans les travaux de **Nemlin et Brunel (1995)**, **Diallo (2000)**, **Békro *et al.* (2007)**, **Bruneton (2009)** et **Daira *et al.*, (2016)**.

Mise en évidence des polyphénols

Une goutte de solution alcoolique de chlorure ferrique à 2 % a été ajoutée à 2 ml d'extraits. L'apparition d'une coloration bleu-noirâtre ou verte plus ou moins foncée indique une réaction positive.

Mise en évidence des flavonoïdes

Dans un tube contenant 3 ml de la solution d'extrait, quelques gouttes d'une solution de NaOH à 10 % ont été additionnées. Une coloration jaune-orangée caractérise la présence de flavonoïdes.

Mise en évidence des tanins

A 1 ml d'extrait contenu dans un tube à essai, 2 ml d'eau puis une à deux gouttes de chlorure ferrique à 1 % ont été ajoutés. L'obtention d'une coloration bleue, bleu-noire ou noire indique la présence de tanins galliques, tandis qu'une coloration verte ou vert foncé indique la présence de tanins catéchiques.

Mise en évidence des stéroïdes

Le test de Salkowski a été réalisé en ajoutant 5 gouttes d'acide sulfurique concentré à 1 ml d'extrait. L'observation d'une coloration rouge dans chaque extrait indique la présence de stéroïdes.

Mise en évidence des composés réducteurs

Un volume de 1ml de chaque extrait a été placé dans un tube avec 1ml d'eau distillée. Vingt gouttes de la liqueur de Fehling ont été ajoutées, puis le mélange a été chauffé. La formation d'un précipité rouge brique indique la présence des composés réducteurs.

Mise en évidence des anthocyanes

Brièvement 5 ml d'acide sulfurique (H_2SO_4) et 5 ml d'ammoniaque (NH_4OH) ont été ajoutés à 2 ml de chaque extrait. L'apparition d'une coloration rose/ rouge ou bleue violacée indique la présence des anthocyanes.

□ **Mise en évidence des saponines**

Une quantité de 50 mg d'extrait a été dissous dans 5ml d'eau distillée dans un tube à essai. Le tube a été vigoureusement agité pendant 30 à 45 secondes, puis laissé au repos pendant 15 minutes. La hauteur de la mousse a été mesurée. La persistance d'une mousse de plus de 1 cm de hauteur indique la présence de saponines.

□ **Mise en évidence des coumarines**

Un volume de 2ml de chaque extrait a été placé dans un tube à essai, auquel 3ml de NaOH à 10 % ont été ajoutés. L'apparition d'une coloration jaune après l'agitation du mélange indique la présence de coumarines.

I.2.4. Analyse phytochimique quantitative

I.2.4.1 Dosage des phénols totaux

La quantification des phénols totaux a été réalisée en suivant une méthode de spectrophotométrie décrite par **Singleton et Rossi (1965)** avec le réactif de Folin-Ciocalteu. Ce dernier, de couleur jaune, est un mélange d'acide phosphotungstique ($H_3PW_{12}O_{40}$) et d'acide phosphomolybdique ($H_3PMo_{12}O_{40}$). En présence de composés phénoliques, ces réactifs sont réduits en milieu basique, formant un complexe bleu constitué d'oxyde de tungstène et de molybdène. L'intensité de la couleur est proportionnelle à la teneur en composés phénoliques oxydés (**Katalinic et al., 2006**).

Brièvement, 200 μ l de chaque solution d'extrait ou standard préalablement dilués avec le solvant d'extraction, ont été mélangés avec 1 ml du réactif de Folin Ciocalteu (dilué 10 fois avec l'eau distillée). Après 4 minutes, 800 μ l de carbonate de sodium (Na_2CO_3 : 7.5%) ont été ajoutés. Après 2 heures d'incubation à l'obscurité et à température ambiante, l'absorbance a été mesurée à 765 nm à l'aide d'un spectrophotomètre UV-Visible contre un blanc contenant le solvant dans lequel l'extrait est solubilisé.

L'utilisation de l'acide gallique (0- 300 μ g/ml) comme-standard a permis d'établir une courbe d'étalonnage à partir de laquelle la concentration des polyphénols totaux dans les

extraits a été calculée (**annexe 1**). Les résultats sont exprimés en milligramme d'équivalents d'acide gallique par gramme d'extrait (mg EAG/g d'extraits).

I.2.4.2 Dosage des flavonoïdes

La méthode de **jain et al. (2011)** a été utilisée pour quantifier la teneur en flavonoïde dans les extraits. Cette méthode repose sur la chélation spécifique des flavonoïdes par les ions Al^{3+} , aboutissant à la formation de complexe jaune stable détectable en lumière visible à 430 nm (**figure 4**).

Un volume de 1ml de la solution d'extrait a été mélangé avec 1ml d' $AlCl_3$ (2% dans le méthanol), puis le mélange a été incubé à l'obscurité et à la température ambiante pendant une heure. La concentration en flavonoïdes totaux a été déduite à partir de l'équation de la régression d'une gamme d'étalonnage établie avec la quercétine dans les mêmes conditions expérimentales (**annexe 2**). Les résultats sont exprimés en milligramme équivalents de quercétine par gramme d'extrait (mg EQ/g d'extrait).

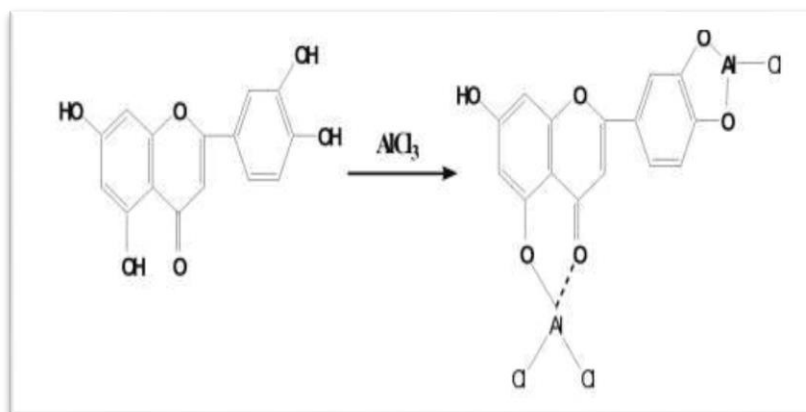


Figure 4 : Mécanisme réactionnel intervenant lors du dosage des flavonoïdes par le chlorure d'aluminium ($AlCl_3$) (**Makuasa et Nigsih, 2020**).

I.2.4.3 Dosage des tanins condensés

Pour déterminer la teneur en tanins condensés, la méthode de la vanilline/HCL décrite par **Broadhurst et Jones (1978)** a été utilisée. Cette méthode est préférée en raison de sa sensibilité, de sa spécificité et de sa simplicité (**Deshpande et al., 1986**). Elle repose sur la réaction de condensation entre la vanilline et la structure spatiale des tanins condensés en milieu acide, qui donnera une coloration rouge mesurée à 500 nm (**figure 5**).

Un Volume de 0.5 ml d'extrait a été mélangé avec 3 ml de vanilline à 4% solubilisé dans le méthanol. Ensuite, 1.5 ml d'acide chlorhydrique concentré (HCl) a été laissé réagir à la température ambiante pendant 20 min à l'abri de la lumière, puis l'absorbance a été mesurée à 550 nm. Une solution mère de catéchine a été utilisée comme étalon de référence pour établir la courbe d'étalonnage et quantifier la teneur en tanins condensés (**annexe 3**). Les résultats sont exprimés en milligramme équivalent de catéchine par gramme d'extrait (ECAT/g d'extrait).

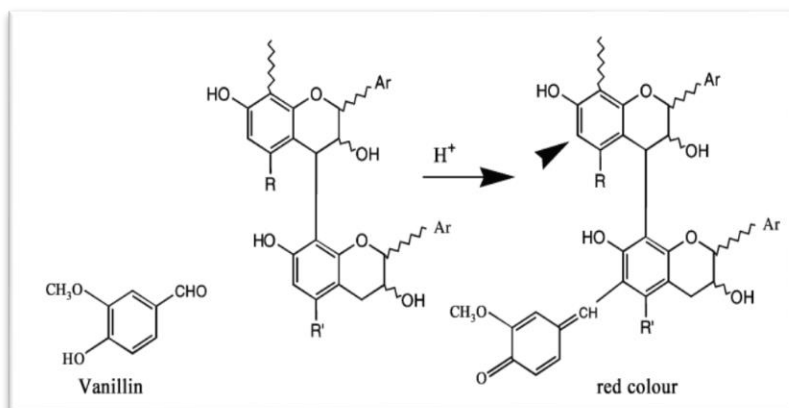


Figure 5 : Mécanisme réactionnel intervenant lors du dosage des tanins condensés par la vanilline (Schofield *et al.*, 2001).

I.2.5. Evaluation de l'activité antiradicalaire *in vitro*

I.2.5.1. Piégeage du radical DPPH

Le piégeage du radical DPPH représente l'une des méthodes les plus anciennes et les plus couramment employées pour évaluer l'activité antioxydante d'un composé. Elle a été initialement décrite par Blois en 1958 et a depuis été développée par de nombreux chercheurs.

Cette méthode repose sur la transformation du DPPH (2,2 diphenyl-1-picrylhydrozyle) violet en 2,2 diphenyl-1-picryldiazine jaune. Lorsque le DPPH est réduit par un antioxydant, son absorption diminue à une longueur d'onde de 517 nm (**figure 6**) (Bensouici, 2015).

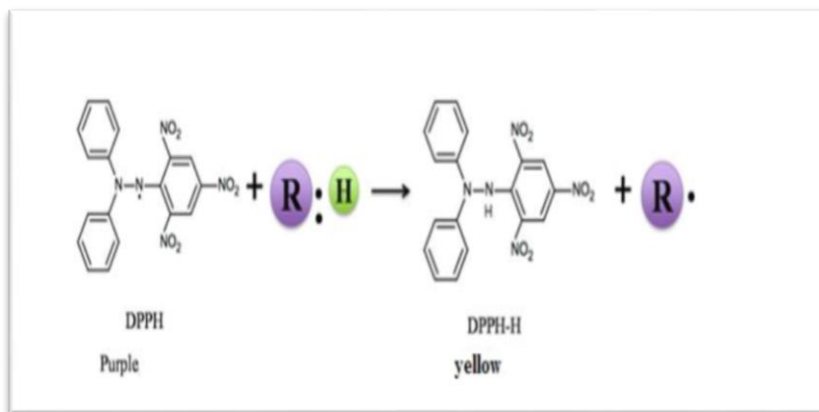


Figure 6 : Mécanisme de réduction du radical DPPH par un antioxydant (Laing et Kitts, 2014).

Le test de piégeage du radical DPPH a été réalisé en suivant le protocole décrit par **Blois (1958)**. Une solution de DPPH a été préparée en solubilisant 4 mg de DPPH dans un volume de 100 ml de méthanol absolu. Cette solution a été conservée à l'abri de la lumière avant utilisation. Ensuite, un volume de 320 µl de différentes concentrations des extraits a été ajouté à 1280 µl de la solution méthanolique de DPPH. Le mélange a été agité et maintenu dans l'obscurité pendant 30 minutes, puis l'absorbance a été mesurée à 517 nm.

Pour le contrôle, la solution d'extrait est remplacée par du méthanol. Pour chaque extrait, un blanc a été préparé en mélangeant 40 µl du méthanol avec 160 µl de solution d'extrait. La vitamine C a été utilisée comme standard (**annexe 4**). Le pourcentage de l'activité scavenger du radical DPPH de chaque extrait est calculé comme suit :

$$\% \text{ inhibition} = [(A_{\text{cont}} - A_{\text{éch}}) / A_{\text{cont}}] \times 100$$

Où : **A_{cont}** : l'absorbance de la réaction ne contenant que les réactifs.

A_{éch} : l'absorbance de la réaction contenant à la fois les réactifs et l'extrait.

I.2.6. Evaluation de l'activité anti-enzymatique *in-vitro*

I.2.6.1 Activité inhibitrice de l'alpha amylase

L'évaluation de l'activité anti-enzymatique a été réalisée en mesurant l'activité inhibitrice de l'alpha-amylase, qui est associée à l'activité antidiabétique.

Le diabète sucré est une maladie métabolique chronique caractérisée par une hyperglycémie résultant d'une sécrétion insuffisante d'insuline ou d'une altération de la

sensibilité à l'insuline, ce qui entraîne des modifications dans le métabolisme des protéines, des glucides et des lipides (**Shobana et al., 2009**).

L'une des méthodes les plus efficaces pour prévenir le diabète et l'hyperglycémie consiste à contrôler le taux du glucose dans le sang (**Rines et al., 2016**). Les sucres présents dans le sang proviennent de l'hydrolyse des glucides et sont catalysés par des enzymes digestives importantes, dont l' α -amylase. Cette enzyme est sécrétée par le pancréas et les glandes salivaires, et elle est impliquée dans la dégradation des grosses molécules d'amidon insolubles en petites molécules de glucose absorbables par le système digestif (**Tekulu et al., 2019**).

Il a été démontré que l'inhibition de l'activité de l' α -amylase peut constituer un modèle de traitement alternatif du diabète (**tarling et al., 2008**). L'inhibition de l'activité de cette enzyme permet de retarder la digestion des glucides complexes dans l'intestin, ce qui entraîne une libération plus lente du glucose dans la circulation sanguine (**Nguyen et al., 2023**). Cependant, les inhibiteurs synthétiques de l' α -amylase, tels que l'acarbose, provoquent de graves effets secondaires gastro-intestinaux tels que des diarrhées, des flatulences, des ballonnements abdominaux, etc. (**Hasan et al., 2023**). C'est pourquoi il est préférable de rechercher des agents antihyperglycémiantes provenant de sources naturelles, qui n'ont pas d'effets indésirables. (**Tekulu et al., 2019**).

En présence de l' α -amylase dans le milieu réactionnel, l'amidon (son substrat) subit une hydrolyse, produisant des unités de maltose et de glucose. Le test d'inhibition de l' α -amylase repose sur la colorimétrie avec une solution d'iode pour évaluer la quantité d'amidon hydrolysé.

Le potentiel inhibiteur de l' α -amylase a été déterminé par la méthode iode/iodure de potassium (IKI) de **Zengin et al. (2014)** avec quelques modifications. La solution d'extrait (250 μ l) a été mélangée avec une solution d' α -amylase (500 μ l) dans un tampon phosphate (pH 6.9) et incubée pendant 10 minutes à 37 °C. Après pré-incubation, la réaction a été initiée par l'ajout d'une solution d'amidon (500 μ l, 1%). De même, un blanc a été préparé en ajoutant la solution d'échantillon à tous les réactifs de la réaction sans enzyme (α -amylase). Les mélanges réactionnels ont été incubés 10 minutes à 37 °C. La réaction a ensuite été arrêtée par l'ajout de HCl (250 μ l, 1 M) et 1ml de d'iodure de potassium (**annexe 8**). Les absorbances de l'échantillon et du blanc ont été lues à 630 nm. L'absorbance du blanc a été soustraite de celle de l'extrait, et un control négatif sans extrait a été effectué parallèlement. L'acarbose a été

utilisé comme contrôle positif, tandis que le pourcentage d'inhibition pour tous les extraits a été obtenu par la formule suivante :

$$\% \text{ d'inhibition d}'\alpha \text{ amylase} = (A \text{ contrôle} - A \text{ échantillon}) / A \text{ contrôle} \times 100$$

Où : **A contrôle : Absorbance de contrôle**

A échantillon : Absorbance d'échantillon

I.2.7. Analyse statistique des résultats

Les résultats sont présentés en moyenne \pm SE (erreur standard). Les analyses statistiques ont été réalisées par SPSS v19. Des comparaisons statistiques ont été effectuées avec le test T de Student ou le test ANOVA. Les graphes sont mis en forme par EXCEL (version 2019).

Les valeurs de $P < 0.05$ sont considéré comme significatives.

Résultats et discussion

II.1. Rendement d'extraction

L'extrait brut hydrométhanolique des feuilles de *Corchorus olitorius* est obtenu par macération avec un rendement de 13.354%. Ensuite, il est fractionné par extraction liquide-liquide en utilisant des solvants à polarité croissante ; l'éther de pétrole, le chloroforme, l'acétate d'éthyle et le n-butanol. Les rendements d'extraction sont mentionnés dans la **figure 7**.

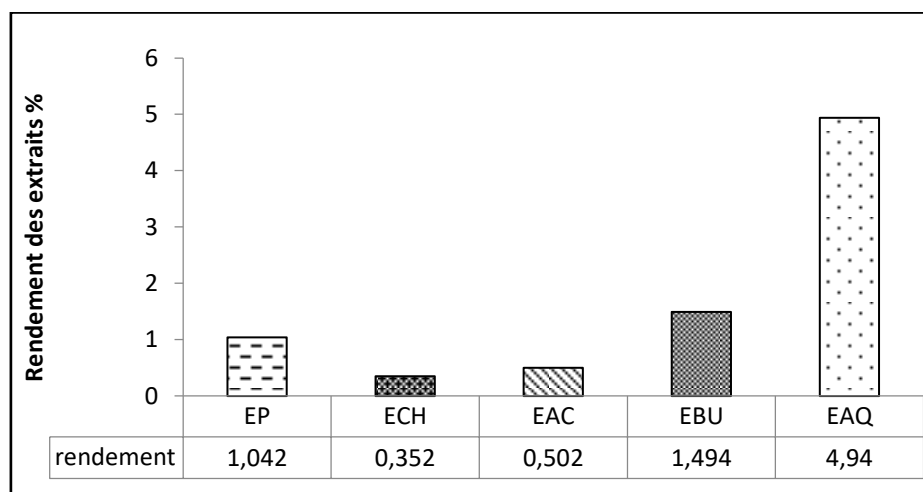


Figure 7 : Résultats de rendement d'extraction.

Les extraits obtenus présentent des aspects différents, le plus souvent pâteux et parfois huileux, avec des couleurs variantes entre le vert, le marron et le jaune. Ces différences sont attribuées à la présence des pigments végétaux ainsi qu'à la nature des extraits par les différents solvants et à leur solubilité dans ces solvants.

Le meilleur rendement a été enregistré pour la phase aqueuse avec 4.94 % suivis par la fraction butanolique et d'éther de pétrole avec les valeurs 1.494 % et 1.042 % respectivement. En revanche, des rendements plus faibles ont été obtenus pour les solvants moins polaires tels que l'acétate d'éthyle et le chloroforme, avec des taux de 0.502 % et 0.352% respectivement. Ainsi, les rendements d'extraction avec des solvants polaires (butanol) sont plus élevés par rapport à ceux obtenus avec des solvants moins polaires (éther de pétrole, chloroforme et acétate d'éthyle).

Ce résultat est conforté par **Patil et jain (2019)**, qui ont mentionné des taux de rendement élevés dans les fractions polaires (méthanolique et aqueux) des feuilles de la même plante avec des valeurs de 8.1% et 7.1 % respectivement. D'autre part, les fractions d'éther de

pétrole, de chloroforme et d'acétate d'éthyle a montré des rendements faibles de l'ordre de 0.8%, 3.2% et 4.6% respectivement.

Il convient de noter que les rendements ne sont que relatifs et dépendent des espèces végétales étudiées, des parties utilisées, du séchage et du stockage, de la quantité de métabolites secondaires, de la nature du solvant utilisé lors de l'extraction ou du fractionnement, de sa polarité et de la méthode d'extraction elle-même. Ce qui rend difficile de comparer strictement les résultats obtenus avec ceux de littérature (Saiidi, 2019).

II.2. Analyse phytochimique qualitatif

Le criblage phytochimique est une étape primordiale qui permet d'obtenir une première estimation des composants des extraits en mettant en évidence l'absence ou la présence de différents types de métabolites par des tests rapides fondés sur des réactions de coloration et/ou de précipitation. Bien qu'il ne fournisse qu'une indication approximative, il peut orienter les recherches supplémentaires. Les résultats des tests phytochimiques effectués sur les différents extraits de *Corchorus oltorius* représentés dans le tableau ci-dessous :

Tableau I: Résultats de screening phytochimique.

Extraits	Ether pétrole	Chlorof- orme	Acétate d'éthyle	N- butanol	Phase aqueuse
Polyphénols	+	-	++	+++	++
Flavonoïdes	+	-	++	+++	+++
Tanins	-	-	+	+++	+++
Stéroïdes	+++	-	++	++	-
Anthocyanes	+	-	-	+++	+++
Coumarines	+	-	++	+++	++
Composés réducteurs	-	+++	+	+	-
Saponines	-	-	-	++	+

Précipité ou coloration : très abondant : +++ ; abondant : ++ ; louche : + ; absent : -.

Les résultats du tableau montrent que l'extrait butanolique est riche et abondants en substances bioactives comparativement aux autres fractions, tandis que l'extrait chloroformique semble pauvre en métabolites secondaires, à l'exception des composés réducteurs.

Les fractions préparées se révèlent être riches en polyphénols, flavonoïdes, tanins et coumarines, avec une présence particulièrement marquée dans les fractions butanolique, aqueuse et d'acétate d'éthyle. Cette constatation est en accord avec l'analyse phytochimique réalisée sur la même plante par **Patil et Jain (2019)**, qui a également mis en évidence la richesse des extraits méthanoliques, aqueux et d'acétate d'éthyle en phénols et flavonoïdes.

L'abondance des anthocyanes est observée dans tous les extraits, à l'exception de l'extrait chloroformique et d'acétate d'éthyle. De plus, les saponines sont présentes uniquement dans les extraits aqueux et butanolique. En revanche, les stéroïdes se sont révélés fortement positifs dans l'extrait d'éther de pétrole, qui extrait très faiblement les composés polaires. Ce résultat est en accord avec celui de **Pradhan et Kori (2023)**.

Les résultats obtenus dans la présente étude sont cohérents avec les observations antérieures sur la solubilité des composés phénoliques. Comme rapporté par **Falleh et al. (2007)** et **El-Haci et al. (2012)**, les composés phénoliques sont généralement solubles dans les solvants organiques polaires et les solutions aqueuses, tandis qu'ils sont moins ou pas solubles dans les solvants organiques apolaires.

Par ailleurs, la variation de la teneur en composés phénoliques entre les différentes fractions obtenues lors du fractionnement de l'extrait brut peut être attribuée à la polarité des solvants utilisés. Les solvants tels que l'éther de pétrole et le chloroforme, qui ont une polarité relativement faible, présentent une capacité limitée à extraire efficacement les composés phénoliques. En revanche, l'acétate d'éthyle et le butanol, qui ont une polarité plus élevée, favorisent l'extraction des composés phénoliques.

Plusieurs études, notamment celles menées par **Hasan (2018)**, **Chigurupati et al. (2020)** et **Koboré et al. (2021)**, ont confirmé la présence abondante de métabolites secondaires tels que les polyphénols, les flavonoïdes, les tanins, les stéroïdes et les saponines dans les feuilles de *Corchorus olitorius*.

Enfin on conclut que la plante *corchorus olerius* est riche en divers métabolites secondaires, ce qui peut expliquer son utilisation traditionnelle pour traiter de nombreuses maladies.

II.3. Analyse phytochimique quantitatif

II.3.1. Teneur totale en polyphénols

Les polyphénols sont des micronutriments très abondants dans notre alimentation (Manach *et al.*, 2024). Ils forment un groupe hétérogène de métabolites secondaires, composés d'une ou plusieurs unités phénoliques. Ces composés sont produits par les plantes via les voies de l'acide shikimique et du polyacétate pour de nombreuses fonctions, telles que la reproduction, la défense et la signalisation redox, entre autres (Dzah *et al.*, 2024).

Au cours de la dernière décennie, les avantages potentiels pour la santé des polyphénols végétaux alimentaires en tant qu'antioxydants ont suscité beaucoup d'intérêt en raison des preuves de plus en plus nombreuses de leurs effets positifs sur l'homme (Pandey *et al.*, 2009).

Les composés phénoliques apparaissent comme de meilleurs candidats pour leurs activités antioxydantes grâce à la présence de nombreux groupes hydroxyles qui peuvent réagir avec les radicaux libres (Govindan et Muthrishnan, 2013).

La concentration en composés phénoliques a été estimée par dosage colorimétrique en utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu, à partir de l'équation de régression linéaire de la courbe d'étalonnage de l'acide gallique ($y = 0.0073x$; $R^2 = 0.9882$).

Les résultats montrent que la teneur en polyphénols varie considérablement entre les deux extraits. En effet, la fraction butanolique possède la teneur la plus élevée avec une teneur de 250 ± 0.11 mg EAG/g ES, tandis que la fraction aqueuse contient une quantité faible de l'ordre de 41.92 ± 0.04 mg EAG/g ES (figure 8).

Cette différence peut s'expliquer par la solubilité différentielle des biomolécules extraites et la sélectivité des solvants utilisés. La solubilité des polyphénols repose principalement sur les groupes hydroxyles, la structure des molécules actives et la longueur de la chaîne hydrocarbonée (Franco *et al.*, 2008).

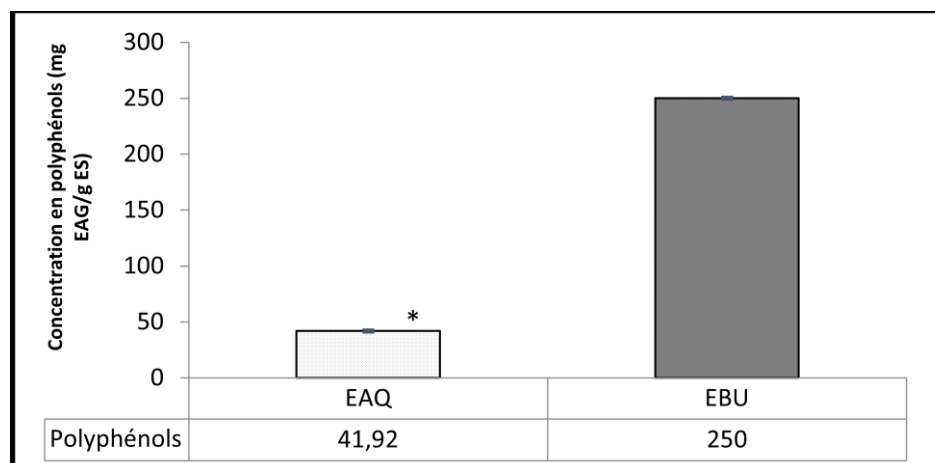


Figure 8 : Concentration en polyphénols totaux des deux extraits de *Corchorus olitorius*.

(*) Différence très hautement significative par rapport à l'extrait butanolique ($P < 0.001$).

Les teneurs en polyphénols obtenues sont considérablement plus élevées que celles trouvées par **Biswas et al. (2022)**, qui varient de 6.57 à 11.11 mg EAG/g ES dans l'extrait méthanolique. De plus, **Alshabi et al. (2022)** ont montré que l'extrait méthanolique présentait le taux de phénols le plus élevé (699 μg EAG /g ES), comparativement à l'extrait aqueux (421.6 μg EAG /g ES). Par conséquent, le méthanol semble extraire les substances bioactives de la même manière que le butanol, peut-être en raison de leur polarité proche.

La concentration en composés phénoliques d'un extrait végétal dépend de la structure chimique des composés, de la technique d'analyse, de la sélection des standards et de la présence de substances perturbatrices. La teneur en polyphénols d'une plante est également liée à un certain nombre de facteurs tels que le climat, le moment de la récolte, le solvant d'extraction, les conditions de stockage, etc. (**Saiidi, 2019**).

II.3.2. Détermination de la teneur totale en flavonoïdes

Les flavonoïdes sont des métabolites secondaires qui se composent principalement d'un anneau benzopyrone portant des groupes phénoliques ou polyphénoliques à différentes positions (**Souza et al., 2022**).

Différentes classes de flavonoïdes ont été isolées jusqu'à présent, avec plusieurs activités biologiques significatives, notamment anticancéreuses, antioxydantes, antidiabétiques, anti-inflammatoires et antivirales, ainsi que des effets neuroprotecteurs et cardioprotecteurs. Ces activités biologiques dépendent du type de flavonoïde, de son mode d'action et de sa biodisponibilité (**Ullah et al., 2020**).

La concentration en flavonoïdes a été quantifiée par dosage colorimétrique selon la méthode au trichlorure d'aluminium, à partir de l'équation de régression linéaire de la courbe d'étalonnage de la quercétine ($y = 0.0337x$; $R^2 = 0.9852$).

Il a été observé que l'effet des solvants sur les polyphénols totaux est similaire à celui des flavonoïdes. En effet, l'extrait butanolique présente la teneur la plus élevée (33.65 ± 0.04 mg EQ /g ES) par rapport à l'extrait aqueux (4.3 ± 0.02 mg EQ /g ES) (**figure 9**).

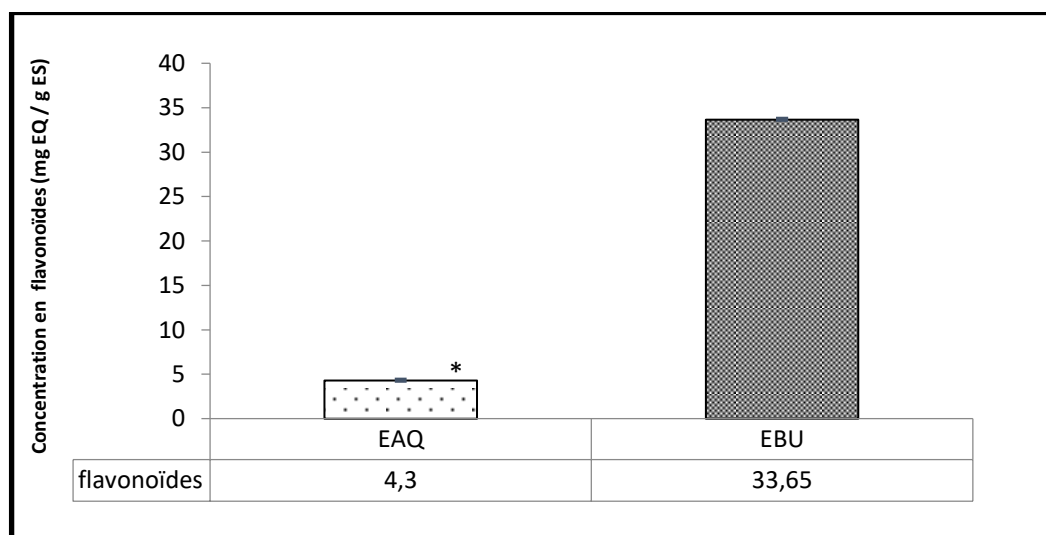


Figure 9 : Concentration en flavonoïdes des deux extraits de *Corchorus olitorius*.

(*) Différence très hautement significative par rapport à l'extrait butanolique ($P < 0.001$).

Biswas et al. (2023) ont trouvés des teneurs en flavonoïdes similaires à celles trouvées dans cette étude avec des valeurs variant de 5.14 à 7.78 mg EQ/g ES. Ces valeurs diffèrent des résultats rapportés par **Alshabi et al. (2022)**, où la teneur totale de flavonoïdes observée était d'environ 1.147mg EQ/g ES.

II.3.3. Teneur totale en tanins condensés

Les tanins sont des polyphénols hydrosolubles présents dans de nombreux aliments végétaux (**Chung et al., 1998**). Ils ont la capacité de précipiter les protéines, provoquant un goût astringent indésirable en interagissant avec les peptides salivaires. Cette interaction désactive les enzymes digestives ; les tanins sont donc considérés comme des substances de défense des plantes (**Tanaka et al., 2024**).

Depuis des milliers d'années, diverses espèces de plantes contenant des tanins en Asie, notamment en Chine, sont utilisées comme anti-diarrhéiques, antihémorragiques, anti-

cancérogènes et antimicrobiens. D'autre part, les tanins sont utilisés dans un large éventail d'industries telles que l'alimentation et les boissons, la médecine, la fabrication d'adhésifs pour le cuir et le bois et l'exploitation minière (Jing *et al.*, 2022).

La concentration en tanins a été déterminée suivant la méthode de vanilline, à partir de l'équation de régression linéaire de la courbe d'étalonnage de la catéchine ($y = 0.0027x$; $R^2 = 0.9841$).

La **figure 10** montre que la teneur en tanins des extraits butanolique et aqueux est évaluée respectivement à 32.962 ± 0.04 mg ECAT/g ES et 4.07 ± 0.03 ECAT/g ES. Cette différence peut être associée au degré de polymérisation des tanins extraits par les différents solvants (Saidi, 2019).

Ces teneurs sont proches de celles trouvées dans l'étude de Biswas *et al.* (2023) sur l'extrait éthanolique des feuilles de *Corchorus olitorius*, citant un taux de tanins condensés compris entre 16.51 et 26.89 mg EAT/g ES.

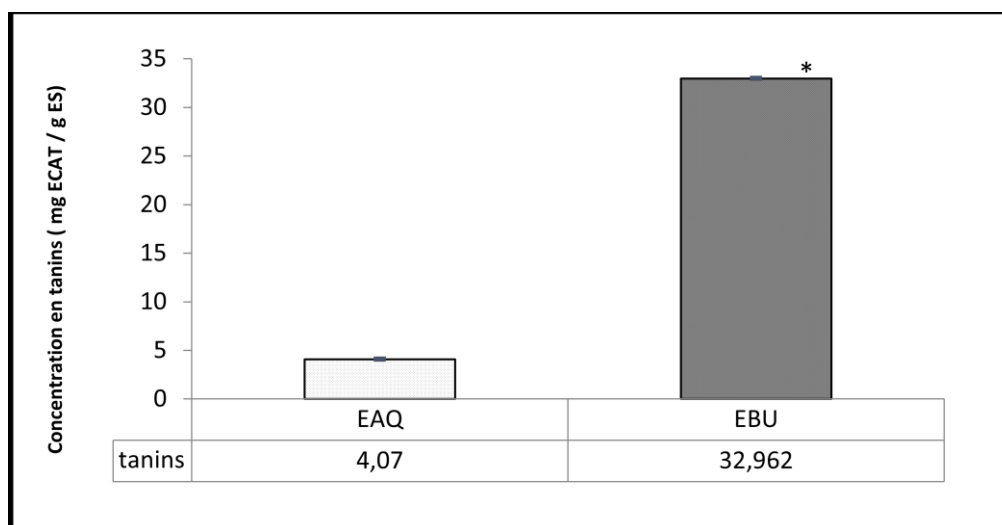


Figure 10. Concentration en tanins condensés des deux extraits de *Corchorus olitorius*.
(*) Différence très hautement significatif par rapport à l'extrait butanolique ($P < 0.001$).

Les résultats de notre étude confirment l'efficacité du n-butanol en tant qu'extracteur de molécules bioactives, notamment de polyphénols, de flavonoïdes et de tanins condensés. Ces composés ont été extraits en concentrations élevées dans l'extrait butanolique, ce qui est en accord avec les observations d'autres chercheurs. Thavamoney *et al.* (2018) ont souligné que le n-butanol peut dissoudre et extraire efficacement les polyphénols et les flavonoïdes en fonction de leurs polarités.

Des recherches antérieures ont également démontré l'efficacité de l'utilisation du butanol pour l'extraction des composés phénoliques. Dans leur étude, **Saranya et Rengaraju (2023)** ont exploré l'utilisation de différents solvants, dont le butanol, pour extraire les composés phénoliques à partir de plantes médicinales. Ils ont observé que le butanol était capable d'extraire une quantité significative de composés phénoliques. Cette capacité d'extraction élevée du butanol a été attribuée à sa polarité appropriée, favorisant ainsi la solubilité des composés phénoliques.

Cependant, il convient de noter que les alcools tels que le n-butanol peuvent présenter certains inconvénients, notamment la formation d'odeurs et d'émulsions, comme l'a souligné **Siek (1978)**. Ces problèmes doivent être pris en compte lors de l'utilisation du butanol ou d'autres solvants alcooliques dans les processus d'extraction.

II.4. Evaluation de l'activité antiradicalaire *in-vitro*

II.4.1. Piégeage du radical DPPH

L'activité antioxydante de diverses molécules bioactives est largement évaluée en utilisant le DPPH (**Knežević et al., 2011**). Ce dernier est un radical libre stable centré sur l'azote qui peut accepter un électron ou un atome d'hydrogène pour devenir une molécule diamagnétique stable. En réagissant avec des agents réducteurs appropriés, le DPPH perd sa couleur en fonction du nombre d'électrons consommés, qui est mesuré par spectrophotométrie à 517 nm (**Mani et al., 2011**).

L'activité de piégeage des extraits a été évaluée en utilisant l'IC₅₀, qui correspond à la concentration inhibitrice requise pour réduire le radical DPPH de 50 %. Une valeur d'IC₅₀ inférieure témoigne d'une activité antioxydante plus élevée.

Les résultats ont révélé que les extraits testés possèdent une activité antiradicalaire importante, avec des IC₅₀ de l'ordre de 0.27 ± 0.03 mg/ml pour la fraction butanolique et 1.07 ± 0.001 mg/ml pour la fraction aqueuse en comparaison avec l'acide ascorbique, un antioxydant de référence, qui a montré un IC₅₀ de 0.103 ± 0.28 mg/ml (**figure 11**).

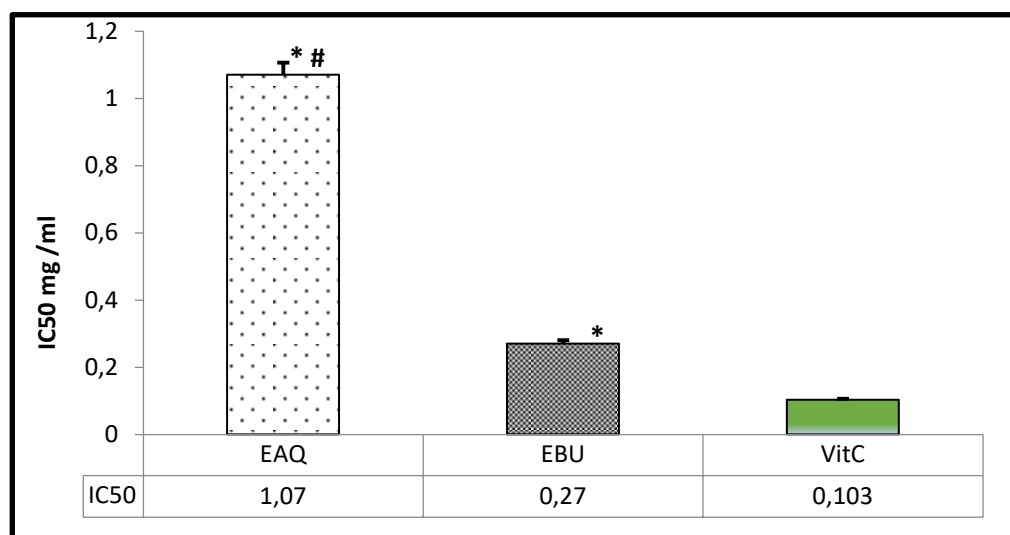


Figure 11. IC50 obtenues dans le cadre de l'étude de l'activité antiradicalaire au DPPH de deux extraits de *Corchorus olitorius*.

(*) Différence très hautement significative par rapport à la Vit C ($P < 0.001$).

(#) Différence hautement significative par rapport à l'extrait butanolique ($P < 0.01$).

La différence de capacité antioxydante entre les extraits peut être attribuée à la présence de composés polyphénoliques ayant des caractéristiques chimiques différentes et des polarités variables (Yakoub *et al.*, 2018). Ces différences de composition chimique peuvent influencer la solubilité des composés dans des solvants spécifiques utilisés lors de l'extraction. Certains composés polyphénoliques peuvent être mieux solubilisés dans la fraction butanolique, tandis que d'autres peuvent être plus facilement extraits dans la fraction aqueuse. Par conséquent, ces différences de solubilité peuvent contribuer à la disparité observée dans l'activité antioxydante des extraits.

Dans une étude antérieure, Biswas et ses collaborateurs (2020) ont obtenu des activités scavenger similaires à celles de cette étude avec des valeurs d'IC50 allant de 206.42 $\mu\text{g/ml}$ à 303.72 $\mu\text{g/ml}$. Cependant, une étude menée par Kaboré et ses collaborateurs (2021) a rapporté une activité de piégeage du radical DPPH plus puissante avec l'extrait hydroéthanolique de *Corchorus olitorius*, présentant une IC50 de 45.85 $\mu\text{g/ml}$.

Plusieurs facteurs peuvent expliquer la différence de l'activité antiradicalaire observée entre les études réalisées sur la même plante. L'un de ces facteurs est l'effet additif ou synergique des polyphénols présents dans les extraits, ce qui peut entraîner une activité

antioxydante inférieure à celle des composés isolés et purifiés (Nithiya et Udayakumar, 2016). En d'autres termes, la présence de multiples polyphénols dans les extraits peut entraîner des interactions complexes qui diminuent l'efficacité globale de l'activité antioxydante.

De plus, il est important de noter que la teneur totale en polyphénols de l'extrait ne représente pas nécessairement tous les antioxydants présents (Hayouni *et al.*, 2007). Par conséquent, une mesure isolée de la teneur en polyphénols ne donne qu'une indication partielle de l'activité antioxydante réelle des extraits.

II.5. Evaluation de l'activité anti-enzymatique *in-vitro*

II.5.1. Activité inhibitrice de l'alpha amylase

L'activité anti-enzymatique des deux extraits de *Corchorus olitorius* a été évaluée en testant leur capacité à inhiber l'enzyme alpha-amylase. L'activité inhibitrice de l'enzyme α -amylase a été mesurée en comparant les concentrations inhibitrices IC₅₀ des différents extraits à celle de l'acarbose, utilisée comme standard (figure 12).

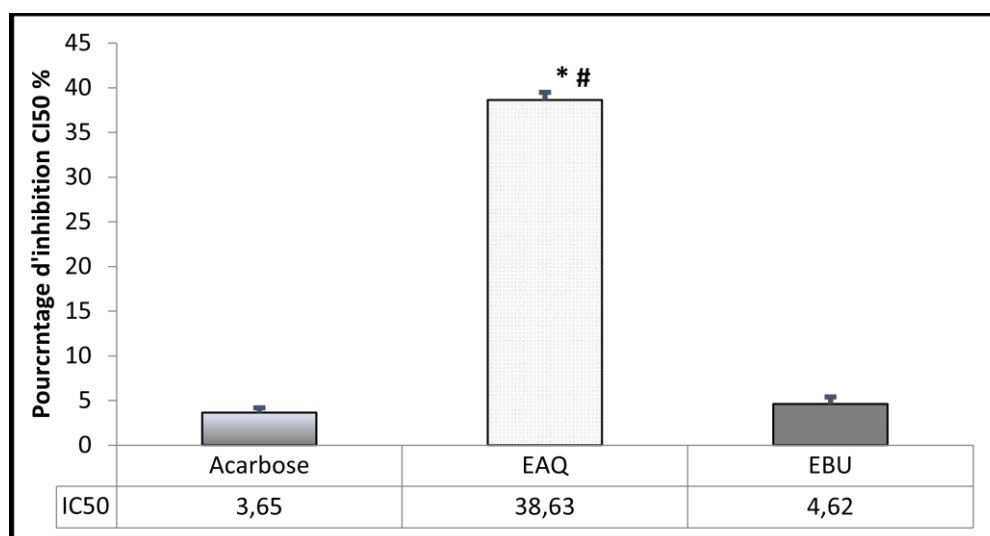


Figure 12. IC₅₀ obtenues dans le cadre de l'étude de l'activité inhibitrice d'alpha-amylase de deux extraits de *Corchorus olitorius*.

(*) Différence très hautement significative par rapport à l'acarbose ($P < 0.001$).

(#) Différence très hautement significative par rapport à l'extrait butanolique ($P < 0.001$).

La fraction butanolique a montré une puissante inhibition de l' α -amylase, avec une IC₅₀ de 4.62 ± 0.98 mg/ml, comparée à l'acarbose avec une IC₅₀ de 3.65 ± 0.54 mg/ml. En

revanche, la fraction aqueuse a montré une activité inhibitrice très faible, avec une IC50 de 38.63 ± 0.87 mg/ml. Dans l'étude d'**Ademiluyi et ses collaborateurs (2015)**, un effet inhibiteur plus élevé des feuilles de *Corchorus olitorius* a été observé par rapport à celui obtenu dans cette étude, avec un IC50 de 70 ± 0.11 µg/ml.

L'excellent potentiel inhibiteur de l'extrait butanolique peut être attribué à sa richesse en composés phénoliques, notamment les flavonoïdes et les tanins. **Mokgalaboni et Phoswa (2023)** ont également souligné le rôle des composés phytochimiques de *Corchorus olitorius*, tels que les flavonoïdes et les saponines, dans la réduction de la dégradation de l'amidon par l'inhibition de l'alpha-amylase, démontrant ainsi leurs propriétés hypoglycémiantes. Selon **Grussu et al. (2011)**, Il est évident que les polyphénols peuvent moduler la disponibilité des nutriments en inhibant les enzymes digestives impliquées dans la dégradation de l'amidon, ce qui peut avoir des effets bénéfiques sur l'apport calorique, la gestion de l'obésité et le maintien d'un contrôle adéquat de la glycémie.

Dans leur étude, **Olusanya et al. (2018)** ont observé que *Corchorus olitorius* L., un légume postprandial potentiellement antidiabétique et sûr, pourrait contribuer à réduire l'élévation de la glycémie après les repas. Par conséquent, il est recommandé de poursuivre les recherches sur les propriétés antidiabétiques de ce légume en utilisant des extraits purifiés.

CONCLUSION

Le présent travail a été réalisé dans le but d'étudier la composition phytochimique des feuilles de la plante *Corchorus olitorius* et d'évaluer son activité antiradicalaire et antienzymatique *in vitro*.

Le screening phytochimique effectué sur les différents extraits obtenus par fractionnement de l'extrait méthanolique a révélé la richesse de la plante en métabolites secondaire notamment les polyphénols, les flavonoïdes, les tanins, les comarines et les anthocyanes. L'extrait butanolique s'est avéré être le plus riche en ces composés.

La quantification des polyphénols totaux, des flavonoïdes et des tanins condensés dans les extraits aqueux et butanolique, réalisée par dosage colorimétrique, a montré une variation de la teneur en ces métabolites en fonction de la polarité du solvant. La fraction butanolique était la plus abondante en ces métabolites, tandis que la fraction aqueuse présentait des concentrations plus faibles. De plus, cet extrait butanolique a révélé un fort pouvoir antioxydant par rapport à l'extrait aqueux.

En ce qui concerne l'activité antienzymatique, l'analyse a révélé une activité inhibitrice importante vis-à-vis l'alpha amylase, en particulier avec l'extrait butanolique.

En conclusion, cette étude souligne que *Corchorus olitorius* est une plante médicinale prometteuse, offrant une variété d'activités potentielles. Cependant, des recherches supplémentaires sont nécessaires pour mieux comprendre les mécanismes d'action et identifier les composés actifs responsables des activités antioxydantes et inhibitrices de l'alpha-amylase. Des études ultérieures *in vivo* sur des modèles animaux seront nécessaires pour évaluer l'efficacité de cette plante et explorer son utilisation potentielle dans la fabrication de médicaments ou de compléments alimentaires.

**Références
bibliographiques**

Abali, I. O., Nwobodo, M. U., Uche, C. L., Otuka, O. A. I., Chikezie, K., Omole, O. R., Ezirim E. O. & Airaodion, A. I. (2023). Protective and Curative Potential of Ethanol Leaf Extract of *Corchorus olitorius* against Potassium Bromate-Induced Renal Toxicity. *Asian Journal of Biochemistry, Genetics and Molecular Biology*, 13(2), 37-46.

Ademiluyi, A. O., Oboh, G., Aragbaiye, F. P., Oyeleye, S. I., & Ogunsuyi, O. B. (2015). Antioxidant properties and in vitro α -amylase and α -glucosidase inhibitory properties of phenolics constituents from different varieties of *Corchorus* spp. *Journal of Taibah University Medical Sciences*, 10(3), 278-287.

Adham, A. N. (2022). The Phytochemical assay, and in vitro assessment of the antioxidant, antibacterial, and anti-inflammatory properties of *Beta vulgaris* L.(Amaranthaceae), and *Corchorus olitorius* L.(Malvaceae) crude leaf extracts. *Zanco Journal of Medical Sciences (Zanco J Med Sci)*, 26(3), 258-269.

Ahmed, A. M., Ibrahim, A. M., Yahia, R., Shady, N. H., Mahmoud, B. K., Abdelmohsen, U. R., & Fouad, M. A. (2023). Evaluation of the anti-infective potential of the seed endophytic fungi of *Corchorus olitorius* through metabolomics and molecular docking approach. *BMC microbiology*, 23(1), 355.

Alshabi, A. M., Alkahtani, S. A., Shaikh, I. A., Orabi, M. A., Abdel-Wahab, B. A., Walbi, I. A., Habeeb, M. S., Khateeb, M. M., Hoskeri, G. H., Shettar, A. k., Asdaq, S. M. B. (2022). Phytochemicals from *Corchorus olitorius* methanolic extract induce apoptotic cell death via activation of caspase-3, anti-Bcl-2 activity, and DNA degradation in breast and lung cancer cell lines. *Journal of King Saud University-Science*, 34(7), 102238.

American Diabetes Association. (2013). Diagnosis and classification of diabetes mellitus. *Diabetes care*, 36(Supplement_1), S67-S74.

Bekro, Y. A., Mamyrbekova, J. A., Boua, B. B., Bi, F. T., & Ehile, E. E. (2007). Etude ethnobotanique et screening phytochimique de *Caesalpinia benthiana* (Baill.) Herend. et Zarucchi (Caesalpinaceae). *Sciences & nature*, 4(2), 217-225.

Benlakhlef, B. (2008). L'aire métropolitaine, un nouveau champ d'analyse de la ville algérienne. L'exemple d'Annaba. In *Penser la ville—approches comparatives* (p. 259).

Biswas, A., Dey, S., Li, D., Liu, Y., Zhang, J., Huang, S., Pan, G., Deng, Y. (2020). Comparison of phytochemical profile, mineral content, and in vitro antioxidant activities of *Corchorus capsularis* and *Corchorus olitorius* leaf extracts from different populations. *Journal of Food Quality*, 2020(1), 2931097.

Biswas, A., Dey, S., Xiao, A., Huang, S., Birhanie, Z. M., Deng, Y., Liu, L., Li, D. (2023). Phytochemical content and antioxidant activity of different anatomical parts of *Corchorus olitorius* and *C. capsularis* during different phenological stages. *Heliyon*, 9(6).

Blois, M. S. (1958). Antioxidant determinations by the use of a stable free radical. *Nature*, 181(4617), 1199-1200.

Boudjelal, A., Henchiri, C., Siracusa, L., Madani, S. (2016). Compositional analysis and in vivo anti-diabetic activity of wild Algerian *Marrubium vulgare* L. infusion. *Fitoterapia* 83(2):286-92

Broadhurst, R. B., & Jones, W. T. (1978). Analysis of condensed tannins using acidified vanillin. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 29(9), 788-794.

Bruneton, J. (2009). Pharmacognosie; phytochimie, plantes médicinales. 4ème édition Lavoisier. Paris. 1234p.

Chigurupati S., Aladhadh H.S., Alhowail A., Selvarajan K.K., & Bhatia S. (2020). Phytochemical composition, antioxidant and anti-diabetic potential of methanolic extract from *Corchorus olitorius* L. grown in Saudi Arabia. *International Journal Phytomedicine and Related Industries*, 12, 71-6.

Chung, K. T., Wong, T. Y., Wei, C. I., Huang, Y. W., & Lin, Y. (1998). Tannins and human health: a review. *Critical reviews in food science and nutrition*, 38(6), 421-464.

Cienciosi, D., Forbes-Hernández, T. Y., Afrin, S., Gasparrini, M., Reboredo-Rodriguez, P., Manna, P. P., Zhang, J., Lamas, L. B., Flórez, S. M., Toyos, P. A., Quiles, G. L., Giampieri, F., Battino, M. (2018). Phenolic compounds in honey and their associated health benefits: A review. *Molecules*, 23(9), 2322.

Daira ,N ., Cherif Maazi , M ., et Cherfrour, A. (2016). Contribution à l'Etude Phytochimique d'une Plante Médicinale (*Ammoides Verticillata* Desf. Briq.) de l'Est Algérien. Bulletin de la Société Royale des Sciences de Liège. 85: 276-290.

Dar, R. A., Shahnawaz, M., Ahanger, M. A., & Majid, I. (2023). Exploring the diverse bioactive compounds from medicinal plants: A Review. *Journal of Phytopharm*, 12, 189-195.

Darcansoy İşeri, Ö., Yurtcu, E., Sahin, F. I., & Haberal, M. (2013). *Corchorus olitorius* (jute) extract induced cytotoxicity and genotoxicity on human multiple myeloma cells (ARH-77). *Pharmaceutical Biology*, 51(6), 766-770.

Darenskaya, M. A., Kolesnikova, L. A., & Kolesnikov, S. I. (2021). Oxidative stress: pathogenetic role in diabetes mellitus and its complications and therapeutic approaches to correction. *Bulletin of experimental biology and medicine*, 171(2), 179-189.

Diallo, D. (2000). *Ethnopharmacological survey of medicinal plants in Mali and phytochemical study of four of them: Glinus oppositifolius (Aizoaceae), Diospyros abyssinica (Ebenaceae), Entada africana (Mimosaceae), Trichilia emetica (Meliaceae)* (Doctoral dissertation, Université de Lausanne, Faculté des sciences).

Djedaia, M. S. (2017). Etude physico-chimique et caractérisation du fruit de la plante lentisque (*Pistacia Lentiscus* L.). *Université Badji mokhtar-annaba*.

Duke, J. A. (1993). Medicinal plants and the pharmaceutical industry. Cox, P. A., & Balick, M. J. (1994). The ethnobotanical approach to drug discovery. *Scientific American*, 270(6), 82-87.

Dzah, C. S., Zhang, H., Gobe, V., Asante-Donyinah, D., & Duan, Y. (2024). Anti-and pro-oxidant properties of polyphenols and their role in modulating glutathione synthesis, activity and cellular redox potential: Potential synergies for disease management. *Advances in Redox Research*, 100099.

Es-Safi, I., Mechchate, H., Amaghnouje, A., El Moussaoui, A., Cerruti, P., Avella, M., Grafov, A., Bousta, D. (2021). Marketing and legal status of phytomedicines and food supplements in Morocco. *Journal of Complementary and Integrative Medicine*, 18(2), 279-285.

Franco, D., Sineiro, J., Rubilar, M., Sánchez, M., Jerez, M., Pinelo, M., Costoya, N., Núñez, M. J. (2008). Polyphenols from plant materials: extraction and antioxidant power. *Electronic Journal of Environmental, Agricultural and Food Chemistry*, 7(8), 3210-3216.

Ghedira, K. (2005). Flavonoids: structure, biological activities, prophylactic function and therapeutic uses. *Phytothérapie*, 3, 162-169.

Goudable, J., & Favier, A. (1997). Radicaux libres oxygénés et antioxydants. *Nutrition clinique et métabolisme*, 11(2), 115-120.

Govindan, P., & Muthukrishnan, S. (2013). Evaluation of total phenolic content and free radical scavenging activity of Boerhavia erecta. *Journal of Acute Medicine*, 3(3), 103-109.

Grussu, D., Stewart, D., & McDougall, G. J. (2011). Berry polyphenols inhibit α -amylase in vitro: Identifying active components in rowanberry and raspberry. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 59(6), 2324-2331.

Hasan, H. T.(2018).Phytochemical Investigation and preliminary Antiviral Activity of Corchorus olitorius L. Leaves and Seeds Cultivated in Iraq. University of Baghdad

Hasan, T., Islam, A., ara khanom Riva, R., Rahman, M. N., Ahmed, S., Islam, M. A., & Daula, A. S. U. (2023). Phytochemicals from Zingiber capitatum rhizome as potential α -glucosidase, α -amylase, and glycogen phosphorylase inhibitors for the management of Type-II diabetes mellitus: Inferences from in vitro, in vivo and in-silico investigations. *Arabian Journal of Chemistry*, 16(10), 105128.

Hernandez, L. F., Eguchi, N., Whaley, D., Alexander, M., Tantisattamo, E., & Ichii, H. (2022). Anti-oxidative therapy in diabetic nephropathy. *Frontiers in Bioscience-Scholar*, 14(2), 14. Jin, Q., Liu, T.,

Hsiu, J., Fischer, E. H., & Stein, E. A. (1964). Alpha-amylases as calcium-metalloenzymes. II. Calcium and the catalytic activity. *Biochemistry*, 3(1), 61-66.

Hussain, T., Tan, B., Yin, Y., Blachier, F., Tossou, M. C., & Rahu, N. (2016). Oxidative stress and inflammation: what polyphenols can do for us?. *Oxidative medicine and cellular longevity*, 2016.

Ilhan, S., SAVAROĞLU, F., & ÇOLAK, F. (2007). Antibacterial and Antifungal Activity of Corchorus olitorius L.(Molokhia) Extracts. *International Journal of Natural & Engineering Sciences*, 1(3).

Islam, M. M. (2013). Biochemistry, medicinal and food values of jute (Corchorus capsularis L. and C. olitorius L.) leaf: a review. *International Journal of Enhanced Research In Science Technology & Engineering*, 2(11), 135-44.

Jing, W., Xiaolan, C., Yu, C., Feng, Q., & Haifeng, Y. (2022). Pharmacological effects and mechanisms of tannic acid. *Biomedicine & Pharmacotherapy*, 154, 113561.

Kaboré, S., Touré, A., Kouamé B.K.F.P., Bamba, A.E., Kabran, A.F., Kadio, B.D.K., & Coulibaly A. (2021). Phytochemical screening and anti-oxidant activity of leaves of *Amaranthu shybridus* L., *Corchorus olitorius* L and *Hibiscus sabdariffa* L. grown in northern of Côte d'Ivoire. *GSC Biological and Pharmaceutical Sciences*, 16(2), 182-189.

Kabouche, Z., & Bensouici, C(2015). Etude phytochimique et évaluation des activités biologiques de deux plantes du genre *Sedum*.

Khoddami, A., Wilkes, M. A., & Roberts, T. H. (2013). Techniques for analysis of plant phenolic compounds. *Molecules*, 18(2), 2328-2375.

Kim, S., Lim, S. W., & Choi, J. (2022). Drug discovery inspired by bioactive small molecules from nature. *Animal Cells and Systems*, 26(6), 254-265.

Kliebenstein, D. J. (2004). Secondary metabolites and plant/environment interactions: a view through *Arabidopsis thaliana* tinted glasses. *Plant, Cell & Environment*, 27(6), 675-684.

Knežević, S.V., Blažković, B., Štefan, M.B., Alegro, A., Kőszeg, T & Petrik, J. (2011). Antioxidant activities and polyphenolic contents of three selected *Micromeria* species from Croatia. *Molecules*, 16(2), 14454-1470.

Lennicke, C., & Cochemé, H. M. (2021). Redox metabolism: ROS as specific molecular regulators of cell signaling and function. *Molecular Cell*, 81(18), 3691-3707.

Liang, N., & Kitts, D. D. (2014). Antioxidant property of coffee components: assessment of methods that define mechanisms of action. *Molecules*, 19(11), 19180-19208.

Lobo, V., Patil, A., Phatak, A., & Chandra, N. (2010). Free radicals, antioxidants and functional foods: Impact on human health. *Pharmacognosy reviews*, 4(8), 118.

Loumerem, M., & Alercia, A. (2016). Descriptors for jute (*Corchorus olitorius* L.). *Genetic resources and crop evolution*, 63, 1103-1111.

Macheix, J. J., Fleuriet, A., & Jay-Allemand, C. (2005). *Les composés phénoliques des végétaux: un exemple de métabolites secondaires d'importance économique*. PPUR presses polytechniques. **Kutchan, T. M. (2001).** Ecological arsenal and developmental dispatcher. The paradigm of secondary metabolism. *Plant physiology*, 125(1), 58-60.

Mahmoud, A. S., Thao, N., & Mario, A. (2016). *Corchorus Olitorius* Linn: a rich source of Ω 3-fatty acids. *Pharmaceutica analytica acta*, 7(6).

Makuasa, D. A. A., & Ningsih, P. (2020). The analysis of total flavonoid levels in young leaves and old soursop leaves (*Annona muricata* L.) using uv-vis spectrophotometry methods. *Journal of Applied Science, Engineering, Technology, and Education*, 2(1), 11-17.

Manach, C., Scalbert, A., Morand, C., Rémésy, C., & Jiménez, L. (2004). Polyphenols: food sources and bioavailability. *The American journal of clinical nutrition*, 79(5), 727-747.

- Mani, R. P., Awanish, P., Shambaditya, G., Poonam, T., Kumudhavalli, V., & Pratap, S. A. (2011).** Phytochemical Screening and In-vitro Evaluation of Antioxidant Activity and Antimicrobial Activity of the Leaves of *Sesbania sesban* (L) Merr. *Free radicals and antioxidants*, 1(3), 66-69.
- Maritim, A. C., Sanders, A., & Watkins Iii, J. B. (2003).** Diabetes, oxidative stress, and antioxidants: a review. *Journal of biochemical and molecular toxicology*, 17(1), 24-38.
- Markham K.R. 1982.** Techniques of flavonoid identification (Chapitre 1 et 2). London: Academic Press. pp. 111-113.
- Mechchate, H., Es-Safi, I., Louba, A., Alqahtani, A. S., Nasr, F. A., Noman, O. M., ... & Bousta, D. (2021).** In vitro alpha-amylase and alpha-glucosidase inhibitory activity and in vivo antidiabetic activity of *Withania frutescens* L. Foliar extract. *Molecules*, 26(2), 293.
- Medina-Remón, A., Tresserra-Rimbau, A., Valderas-Martinez, P., Estruch, R., & Lamuela-Raventos, R. M. (2014).** Polyphenol consumption and blood pressure. *Polyphenols in human health and disease*, 971-987.
- Metodiewa, D., Kochman, A., & Karolczak, S. (1997).** Evidence for antiradical and antioxidant properties of four biologically active N, N-Diethylaminoethyl ethers of flavone oximes: A comparison with natural polyphenolic flavonoid rutin action. *International Union of Biochemistry and Molecular Biology Life*, 41(5), 1067-1075.
- Mokgalaboni, K., & Phoswa, W. N. (2023).** *Corchorus olitorius* extract exhibit anti-hyperglycemic and anti-inflammatory properties in rodent models of obesity and diabetes mellitus. *Frontiers in nutrition*, 10, 1099880.
- Naczki, M., & Shahidi, F. (2006).** Phenolics in cereals, fruits and vegetables: Occurrence, extraction and analysis. *Journal of pharmaceutical and biomedical analysis*, 41(5), 1523-1542.
- Nemlin, J., & Brunel, J. E. (1995).** Fascicule de Travaux Pratiques de Matière Médicale (3e année). Université Nationale de Côte-d'Ivoire. Faculté de Pharmacie. Département de Pharmacognosie. Laboratoire de Phytologie.
- Newman, D. J., & Cragg, G. M. (2012).** Natural products as sources of new drugs over the 30 years from 1981 to 2010. *Journal of natural products*, 75(3), 311-335.
- Nguyen, T. K., Tran, L. T. T., Viet, D. H., Thai, P. H., Ha, T. P., Ty, P. V., & Huu, D. T. T. (2023).** Xanthine oxidase, α -glucosidase and α -amylase inhibitory activities of the essential oil from *Piper lolot*: In vitro and in silico studies. *Heliyon*, 9(8). DOI: [10.1016/j.heliyon.2023.e19148](https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2023.e19148)
- Nwali, B. U., Egesimba, G. I., Ugwu, P. C. O., & Ogbanshi, M. E. (2015).** Assessment of the nutritional value of wild and farmed *Clarias gariepinus*. *International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences*, 4(1), 179-182.

- Oh, S., & Kim, D. Y. (2022).** Characterization, antioxidant activities, and functional properties of mucilage extracted from corchorus olitorius L. *Polymers*, *14*(12), 2488. Uloneme, G. C., Ezejindu, D.
- Olusanya, A. R., Ifeoluwa, B. S., Aboyewa, A. J., & Khadijat, B. (2018).** Antidiabetic and safety properties of ethanolic leaf extract of Corchorus olitorius in alloxan-induced diabetic rats. *Diabetes Food Plan*, *6*, 57.
- Orji, O. U., Ibiam, U. A., Aja, P. M., Ugwu, P., Uraku, A. J., Aloke, C., Obasi, O. D., Nwali, B. U. (2016).** Evaluation of the phytochemical and nutritional profiles of Cnidoscopus aconitifolius leaf collected in Abakaliki South East Nigeria. *World journal of medical sciences*, *13*(3), 213-217.
- Pandey, K. B., & Rizvi, S. I. (2009).** Plant polyphenols as dietary antioxidants in human health and disease. *Oxidative medicine and cellular longevity*, *2*, 270-278.
- Pant, G., Sai, K., Babasaheb, S., Reddy, R., & Sibi, G. (2013).** In vitro α -amylase and α -glucosidase inhibitor activity of *Abutilon indicum* leaves. *Asian Journal of Pharmaceutical and Clinical Research*, 22-24.
- Patil, D. K., & Jain, A. P. (2019).** Extraction, qualitative and quantitative determination of secondary metabolites of Corchorus olitorius. *Journal of Drug Delivery and Therapeutics*, *9*(1-s), 252-255.
- Pokorny, J., Yanishlieva, N., & Gordon, M. H. (Eds.). (2001).** Antioxidants in food: practical applications. CRC press.
- Qiao, Y., Liu, D., Yang, L., Mao, H., ... & Zhan, Y. (2023).** Oxidative stress and inflammation in diabetic nephropathy: role of polyphenols. *Frontiers in Immunology*, *14*, 1185317
- Rines, A. K., Sharabi, K., Tavares, C. D., & Puigserver, P. (2016).** Targeting hepatic glucose metabolism in the treatment of type 2 diabetes. *Nature reviews Drug discovery*, *15*(11), 786-804.
- Rotariu, D., Babes, E. E., Tit, D. M., Moisi, M., Bustea, C., Stoicescu, M., Radu, D. F., Vesa, C. M., Behl, T., Bungau, F., Bungau, S. G. (2022).** Oxidative stress–Complex pathological issues concerning the hallmark of cardiovascular and metabolic disorders. *Biomedicine & Pharmacotherapy*, *152*, 113238.
- Roumy, V. (2007).** Etude phytochimique de plantes amazoniennes d'activité antiplasmodiale, dont Pseudoxandra cuspidata Maas et Tapirira guianensis Aubl (Doctoral dissertation).
- Saranya Selvakumarasamy, Rengaraju Balakrishnaraja. (2023).** Enhancement of Antioxidant Properties of the Medicinal Plant, Costus Pictus by Optimization of its Drying and Extraction Criteria. *Plant Foods for Human Nutrition* *78*(3):1-6.
- Saidi, I. (2019).** Caractérisation et valorisation d'une plante de la famille des *fabaceae*: *Gleditsia triacanthos* de la région de Sidi Bel Abbès: Extraction des substances bioactives (Doctoral dissertation).
- Schofield, P., Mbugua, D. M., & Pell, A. N. (2001).** Analysis of condensed tannins: a review. *Animal feed science and technology*, *91*(1-2), 21-40.

Sharma, S. K., Singh, L., & Singh, S. (2013). A review on medicinal plants having antioxidant potential. *Indian Journal of Research in Pharmacy and Biotechnology*, 1(3), 404.

Shobana, S., Sreerama, Y. N., & Malleshi, N. G. (2009). Composition and enzyme inhibitory properties of finger millet (*Eleusine coracana* L.) seed coat phenolics: Mode of inhibition of α -glucosidase and pancreatic amylase. *Food chemistry*, 115(4), 1268-1273. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2009.01.042>

Siek, T. J. (1978). Effective use of organic solvents to remove drugs from biologic specimens. *Clinical toxicology*, 13(2), 205-230.

Souza, J. W. S., Vitorio, M. A. P., Santos, M. P. P. M. S., Santos, R. M. D. S., Montanha, R. S., Assis, R. M. S. D., ... & Silva, C. C. (2022). Leishmanicidal Activity Of Flavonoids Natural And Synthetic: A Minireview. *Open Science Research II*, 2(1), 266-282.

Tanaka, T. (2024). Dynamic Chemistry of Tannins. *Yakugaku Zasshi: Journal of the Pharmaceutical Society of Japan*, 144(2), 183-195.

Tanko, Y., Yerima, M., Mahdi, M. A., Yaro, A. H., Musa, K. Y., & Mohammed, A. (2008). Hypoglycemic activity of methanolic stem bark of *adansonia digitata* extract on blood glucose levels of streptozocin-induced diabetic wistar rats. *International journal of Applied Research in Natural products*, 1(2), 32-36.

Tarling, C. A., Woods, K., Zhang, R., Brastianos, H. C., Brayer, G. D., Andersen, R. J., & Withers, S. G. (2008). The search for novel human pancreatic α -amylase inhibitors: high-throughput screening of terrestrial and marine natural product extracts. *A European Journal of Chemical Biology*, 9(3), 433-438. DOI: [10.1002/cbic.200700470](https://doi.org/10.1002/cbic.200700470)

Tekulu, G. H., Araya, E. M., & Mengesha, H. G. (2019). In vitro α -amylase inhibitory effect of TLC isolates of *Aloe megalacantha baker* and *Aloe monticola Reynolds*. *BMC complementary and alternative medicine*, 19, 1-7. DOI: [10.1186/s12906-019-2622-5](https://doi.org/10.1186/s12906-019-2622-5)

Thavamoney, N., Sivanadian, L., Tee, L. H., Khoo, H. E., Prasad, K. N., & Kong, K. W. (2018). Extraction and recovery of phytochemical components and antioxidative properties in fruit parts of *Dacryodes rostrata* influenced by different solvents. *Journal of food science and technology*, 55, 2523-2532.

Thomson, A., McClave, S. A., & Heyland, D. K. (2006). Nutrition Therapy in Acute Pancreatitis/The authors respond. *JPEN, Journal of Parenteral and Enteral Nutrition*, 30(6), 536.

Ullah, A., Munir, S., Badshah, S. L., Khan, N., Ghani, L., Poulson, B. G., Emwas, A., Jaremko, M. (2020). Important flavonoids and their role as a therapeutic agent. *Molecules*, 25(22), 5243.

Uloneme, G. C., Ezejindu, D. N., Akukwu, D. C., & Chiekiezie, A. C. (2021). Effects of aqueous leaf extract of *Corchorus olitorius* on the testis and blood testosterone level of adult Wistar rats. *World Journal of Advanced Research and Reviews*, 10(2), 024-030.

Walker, E. H., Pacold, M. E., Perisic, O., Stephens, L., Hawkins, P. T., Wymann, M. P., & Williams, R. L. (2000). Structural determinants of phosphoinositide 3-kinase inhibition by wortmannin, LY294002, quercetin, myricetin, and staurosporine. *Molecular cell*, 6(4), 909-919.

Wickramaratne, M. N., Punchihewa, J. C., & Wickramaratne, D. B. M. (2016). In-vitro alpha amylase inhibitory activity of the leaf extracts of *Adenanthera pavonina*. *BMC complementary and alternative medicine*, 16, 1-5.

Wink, M. (2003). Evolution of secondary metabolites from an ecological and molecular phylogenetic perspective. *Phytochemistry*, 64(1), 3-19.

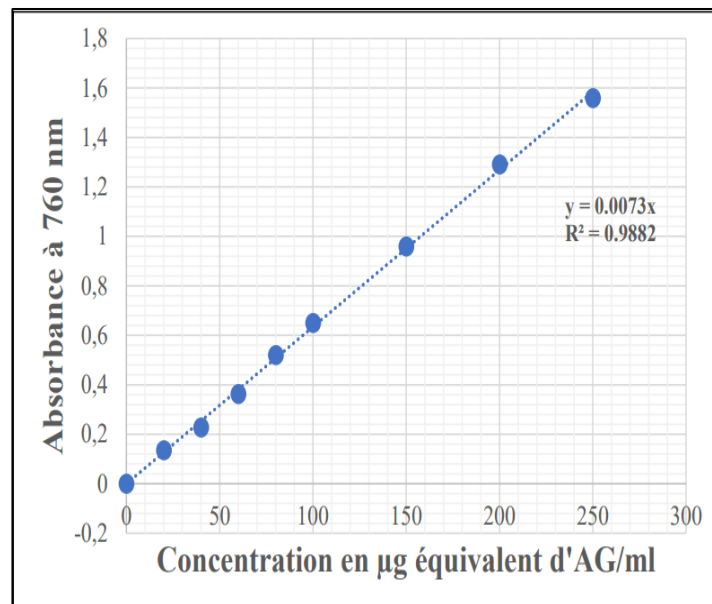
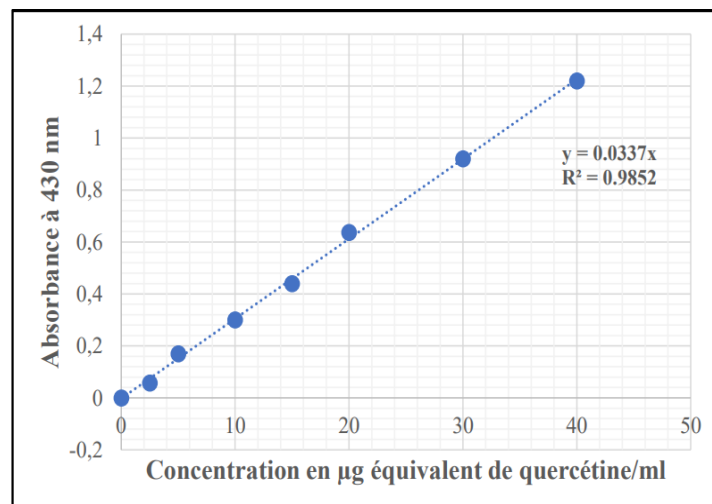
World Health Organization. (2000). A report of the consultation meeting on traditional and modern medicine: harmonizing two approaches, 22–26 November 1999. *Beijing, China., West Pacific Region*.

Yakoub, A. R. B., Abdehedi, O., Jridi, M., Elfalleh, W., Nasri, M., & Ferchichi, A. (2018). Flavonoids, phenols, antioxidant, and antimicrobial activities in various extracts from Tossa jute leave (*Corchorus olitorus* L.). *Industrial Crops and Products*, 118, 206-213.

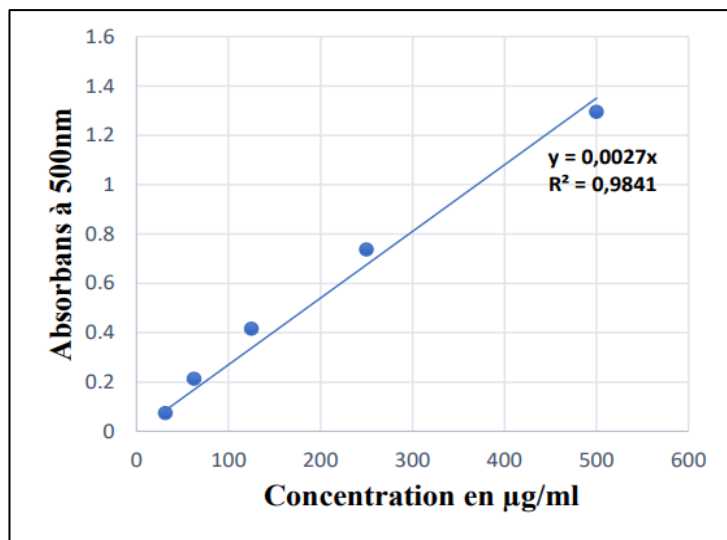
Yang, Y., Bazhin, A. V., Werner, J., & Karakhanova, S. (2013). Reactive oxygen species in the immune system. *International reviews of immunology*, 32(3), 249-270.

Zhang, W., Chen, L., Xiong, Y., Panayi, A. C., Abududilibaier, A., Hu, Y., ... & Liu, G. (2021). Antioxidant therapy and antioxidant-related bionanomaterials in diabetic wound healing. *Frontiers in Bioengineering and Biotechnology*, 9, 707479.

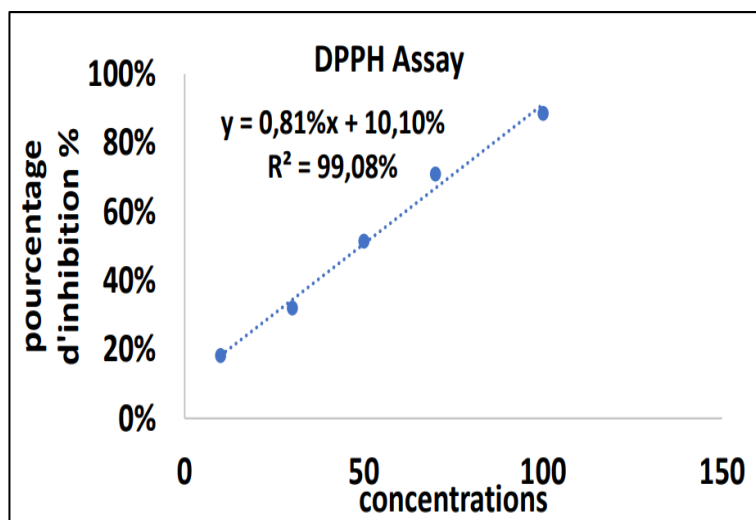
Zhao, J. (2007). Nutraceuticals, nutritional therapy, phytonutrients, and phytotherapy for improvement of human health: a perspective on plant biotechnology application. *Recent patents on biotechnology*, 1(1), 75-97.

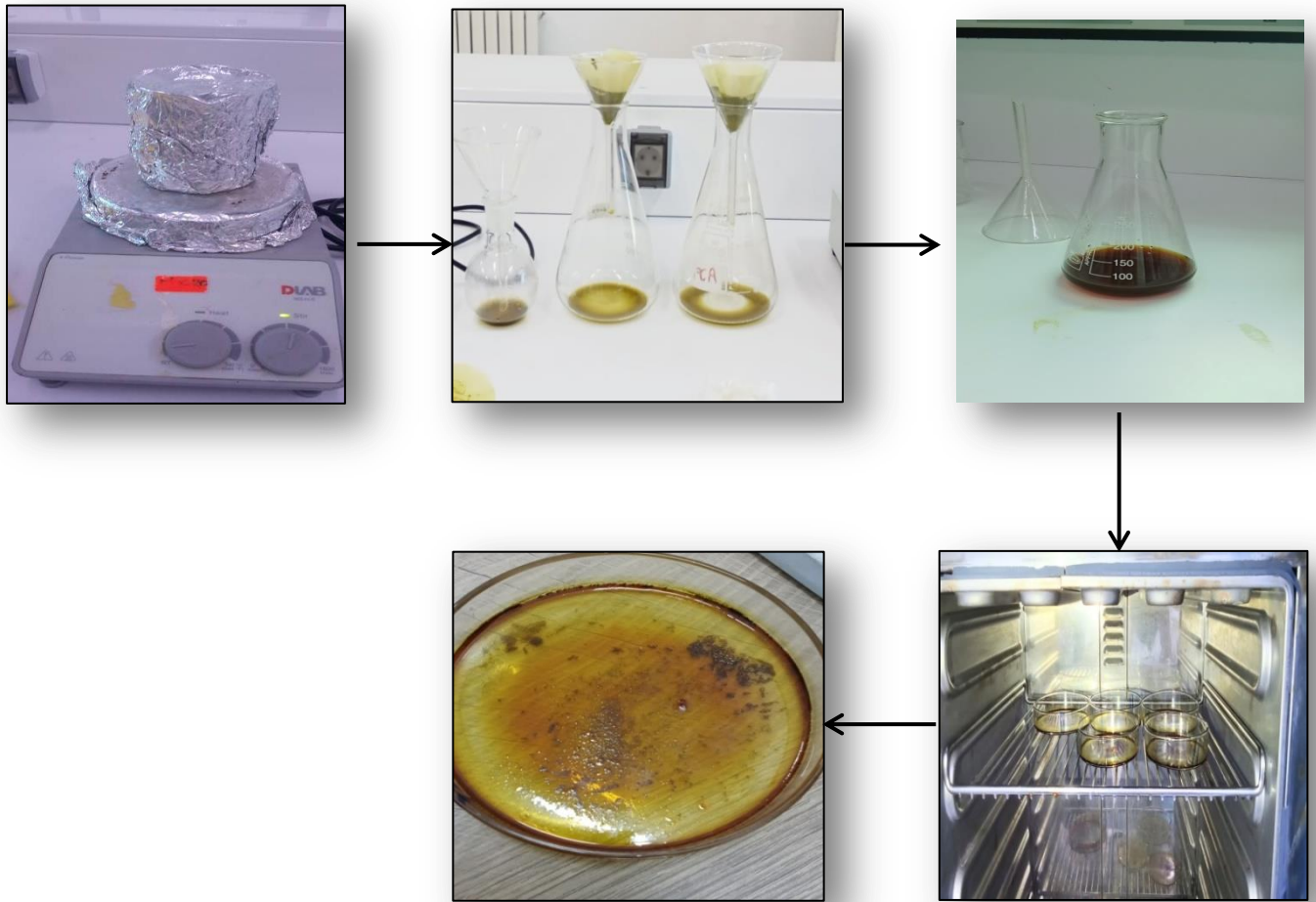
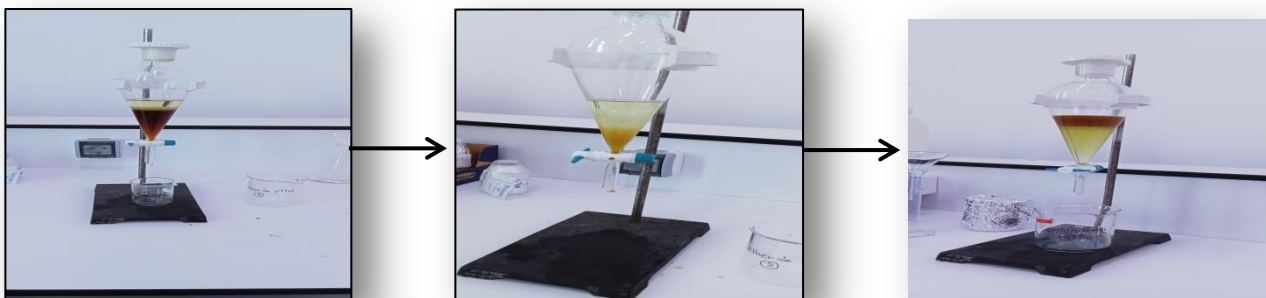
Annexe 1. Courbe d'étalonnage de l'acide gallique.**Annexe 2.** Courbe d'étalonnage de quercétine.

Annexe 3. Courbe d'étalonnage de la catéchine



Annexe 4. Courbe d'étalonnage de l'acide ascorbique.



Annexe 5. Les étapes de l'extraction par macération.**Annexe 6.** Les étapes de l'extraction par extraction liquide liquide.

Annexe 7. Réactifs de l'activité antioxydante

Réactif	Composition	Quantité
DPPH	-DPPH	- 4mg
	-Méthanol	-100ml

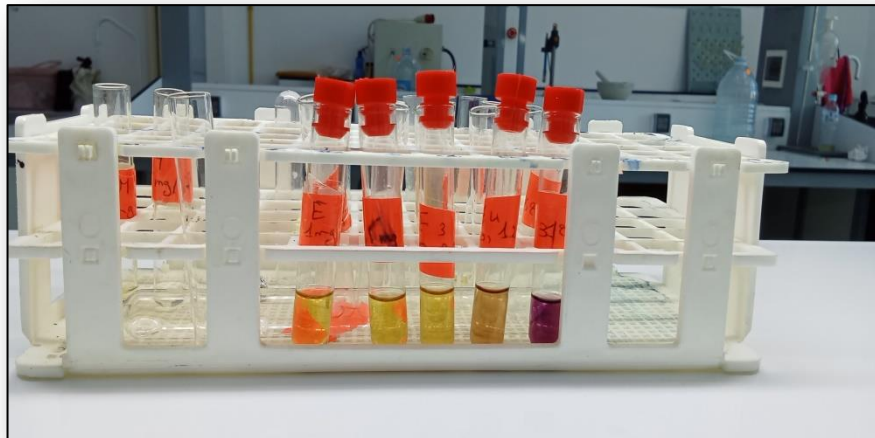
Annexe 8. Réactifs de l'activité antienzymatique

Réactif	Composition	Quantité
Amidon (0.1 %)	-Amidon	0.1g
	- l'eau distillée	100ml
Iodure de potassium iode	-KI	3g
	-Iodine	127mg
	-l'eau distillé	100ml
Acide hypochlorique(1M)	-HCL	4.17 ml
	-l'eau distillée	45.83ml
Tampon phosphate (0.2mM) (PH6.9)	-NaH ₂ PO ₄	51ml
	-Na ₂ HPO ₄	49ml

Annexe 9. Solutions chimiques

Réactif	Composition	Quantité
Réactif de folin ciocalteu	-FCR	1ml
	-l'eau distillée	9ml
Carbonate de sodium (7.5 %)	-NaCO ₃	7.5g
	-l'eau distillée	100ml
Trichlorure d'aluminium (2 %)	-ALCL ₃	2g
	-l'eau distillée	100ml
Vanilline(4 %)	-C ₈ H ₈ O ₃	4g
	-l'eau distillée	100ml

Annexe 10. Réduction du radical DPPH



Résumé

Au cours de cette étude, la composition phytochimique des feuilles de *Corchorus olitorius*, également connu sous le nom de molokhia, ainsi que son activité antiradicalaire et antienzymatique *in vitro*, ont été évaluées. Des extraits de feuilles ont été préparés en utilisant des solvants de polarité différente, et des tests phytochimiques ont été réalisés pour identifier les métabolites présents. Les extraits aqueux et butanolique ont montré les rendements les plus élevés par rapport aux extraits d'éther de pétrole, chloroforme et acétate d'éthyle. L'analyse phytochimique qualitatif a révélé la richesse des extraits en polyphénols, flavonoïdes, tanins et coumarines, en particulier l'extrait butanolique. L'analyse phytochimique quantitatif a confirmé la présence abondante de polyphénols (250 ± 0.11 mg EAG/g ES), flavonoïdes (33.65 ± 0.04 mg EQ/g ES) et tanins condensés (32.962 ± 0.04 mg ECAT/g ES) dans cet extrait. En ce qui concerne l'activité antioxydante, l'extrait butanolique (0.27 ± 0.03 mg/ml) a montré une capacité plus élevée à piéger les radicaux libres par rapport à l'extrait aqueux (1.07 ± 0.001 mg/ml). De plus, l'extrait butanolique a démontré une forte activité inhibitrice de l'alpha-amylase avec une IC₅₀ de 4.62 ± 0.98 mg /ml, similaire à celle de l'acarbose (3.65 ± 0.54 mg/ml), un médicament couramment utilisé pour traiter le diabète. Ces résultats indiquent que les feuilles de *Corchorus olitorius* sont riches en métabolites secondaires, tels que les polyphénols et les flavonoïdes, ce qui leur confère une activité antioxydante et antienzymatique importante.

Mots clés : *Corchorus olitorius*, screening phytochimique, polyphénols, flavonoïdes, activité antioxydante, activité antienzymatique.

Abstract

During this study, the phytochemical composition of *Corchorus olitorius* leaves, also known as molokhia, as well as its *in vitro* antiradical and antienzymatic activity, were evaluated. Leaf extracts were prepared using solvents of different polarities, and phytochemical tests were conducted to identify the present metabolites. The aqueous and butanol extracts showed the highest yields compared to petroleum ether, chloroform, and ethyl acetate extracts. Qualitative phytochemical analysis revealed the abundance of polyphenols, flavonoids, tannins, and coumarins, particularly in the butanol extract. Quantitative phytochemical analysis confirmed the abundant presence of polyphenols (250 ± 0.11 mg GAE/g DW), flavonoids (33.65 ± 0.04 QE/g DW), and condensed tannins (32.962 ± 0.04 mg CE/g DW) in this extract. Regarding antioxidant activity, the butanol extract (0.27 ± 0.03 mg/ml) exhibited a higher capacity to scavenge free radicals compared to the aqueous extract (1.07 ± 0.001 mg/ml). Furthermore, the butanol extract demonstrated strong alpha-amylase inhibitory activity with an IC₅₀ of 4.62 ± 0.98 mg/ml, similar to that of acarbose (3.65 ± 0.54 mg/ml), a commonly used medication for diabetes treatment. These results indicate that *Corchorus olitorius* leaves are rich in secondary metabolites, such as polyphenols and flavonoids, which confer significant antioxidant and antienzymatic activity.

Keywords: *Corchorus olitorius*, phytochemical screening, polyphenols, flavonoids, antioxidant activity, antienzymatic activity.

ملخص

خلال هذه الدراسة، تم تقييم التركيب الفيتوكيميائي لأوراق الكرخورس أوليتوريوس، المعروفة أيضاً بالملوخية، بالإضافة إلى نشاطها المضاد للجذور الحرة والإنزيمي في الفحص الحي. تم تحضير مستخلصات الأوراق باستخدام مذيبات ذات قطبية مختلفة، وأجريت اختبارات فيتوكيميائية لتحديد المركبات الفعالة المتواجدة. أظهرت المستخلصات المائية والبوليتانولية أعلى عوائد مقارنة بمستخلصات الإيثر البترولي والكلوروفورم وخلات الإيثيل. كشف التحليل الفيتوكيميائي النوعي عن وفرة البوليفينولات والفلافونويدات والتانينات والكومارينات، ولا سيما في مستخلص البوتانول. أكد التحليل الفيتوكيميائي الكمي وجود وفرة من البوليفينولات (0.11 ± 250 ملغ م ك / غ م م) والفلافونويدات (0.04 ± 33.65 ملغ م ح غ / غ م م) والتانينات المكثفة (0.04 ± 32.962 ملغ م ك / غ م م) في هذا المستخلص. فيما يتعلق بالنشاط المضاد للأكسدة، أظهر مستخلص البوتانول (0.03 ± 0.27 ملغ/مل) قدرة أعلى في امتصاص الجذور الحرة مقارنة بالمستخلص المائي (1.07 ± 0.001 ملغ/مل). علاوة على ذلك، أظهر مستخلص البوتانول نشاطاً مثبطاً قوياً للألفا أميلاز بتركيز منتصف التنشيط يبلغ 0.98 ± 4.62 ملغ/مل، وهو مشابه لتأثير الأكاربوز (0.54 ± 3.65 ملغ/مل)، وهو دواء يستخدم عادة لعلاج مرض السكري. تشير هذه النتائج إلى أن أوراق الكرخورس أوليتوريوس غنية بالمركبات الثانوية مثل البوليفينولات والفلافونويدات، مما يمنحها نشاطاً مهماً في مكافحة الأكسدة وتنشيط الإنزيمات.

كلمات مفتاحية: كوركورس أوليتوريوس، فحص فيتوكيميائي، بوليفينولات، فلافونويدات، نشاط مضاد للأكسدة، نشاط مضاد للإنزيمات