

République Algérienne Démocratique et Populaire



**Ministère de l'Enseignement Supérieur et de
la Recherche Scientifique**



Université Ibn Khaldoun–Tiaret

Faculté des Sciences de la Nature et de la Vie

Département des Sciences de la Nature et de la Vie

Mémoire de fin d'études

En vue de l'obtention du diplôme de Master académique

Domaine : Sciences de la Nature et de la Vie

Filière : Sciences alimentaire

Spécialité : agroalimentaire et contrôle de qualité

Présenté par :

YAHIA SOUHILA

YAHIA NADIA

BOULABBAS MEBAREK

Thème

L'évaluation de la qualité nutritionnelle de l'eau de l'orge

Soutenu publiquement le

Jury:

Président: Mr. ADDA. M

Encadrant: Mme MOKHTARI. S

Co-Encadrant: Mr YAZIT.M

Examinatrice: Mme MILIANI.A

Année universitaire : 2019-2020

*R*emerciement

Allah le bénéfique soit loué et qu'il nous guide sur la bonne voie

Ansï nous remercions notre encadreur madame « Mokhtari Sara », pour tous ses conseils et ses orientations pour la réalisation de ce travail.

Nos remerciements à notre Co-Encadreur monsieur Yazit Mohamed pour sa gentillesse et pour sa sympathie.

Nous remercïe monsieur « ADDA Mohamed » pour avoir accepté de présider notre jury. Nous vous remercions de votre enseignement et nous vous sommes très reconnaissants de bien vouloir porter intérêt à ce travail

Nos remerciements à Madame « Miliani Amina », de bien vouloir évaluer et examiner ce travail.

Nos remerciements aux techniciens du laboratoire de technologie Alimentaire Monsieur « Ben Hlima », « Houari Aouali » et monsieur Bachir , pour leurs aides.

Et à tous ceux qui ont participé de près ou de loin à la réalisation de ce travail.

*D*édicace

Je dédie ce travail:

*À mes parents pour l'amour et la confiance qu'ils ont
toujours portés pour moi,*

À mes chères frères; Aymen et Abdsamed.

Merci à mon amis proche kamel pour m'encourager.

Àx nombres de ma grande famille à Oran.

*À mes amies Nadia , Nacira et Mebarak (merci de votre
collaboration).*

Yahia Souhila

*D*édicac*e*

A mes parents qui m'ont encouragé pendant les moments difficiles.

A mes frères et mes sœurs. A toute la famille.

A mes fils de mon frère. A toute mes amis.

Merci à mon marré Abdallah pour m'encourager

A toute la promotion 2^{ème} années master agroalimentaire et contrôle de qualité.

Yahia Nadia

Dédicace

Je dédie ce modeste travail à mes chers parents, ma mère khaira et mon père Elhadj pour leurs sacrifices et leurs soutiens tout au long de mes études.

À mes sœurs et mes frères. À toute la famille

À tous les membres de club scientifique Ibn Khaldoun

Qui ont éclairé mon cursus universitaire.

À mes collègues de la promo 2015 je port un grand respect pour eux.

Mebarek Boulabbase

Liste des abréviations

AFNOR:	Association française de normalisation
C°:	Degré Celsius
COVID 19:	corona virus 2019
CUSO:	Le sulfate de cuivre
ISO:	Organisme international de standardisation
KOH:	Hydroxide de potassium
K₂SO₄:	Sulfate de potassium
MG:	Matière grasse
Na₂ CO₃:	Le carbonate de sodium
NaOH:	Hydroxyde de sodium
Nm:	Nanomètre
UFC:	Unité formant colonie
%:	Pourcentage

Liste des figures

Figure N° 1 : Schéma du protocole expérimental	- 7 -
Figure N° 2 : Détermination du pH.....	- 9 -
Figure N° 3 : Détermination du taux de cendre	- 11 -
Figure N° 4 : Teneur en lipides	- 12 -
Figure N° 5: Détermination de l'acidité titrable	- 13 -
Figure N° 6 : les analyses physico-chimiques, biochimiques de l'orge.....	- 23 -

Liste des tableaux

Tableau N° 1 : solutions et matériel utilisés pour détermination du pH.	- 8 -
Tableau N° 2 : solutions et matériels nécessaires pour la mesure de la teneur en eau.....	- 9 -
Tableau N° 3 : Solutions et matériels nécessaires pour la mesure de la teneur en cendre.	- 10 -
Tableau N° 4 : Solutions et matériels nécessaires pour la mesure de la teneur en protéines.....	- 14 -
Tableau N° 5 : Solutions et matériels nécessaires pour la mesure de la teneur en gluten humide....	- 16 -
Tableau N° 6 : Solutions et matériels nécessaires pour la mesure de la teneur en gluten sec	- 17 -
Tableau N° 7 : Solutions et matériels nécessaires pour les analyses microbiologiques.....	- 18 -
Tableau N° 8 : Paramètres physico-chimiques de l'orge	- 22 -
Tableau N° 9 : Paramètres physico-chimiques de l'orge	- 22 -
Tableau N° 10 : Paramètres biochimiques de l'orge.....	- 23 -

Table des matières

Remerciement	I
Dédicace	II
List des abréviations	V
Liste des figures	VI
Liste des tableaux	VII
Introduction générale	1

Première Partie: Matériels et méthode

1. Objectif de l'étude	- 6 -
2. Problèmes soulevés	- 6 -
3. Matériels et méthodes.....	- 6 -
3.1 Matériel Végétal	- 6 -
3.2 Méthodes d'analyses.....	- 6 -
4. Caractéristiques organoleptiques du grain de l'orge	- 8 -
5. Analyses physico-chimiques d'orge.....	- 8 -
5.1 Analyses physiques.....	- 8 -
5.2 Détermination de la teneur en eau (ISO 712, 2009)	- 9 -
5.3 Détermination du taux de cendre (ISO 2171, 2007).....	- 10 -
6. Paramètres biochimiques	- 11 -
6.1 Teneur en lipides (ISO 7302,1982)	- 11 -
6.2. Détermination de l'acidité titrable (Lecoq, 1965)	- 12 -
6.3. Détermination de la teneur en protéines	- 13 -
6.4 Détermination de la teneur en amidon et en amylose	- 15 -
7. Analyses technologiques.....	- 16 -
7.1. Dosage du gluten par la méthode manuelle (Brochoire et al., 2005)	- 16 -

7.3 Détermination de l'indice de chute.....	- 17 -
8. Analyses photochimiques	- 18 -
8.1 Dosage des polyphénols totaux	- 18 -
9. Analyse microbiologique	- 18 -
9.1 Intérêt	- 18 -
9.2.1 Préparation de la solution mère et des dilutions	- 19 -
9.2.2 Ensemencement	- 19 -
9.2.3 Incubation.....	- 19 -
9.2.4 Dénombrement des colonies avoir une seule référence.....	- 19 -
9.2.5 Isolement	- 20 -
9.2.6 Identification des isolats.....	- 20 -

Résultat et discussion

1. Résultats des paramètres organoleptiques de l'orge	- 22 -
2. Résultats des paramètres physico-chimiques de l'orge.....	- 22 -
2.1 Détermination du pH	- 22 -
2.2 Détermination de la teneur en eau	- 22 -
2.3 Détermination de taux des cendres	- 22 -
3. Résultats des Paramètres biochimiques de l'orge.....	- 22 -
3.1 Détermination de Matière grasse.....	- 23 -
3.2 Discussion générale	- 24 -
3.2 PH.....	- 24 -
3.3 Teneur en eau	- 24 -
3.4 Taux de cendre	- 24 -
3.5 Teneur en lipides (MG).....	- 25 -
Conclusion	- 26 -
Références bibliographique.....	- 26 -

Introduction générale

Les premiers habitants de la terre vivaient principalement d'aliments provenant de la chasse et de la cueillette. Les grains des céréales ont été parmi les premiers à être cultivés et récoltés. Les anciennes civilisations prospérèrent en partie grâce à leur aptitude à produire, engranger et distribuer ces grains de céréales principalement le maïs, le riz, le blé et l'orge. On appelle céréale toutes les plantes de la famille des Graminées (Poacées) dont le grain possède une amande amylacée, susceptible d'être utilisée dans l'alimentation des hommes ou des animaux. **(Godon .H, 1968)**.

La filière céréales et dérivés constitue une des bases importantes de l'agro-alimentaire en Algérie, les céréales représentent les ressources principales du Fellah, elles constituent la base de la nourriture des Algériens **(Lerin François, 1986)**

Les céréales et leurs dérivées constituent l'épine dorsale du système alimentaire Algérien. En effet, elles fournissent plus de 60% de l'apport calorique, et 75 à 80% de l'apport protéique de la ration alimentaire nationale **(Feillet P., 2000)**.

L'orge est un aliment important dans plusieurs régions du monde telles que l'Afrique du Nord, le proche Orient, l'Asie, etc. La consommation moyenne et annuelle par personne dans ces régions varie entre 2 à 36 kg **(EL-Haramein et Grand, 2010)**.

La production annuelle mondiale de l'orge est de 1676 millions de tonnes, la superficie moyenne récoltée est de 84.8 millions d'hectares et le rendement moyen est de 1978 kg/ha **(statistique agricole, 1998)**, les plus importants pays producteurs d'orge dans le monde sont: La Russie, l'Allemagne, le Canada, la France, l'Espagne et les Etats-Unis **(ADIMI, 2005)**.

En Algérie, les emblavures d'orge occupent généralement les terres pauvres où les cultures de blé donnent des rendements faibles c'est à dire les zones marginales des plaines intérieures et des hauts plateaux. Dans ces zones, l'orge joue aussi un rôle important dans l'équilibre économique des petites exploitations puisqu'elle contribue, dans une certaine mesure, à l'accroissement des ressources fourragères particulièrement dans les zones semi arides ou elle la surface moyenne destinée annuellement à la culture de l'orge s'élève à 482000 hectares et donne une production de 500000 tonnes **(FAO, 2001)**.

Le grain d'orge est constitué de 65-68% d'amidon, de 10-17% de protéines, 4-9% de β -glucanes, 2-3% lipides et de 1,5-2,5% de minéraux **(Kamel et al., 2013)**. L'intérêt de l'utilisation alimentaire se concentre en grande partie autour des effets des nutriments de l'orge: des vitamines (B1, B2, B6,B12), particulièrement la vitamine E et certains minéraux (K, Ca, Fe, P, Mg et Zn). Il contient également des composants bénéfiques pour la santé, dont les antioxydants principalement les composés phénoliques, les tocophérols

et des tocotriénols. Parmi les céréales, l'orge est le grain principal pour le développement des nourritures fonctionnelles car il contient deux composés de vif intérêt alimentaire: tocols (vitamine E) et fibres de β -glucanes (**Finocchiaro et al., 2005**). Récemment toutefois, on s'est de nouveau intéressés à l'orge comme céréale pour l'alimentation humaine, car les consommateurs sont plus conscients de l'importance d'une bonne nutrition et recherchent davantage les aliments et les ingrédients alimentaires riches en fibres (**Izydorczyk et Dexter, 2008**).

Le grain d'orge est une excellente source de fibres alimentaires (β -glucanes et les arabinoxylanes). Les béta glucanes, principaux constituants des fibres de l'orge, ont été liés à la baisse du cholestérol plasmatique, à l'amélioration du métabolisme des lipides et à la réduction de l'indice glycémique et augmente la satiété, ce qui favorise la gestion du poids (**El Khoury et al., 2012 ; King et al., 2008**). Ces fibres sont donc des composés intéressants dans le traitement nutritionnel des maladies cardiovasculaires et du diabète de type 2 (**Marlett et al., 2002**).

L'orge est une excellente source de fibres insolubles importantes pour maintenir la santé digestive et protéger contre le cancer du côlon. Chez des personnes en santé, des chercheurs ont observé que la consommation d'une diète contenant de l'orge augmentait le volume des selles; ils rappellent également qu'il y aurait une relation entre un volume de selles plus élevé et une diminution du risque de cancer du côlon. Cette propriété est l'une des caractéristiques notables des aliments riches en fibres alimentaires (**Li et al., 2003**).

L'orge est une source de magnésium, un minéral qui agit comme cofacteur pour plus de 300 enzymes, y compris des enzymes impliquées dans le corps humain pour la sécrétion d'insuline et de glucose (**Joode tKalra, 2001**).

Cependant le magnésium joue un rôle essentiel dans plusieurs réactions cellulaires fondamentales. Il est impliqué dans de nombreuses mécanismes enzymatiques pour la synthèse d'acide désoxyribonucléique (ADN) et d'acide ribonucléique (ARN) (**Galan et al., 2002**). Il joue aussi un rôle dans le métabolisme de l'énergie et dans la transmission de l'influx nerveux.

L'orge est une source de zinc. Ce dernier participe notamment aux réactions immunitaires, à la fabrication du matériel génétique, à la perception du goût, à la cicatrisation des plaies et au développement du fœtus. Il interagit également avec les hormones sexuelles et thyroïdiennes. Dans le pancréas, il participe à la synthèse (fabrication), à la mise en réserve et à la libération de l'insuline (**Alais et Linden, 1991**).

L'orge est une source de fer. Chaque cellule du corps contient du fer. Ce minéral est essentiel au transport de l'oxygène et la formation des globules rouges dans le sang. Il entre dans la construction de l'hémoglobine, de la myoglobine et de nombreux systèmes enzymatiques (**Alais et Linden, 1997**).

La fermentation est un procédé ancestral et l'une des méthodes économiques les plus utilisées dans la conservation et la transformation des matières premières alimentaires. Elle prolonge leurs durées de vie, en éliminant les facteurs toxique. Leurs propriétés organoleptiques et nutritionnelles sont également améliorées. Les aliments fermentés sont la base de l'alimentation de nombreuses populations, en particulier dans les pays en voie de développement et émergents, où la fermentation est souvent la seule façon de préserver les aliments contre les microorganismes d'altération (**Humblot and Guyot, 2008**). Ils participent également à l'identité culturelle, car ils sont souvent liés à de très anciennes habitudes et pratiques alimentaires traditionnelles (**Guyot, 2012**).

Les produits fermentés à base de céréales présentent actuellement un intérêt scientifique particulier, car ils contribuent aux apports énergétiques et nutritionnels des populations. Ils sont élaborés à partir d'une variété de céréales donnant naissance à une grande diversité d'aliments à travers le monde. Le pain et les boissons alcoolisées sont les produits fermentés les plus anciens connus par l'humanité. Les grains de céréales comme le sorgho, le maïs et le millet sont des substrats courants dans la production de bouillies et de boissons fermentées d'origine africaine et américaine. En Asie, la fermentation du riz avec des starters mixtes a donné naissance à divers produits fermentés traditionnels (Tamang, 2010b).

En Algérie, dans les régions des hauts plateaux, les céréales t'el que le blé dur, tendre, orge... est stocké dans un type d'entrepôt souterrain connu généralement sous le nom de « matmora ». Mais dans certaines conditions, l'infiltration des eaux dans la matmora, va engendrer une fermentation des grains de blé stocké en contact avec la paroi. (**Doumandji et al., 2003**). Le produit issu de cette fermentation connu sous le nom vernaculaire de « EL HAMMOUM » révèle une qualité très appréciée des algériens.

- Notre travail s'inscrit dans le cadre d'une étude physicochimiques, biochimiques, microbiologiques et l'autre phytochimique en évaluant les propriétés nutritionnelles de l'eau de l'orge (orge de type fermenté). Ce manuscrit est divisé en trois parties:
- La première partie est celle des matériels et des méthodes, partagée en quatre parties, une physicochimiques, biochimiques microbiologiques et l'autre phytochimique.

- La deuxième partie est constituée des résultats obtenus et de leur discussion.
- Enfin, une conclusion générale.

Première Partie

Matériel Et Méthodes

1. Objectif de l'étude

Ce mémoire a été initialement proposé pour évaluer la qualité nutritionnelle de l'eau d'orge. En basant sur plusieurs paramètres physico-chimiques et technologiques microbiologique et photochimiques.

2. Problèmes soulevés

A cause de la pandémie de covid-19, en n'a pas pu réaliser les totalités des analyses de notre échantillon, de ce fait nous avons pu effectuer uniquement le dosage du pH, la teneur en eau, taux de cendre, et les lipides (les grains d'orge seulement). Pour cela nous n'avons peu des résultats. La majorité des principes et modes opératoires des analyses effectuées se référant au recueil des normes (ISO).

3. Matériels et méthodes

Les analyses ont été réalisées aux laboratoires de technologie alimentaire de l'université Ibn Khaldoun de Tiaret. (Algérie). Les analyses ont été évaluées selon des paramètres retenus dans des études similaires et antérieures Sur une période approximative 3 semaines.(20 février a 12 mars) Voir méthodes.

3.1 Matériel Végétal

Le matériel végétal utilisé dans notre étude est d'orge de type fermenté issues la wilaya de « Mascara ». Nous avons procédé à un broyage à l'aide d'un mortier et un moulin électrique domestique jusqu'à l'obtention d'une poudre fine pour effectuer les différentes analyses.

3.2 Méthodes d'analyses

Les différentes étapes suivies lors de notre expérimentation sont récapitulées dans la figure N°01.

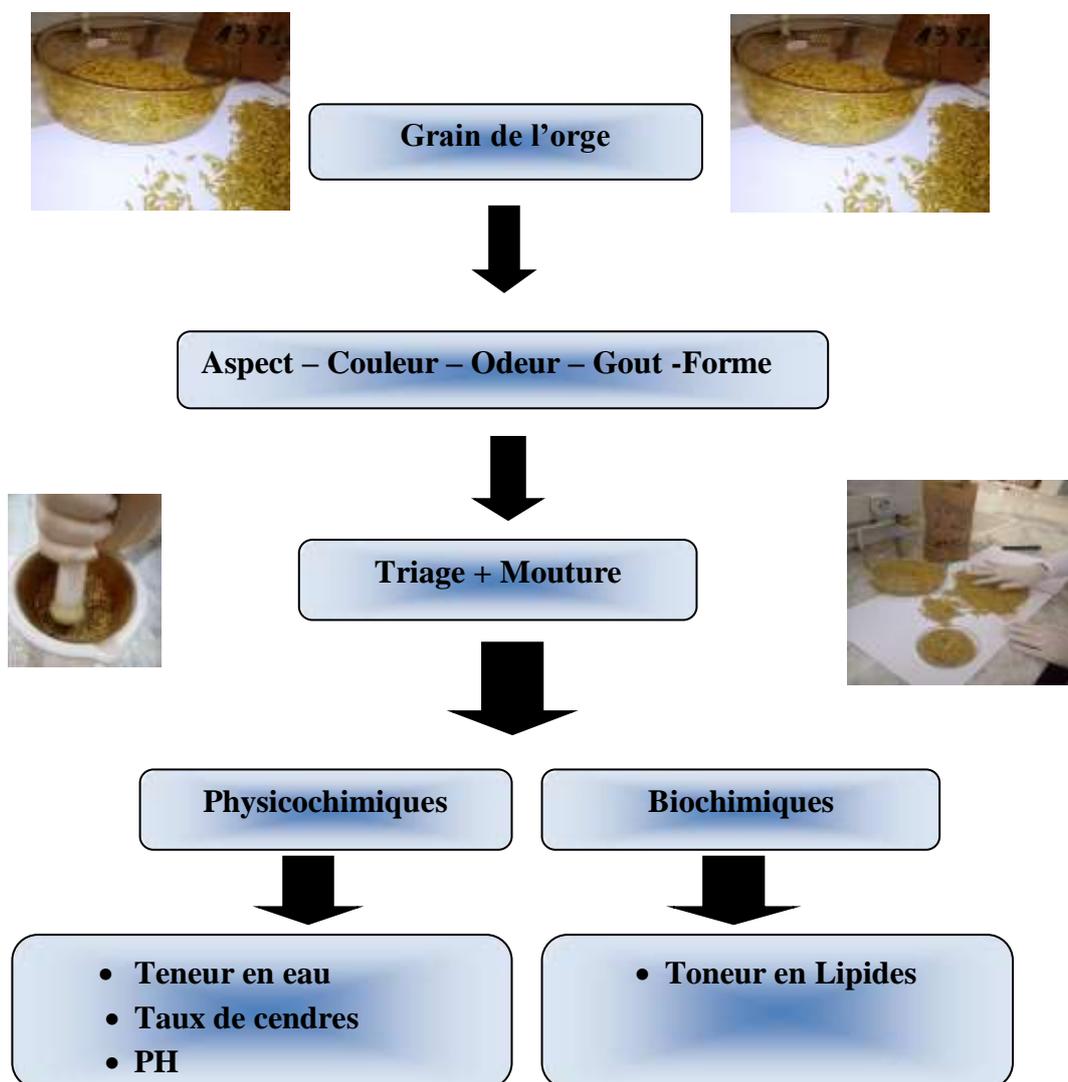


Figure N° 1 : Schéma du protocole expérimental

4. Caractéristiques organoleptiques du grain de l'orge

Certains paramètres organoleptiques (aspect, couleur, odeur et goût) ont été déterminés sur le grain de l'orge entier avant la mouture.

5. Analyses physico-chimiques d'orge

5.1 Analyses physiques

* Le PH

La mesure du pH a été effectuée sur 100 ml de solution à température ambiante à l'aide du PH-mètre. Il est déterminé à l'aide d'un pH-mètre. Ce facteur permet de donner une indication sur la qualité hygiénique du produit.

Le tableau N°01 indique le matériel, et les solutions nécessaires pour cette mesure.

Tableau N° 1 : solutions et matériel utilisés pour détermination du pH.

Echantillon expérimental	Matériels	Solutions
L'orge	pH-mètre, Bêchers	Eau distillée
	Papier hygiénique	Solutions tampons pH=4,7 et 9)

▀ Principe

C'est une méthode potentiométrique, électrométrique; le pH est déterminé à l'aide d'un PH-mètre, appareil qui mesure la différence de potentiel entre deux électrodes. (Multon, 1982)

▀ Mode opératoire

a-Etalonnage de l'appareil

- Allumer le pH-mètre
- Afficher la température ambiante
- Tremper l'électrode de pH-mètre dans la solution tampon de pH=7.
- Laisser le stabiliser un moment.
- Affiner avec le bouton et rincer abondamment avec l'eau distillée.
- Ré-étalonner de la même manière avec les solutions tampons de pH=9 et pH=4.
- Puis rincer abondamment l'électrode avec l'eau distillée.

b-Détermination de la valeur du pH des échantillons

- Pendre une quantité déterminée de la solution à analyser.
- Tremper l'électrode dans le bêcher.

- Laisser stabiliser un moment.
- Ensuite, noter la valeur pH de la solution d'orge.

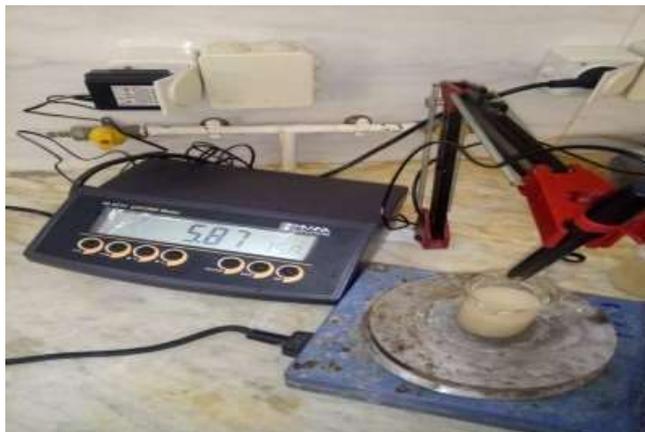


Figure N° 2 : pH metre

5.2 Détermination de la teneur en eau (ISO 712, 2009)

Elle est déterminée par dessiccation du produit dans une étuve à 100 °C pendant 24 heures jusqu'à obtention d'un poids constant.

Le tableau N°02 présente les solutions et matériels nécessaires pour cette mesure.

Tableau N° 2 : solutions et matériels nécessaires pour la mesure de la teneur en eau.

Echantillon expérimental	Appareils nécessaires
L'orge	Etuve
-----	Dessiccateur
-----	Creuset (capsule)

• Principe

Le dosage consiste en un séchage à l'étuve d'une prise à une température entre 103°C et 105°C jusqu'à masse constante la perte de masse subie par le produit représente la teneur en eau.

– Mode opératoire

5g de mouture à été pesé dans des capsules et introduites dans l'étuve à 103°C pendant 2h30 min .A la fin du séchage, la capsule a été placée rapidement dans un dessiccateur puis pesée.

– Expression des résultats

– La teneur en eau est calculée d'après la formule suivante:

$$\text{Teneur en eau en \%} = \frac{m_3 - m_2}{m_1 - m_2} \times 100$$

- m1: poids de la capsule vide.
- m2: poids de la prise d'essai + la capsule avant dessiccation en g.
- m3: poids de la prise d'essai + la capsule après dessiccation en g.

5.3 Détermination du taux de cendre (ISO 2171, 2007)

Le tableau N° 03 résume les matériels et les solutions nécessaires pour cette opération.

Tableau N° 3 : Solutions et matériels nécessaires pour la mesure de la teneur en cendre.

Echantillons	Appareils nécessaires
L'orge	four à moufle électrique
.....	Capsules de porcelaine.
.....	Dessiccateur

▀ Principe

L'analyse repose sur l'incinération d'une prise d'essai jusqu'à combustion complète des matières organiques suivie d'une pesée du résidu obtenu.

▀ Mode opératoire

La teneur en eau est préalablement déterminée, 5g de mouture de l'orge sont répartis dans des creusets en porcelaine déjà pesé. La prise d'essai est humectée avec 1 à 2 ml d'éthanol à 95/afin d'obtenir une incinération uniforme. Le tout est placé dans un four à moufle porté à la température de 900°C pendant 2 heures. Après combustion complète du produit et refroidissement dans le dessiccateur, les creusets contenant les cendres sont pesés.

▀ Expression des résultats

Le taux de cendres ; en fraction massique par rapport à la matière sèche, exprimé en pourcentage, est donné par l'équation :

$$\frac{100 \times (b - a)}{M} \times \frac{100}{(100 - H)}$$

a: poids de la nacelle d'incinération vide;

b: poids de la nacelle d'incinération avec résidu (cendre);

M: poids de la prise d'essai:

H: humidité de l'échantillon.



Figure N° 3 : taux de cendre

6. Paramètres biochimiques

6.1 Teneur en lipides (ISO 7302,1982)

▀ Principe

Selon (ISO 7302,1982), on convient d'appeler « **matières grasses** » d'un aliment, les substances extraites par un solvant choisi (éther de pétrole, éther diéthylique ou hexane) dans les conditions bien déterminées, qui se résument par le principe suivant dans un appareil nommée soxhlet. Nous avons appliqué la méthode soxhlet. C'est une méthode gravimétrique, puisqu'on pèse l'échantillon au début et la matière grasse à la fin de l'extraction.

▀ Mode opératoire

Peser 15 g de mouture et la placer dans une capsule en cellulose. L'extraction de l'échantillon est réalisée en continu par l'ajout de 200 ml de solvant organique (hexane), pendant 6 heures 100 à 110°C. Le ballon est soumis à une évaporation dans le rotavapor, puis il sera refroidi et pesés.

▀ Expression des résultats

Le taux de matière grasse (MG/) est donné par la formule suivante :

$$M.G = \frac{P2 - P1.100}{P3}$$

Ou :

P1 : est le poids en « g » du ballon ;

P2 : est le poids en « g » du ballon et la MG après élimination du solvant ;

P3 : est la prise d'essai en « g » de l'échantillon à analyser.



Figure N° 4 : appareil de soxhlet

6.2. Détermination de l'acidité titrable (Lecoq, 1965)

▀ Principe

Le principe consiste en une neutralisation de l'acidité libre totale contenue dans l'échantillon avec une solution de NaOH (0,1N) en présence de phénolphtaléine comme indicateur de couleur (Lecoq, 1965).

▀ Mode opératoire

- Prendre une prise d'essai de 5g et ajouter 50 ml d'eau distillée
- Agiter, puis filtrer
- Prélever 10 ml du filtrat auxquels on ajoute 2 gouttes de phénolphtaléine
- Titrer avec NaOH 0,1N jusqu'au virage de la couleur qui devient rose claire

▀ Expression des résultats

L'acidité titrable s'exprime de préférence en milliéquivalents pour 100g de l'échantillon selon la formule suivante:

$$A = \frac{v \times N \times V \times 100}{f \times p}$$

Où A : Acidité tritable en milliéquivalents pour 100g (mEq/100g)

v : volume du NaOH utilisé pour obtenir le virage

N : concentration du NaOH

V : volume d'eau distillée utilisée

f : volume du filtrat prélevé

p : poids de la prise d'essai



Figure N° 5: l'acidité titrable

6.3. Détermination de la teneur en protéines

La teneur en protéines est un critère important d'appréciation de la qualité pour l'alimentation humaine (valeur d'utilisation), ils sont à la base de la qualité technologique des céréales et de leurs débouchés que ce soit de première transformation (semoule, farine) ou de deuxième transformation (pâtes alimentaires, couscous, pain).

▀ Principe

La teneur en protéines totales est rapprochée, par la détermination de la teneur en azote total selon la méthode de KJELDAHL (NF V03-050), en multipliant la valeur obtenue par le coefficient de conversion (5,70) spécifique aux céréales destinées à l'alimentation humaine.

Tableau N° 4 : Solutions et matériels nécessaires pour la mesure de la teneur en protéines.

Echantillons	Appareils nécessaires	Solutions
L'orge	<ul style="list-style-type: none"> – Balance analytique – Matras Kjeldhal. – Appareil à distillation. – Réchaud électrique. – Fiole Jaugée. – Bécher 	<ul style="list-style-type: none"> – Kataliseur (sulfate de potassium, sulfate de cuivre). – La soude NaOH (40%). – Acide sulfurique concentré 94%. – Acide sulfurique 0,2N. – Acide borique (2%). – Indicateur (rouge de méthyle, bleu de méthyle).

▀ Mode opératoire

a - Minéralisation

Environ 1 g d'échantillon est prélevé dans un récipient de type matras, puis minéralisé pendant environ 1 heure à l'aide de 15ml d'acide sulfurique concentré à chaud en présence de 2 pastilles de catalyseur (contenant le K_2SO_4 et $CuSO_4$) pour produire du sulfate d'ammonium.

b - La distillation de l'ammoniac

Après dilution du liquide de minéralisation avec de l'eau distillée (100ml de mélange), les ions ammoniums formés sont transformés en ammoniac à l'aide d'un excès de NaOH et l'acide sulfurique est neutralisé. Au cours de la distillation, les molécules d'ammoniacs libérées sont entraînées par la vapeur et fixées dans une solution d'acide borique.

c - Titrage

Nous avons procédé à la titration du distillat récupéré en utilisant de l'acide sulfurique à 0,01 N et 3 à 5 gouttes d'indicateur (mélange de Rouge de Méthyle et de bleu de méthylène).

▀ Expression des résultats

La teneur en azote par rapport à la matière humide est donnée par la formule suivante :

$$N \% = 0,01401 \times T \times (V_1 - V_0) \times 100/m$$

La teneur en azote par rapport à la matière sèche est donnée par la formule suivante :

$$N \% = 0,01401 \times T \times (V_1 - V_0) \times 100/m-H$$

Où :

N: teneur en azote.

T: normalité de l'acide sulfurique utilisé pour le titrage.

V1: volume, en millilitre, de la solution d'acide sulfurique versée par le titreur lors du dosage.

V0: volume, en millilitre, de la solution d'acide sulfurique versée par le titreur lors de l'essai à blanc.

m: masse en grammes de la prise d'essai.

H: la teneur en eau en pourcentage de l'échantillon.

6.4 Détermination de la teneur en amidon et en amylose

■ Principe

L'iode interagit avec l'amylose et l'amylopectine pour donner une coloration bleue et brune, respectivement, due à fixation de l'iode dans les hélices formées essentiellement par l'amylose et faiblement par l'amylopectine. D'après certains travaux dont ceux de Jarvis et Walker (1993), le mélange amylose et amylopectine présente le maximum d'absorption à 580 nm, alors que l'absorbance à 720 nm est liée essentiellement à l'amylose.

■ Mode opératoire (Jarvis et Walker,1993)

- Gamme étalon de l'amidon standard

Mettre 0,25 g d'amidon standard dans 10 ml d'eau distillée. 30 ml d'eau distillée bouillante sont ajoutés au mélange. Homogénéiser et continuer l'ébullition pendant 5 minutes jusqu'à obtention d'une solution d'amidon limpide. Refroidir le mélange et le compléter à un volume de 50 ml avec l'eau distillée. Ceci constitue une solution mère d'amidon à 5 mg/ml (ou 0,5%).

- Préparation de l'échantillon à analyser

Peser 0,1 g de l'échantillon. Ajouter 5 ml de KOH 1N. Homogénéiser la solution à la température ambiante et la neutraliser avec 5 ml de HCl 1N. Tester la neutralité de la solution à l'aide d'un papier pH. Porter le mélange en ébullition au bain-marie pendant 15 minutes. Réajuster le volume du mélange à 10 ml. Centrifuger le mélange et récupérer le surnageant.

- Dosage

Prélever des aliquotes de l'échantillon préparé. Ajouter 0,1ml du réactif I₂/KI et compléter à 8ml avec de l'eau distillée. Incuber à l'obscurité pendant 10 min. lire l'absorbance à 580nm pour l'amidon et 720nm pour l'amylose. Le calcul de la teneur est obtenu en se référant à une courbe-étalon tracée dans les mêmes conditions.

7. Analyses technologiques

7.1. Dosage du gluten par la méthode manuelle (Brochoire et al., 2005)

Le gluten a un intérêt principalement technique, il représente la fraction insoluble des protéines, présente la caractéristique de pouvoir former un réseau viscoélastique dont les propriétés d'extensibilité, d'élasticité et de ténacité ont une influence sur le comportement de la pâte

Tableau N° 5 : Solutions et matériels nécessaires pour la mesure de la teneur en gluten humide

Echantillons	Appareils nécessaires	Solutions
L'orge	<ul style="list-style-type: none"> – Tamis de toile de cuivre n°60. – Mortier en porcelaine. – Spatule. – Pipette 25 ml. – Balance. – Plaque de nickel. 	<ul style="list-style-type: none"> – Eau salée de 2% (cette solution doit être utilisée à une température comprise entre 18 et 22°C).

Mode opératoire

- Introduire dans un mortier 25g de poudre, auxquels sont ajoutés 12 ml d'eau salée.
- Malaxer la semoule hydratée jusqu'à ce que la pâte n'adhère plus ni au mortier ni à la spatule.
- La pâte est mis dans la paume des mains et pétrie jusqu'à ce qu'elle forme une masse homogène.
- Ce pâton est ensuite malaxé en le comprimant légèrement avec les doigts, sous un léger filet d'eau de salinité semblable à celle utilisée précédemment.
- Pour éviter de perdre des petits morceaux de la pâte, on la place sous l'eau de lavage un tamis.
- Lorsque le gluten forme une masse bien adhérente, le débit d'eau est légèrement augmenté pour réaliser le lavage du gluten jusqu'à ce que l'eau ne soit plus blanche.
- La deuxième opération est l'essorage, effectué par des fortes pressions répétées entre les paumes des mains (il faut 6 à 8 compressions).
- Peser la pâte obtenue pour déterminer le poids du gluten humide.

Expression des résultats

La teneur en gluten humide est donnée par la formule suivante :

$$GH (\%) = (m \text{ GH} / 25) \times 100$$

Où :

GH: gluten humid.

m : la masse gluten humide.

7.2. Détermination de Gluten sec

Après séchage du gluten humide à une température de 130°C durant 2 heures, on obtient le poids du gluten sec.

Tableau N° 6 : Solutions et matériels nécessaires pour la mesure de la teneur en gluten sec

Echantillons	Appareils nécessaires	Solutions
L'orge	-Etuve. Dessiccateur

Mode opératoire

- Déposer le gluten humide sur la plaque dans une étuve réglée à 130°C durant 2 heures.
- Retirer la plaque et laisser refroidir dans le dessiccateur à la température ambiante environ 30 minutes.
- Peser le gluten sec obtenu.

Expression des résultats

La teneur en gluten sec est donnée par la formule suivante :

$$GS (\%) = (m \text{ GS} / 25) \times 100$$

Où :

GS: gluten sec.

m: la masse du gluten sec.

7.3 Détermination de l'indice de chute

La détermination de l'indice de chute est basée sur la capacité de gélatinisation rapide d'une suspension de mouture intégrale dans un bain d'eau bouillante, et sur la mesure de la liquéfaction de l'empois d'amidon par l' α -amylase présente dans l'échantillon (**ISO 3093: 2009**).

Mode opératoire

Peser une prise d'essai de 7 g auxquels on ajoute 25ml d'eau distillée. Introduire le mélange dans un tube à essai plongé dans un bain marie à 70°C. Mesurer, en seconde, le temps mis par un piston pour tomber au fond du tube (**Brochoire et al., 2005**).

8. Analyses photochimiques

8.1 Dosage des polyphénols totaux

▀ Principe

Le réactif de Folin-Ciocalteu réagit avec la fonction –OH des phénols en développant une coloration bleu foncée proportionnelle à la concentration en polyphénols. L'absorption à l'aide d'un spectrophotomètre permet de déterminer cette concentration.

▀ Mode opératoire

La teneur en polyphénols de l'extrait des grains d'orge a été déterminée par la méthode décrite par **Velioglu et al. (1998)** en utilisant le réactif de Folin-Ciocalteu. 0,1 ml de l'extrait est mélangé à 0,75 ml de réactif de Folin-Ciocalteu dilué 10 fois. La solution de la réaction est laissée à température ambiante pendant 5 min puis 0,75 ml de la solution de Na₂CO₃ (60g/l) sont ajoutés. Le mélange est ensuite incubé à température ambiante pendant 90 min. L'absorbance de la solution est déterminée à 750 nm à l'aide d'un spectrophotomètre.

La teneur en polyphénols totaux est exprimée en µg équivalent d'acide gallique par ml d'extrait pur (µg EAG/ml d'extrait pur).

9. Analyse microbiologique

9.1 Intérêt

Les analyses microbiologiques effectuées sur notre échantillon concernent la microflore fongique, ou mycoflore, composée de moisissures très diverses tant par leur origines que par leurs exigences. Ces micro-organismes sont les principaux responsables des pertes en grains après récolte se sont eux qui posent un problème au niveau du stockage et de conservation. Rappelons que certaines moisissures, fréquentes sur le grain sont capables d'élaborer des substances toxiques pour l'homme: les mycotoxines la plus dangereuse de ces mycotoxines est sans conteste l'aflatoxine B1 produite par *Aspergillus flavus* et *Aspergillus*, fort heureusement la contamination des denrées reste rare dans les produits transformés.

Ensemencement se fait sur la gélose au malt et incubation à 25°C pendant 3 jours.

Tableau N° 7 : Solutions et matériels nécessaires pour les analyses microbiologiques.

Echantillons	Appareils nécessaires	Solutions
L'orge	<ul style="list-style-type: none"> – Tubes et flacons stériles. – Boîtes de Pétri. – Bain marie. 	<ul style="list-style-type: none"> – Milieu de cultures gélose au malt avec antibiotiques. – Eau peptonée tamponnée.

	<ul style="list-style-type: none"> – Etuve. – Balance. – Pipettes Pasteurs. – Pipettes stériles. – Bec ben. – Agitateur à va-et vient. 	
--	--	--

■ Mode opératoire

9.2.1 Préparation de la solution mère et des dilutions

- Mélanger 25g de poudre avec 250 ml d'eau peptonée tamponnée.
- Au moyen d'une pipette, transférer 1ml de l'homogénat dans un tube contenant 9 ml d'eau peptonée et mélanger soigneusement.
- Transférer 1ml de la première dilution dans un deuxième tube contenant 9ml d'eau peptonée tamponnée et mélanger avec une autre pipette.
- Répéter l'opération en utilisant un troisième ou un quatrième tube.

9.2.2 Ensemencement

Couler la gélose au malt dans les boîtes de Pétri, après le séchage, prendre aseptiquement 0,1ml de chaque dilution et l'étaler à la surface du milieu de culture en partant du tube le plus dilué.

9.2.3 Incubation

Incuber les boîtes ainsi préparées, retournées, à 25, 30°C pendant 05 à 06 jours.

9.2.4 Dénombrement des colonies avoir une seule référence

- Après l'incubation, dénombrer toutes les colonies sur les boîtes qui en contiennent de 15 à 300 et noter les résultats par dilution dénombrée en germe /gramme de produit.
- Le nombre de colonies par souches est évalué en UFC (unité formant colonie) par g d'échantillon selon la formule suivante :

$$N = Z \cdot c / (n_1 + 0,1 \cdot n_2) \cdot d$$

Où :

N: Nombre d'UFC par grammes de produit initial.

c: Nombre de colonies comptées par boîte de Pétri.

n1, n2 : Nombre de boîtes de Pétri.

d : Facteur de dilution à partir duquel les premiers comptages ont été obtenus.

9.2.5 Isolement

Selon Guiraud, (2003); l'isolement s'effectue comme suit:

- Prélever une petite bouture mycélienne et la repiquer au centre d'une boîte de Pétri contenant le milieu gélosé extrait de malt.
- Pour obtenir un développement typique, l'inoculation est réalisée en un seul point.
- L'incubation s'effectue à 25°C durant 7 jours.
- Le prélèvement a lieu lorsque le développement de la souche est suffisant.

9.2.6 Identification des isolats

L'identification des souches de moisissure est réalisée selon l'étude des caractères cultureux et des caractères morphologiques.

a - Caractères cultureux

L'examen des boîtes de Pétri s'effectue à l'œil nu. La détermination des caractères macroscopiques des moisissures fait appel aux caractères suivants : La texture et la couleur des colonies, la vitesse de croissance, la couleur du revers de la culture, la présence ou l'absence de gouttes de transpiration.

b - Caractères morphologiques

Le matériel fongique est observé dans tous les cas en milieu liquide entre lame et lamelle. Une petite culture est prélevée à l'aide d'une aiguille stérile, et placée sur une lame contenant une goutte de la solution aqueuse de lactophénol recouverte d'une lamelle pour une observation sous microscope (Objectif X 100).

L'observation consiste à mettre en évidence les caractères suivants:

- Hyphes cloisonnés (septomycètes) ou non (phycomycètes).
- Type et apparence du système sporal.
- Présence et type de structures particul

Résultat et discussion

1. Résultats des paramètres organoleptiques de l'orge

Tableau N° 8 : Paramètres physico-chimiques de l'orge

Paramètre Echantillons	Aspect des graines	Couleur	Odeur
Orge	Absence de particules Étrangères	Marron claire et foncé	Présence d'odeur
Méthode	Contrôle visuel	Contrôle visuel	Contrôle gustatif

2. Résultats des paramètres physico-chimiques de l'orge

Le tableau suivant regroupe les valeurs moyennes des différentes analyses physicochimiques effectuées pour l'orge:

Tableau N° 9 : Paramètres physico-chimiques de l'orge

Paramètre Echantillons	PH	Teneur en eau	Taux de cendre
Orge	5.88±0.05	9.28±0.09	2.56±0.20

2.1 Détermination du pH

La détermination de pH est effectuée par un pH mètre. L'analyse des résultats obtenus indique que l'orge étudiée présente une forte acidité 5.88 ± 0.052

2.2 Détermination de la teneur en eau

D'après les résultats obtenus d'orge analysée présente une teneur en eau de l'ordre de 9.28 ± 0.099 .

2.3 Détermination de taux des cendres

La teneur en cendre de l'orge a été déterminée après incinération, dans un four à moufle, la cendre grisâtre obtenue représente les diverses substances minérales. L'orge renferme de teneur en cendre de l'ordre $2.56 \pm 0.20\%$.

3. Résultats des Paramètres biochimiques de l'orge

Le tableau suivant regroupe deux analyses biochimiques effectuées sur l'orge:

Tableau N° 10 : Paramètres biochimiques de l'orge

Paramètre	Teneur en lipides (%)
Echantillons	
Orge	2.25±0.16

3.1 Détermination de Matière grasse

Les lipides ou matière grasse jouent un rôle important dans la nutrition de l'homme. Ce sont des composés organiques naturels, mes résultats montrent une teneur moyenne de matière grasse 2.25±0.16%.

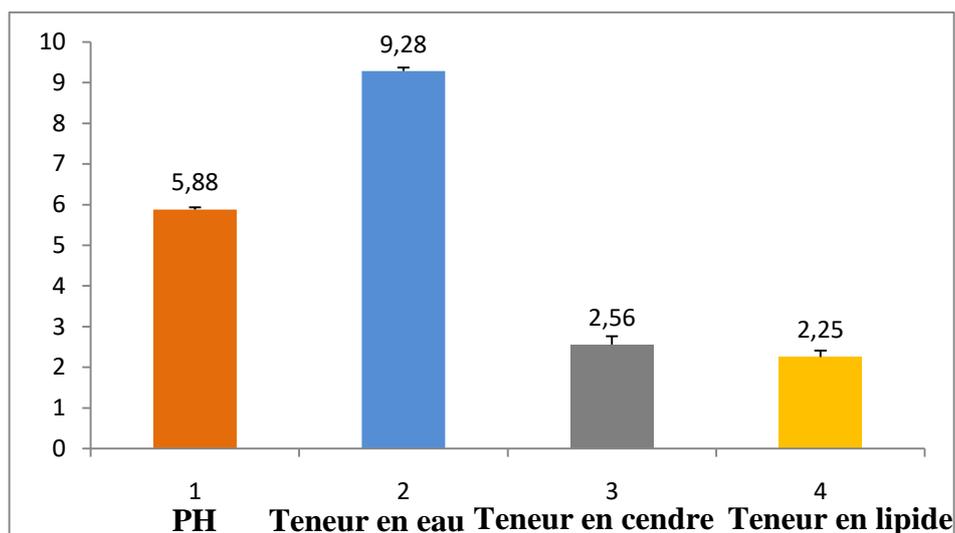


Figure N° 6 : les analyses physico-chimiques, biochimiques de l'orge

3.2 Discussion générale

L'étude qui a été menée sur l'orge fermenté provenant de la région de Mascara et stocké pendant 9 ans en matmora; et sur lequel ont été effectuées des analyses physicochimiques et biochimiques, avait pour but de voir leur qualité nutritionnelle et voir aussi l'effet de la fermentation spontanée sur les différents composés biochimiques.

3.2 PH

L'orge est de goût acide, ceci est confirmé par un pH de 5.88 ± 0.052 (tableau 09). On note que l'abaissement du pH de l'orge analysé trouvé peut s'expliquer par l'effet du stockage et à l'état fermentative. Quel que soit la durée de stockage de l'orge, la baisse du pH serait due à la production d'acides organiques par les microorganismes au cours de la fermentation (oyewole, 1997; Blandino et al., 2003; kohajdova et karovicova, 2007). Nous pouvons en déduire que l'orge sur lequel a porté l'étude est de bonne qualité hygiénique par le fait que la valeur du pH est basse, ce qui inhibe le développement des bactéries pathogènes. On remarque dans des études antérieures qu'une diminution de pH accompagnée par une augmentation du taux d'acidité. L'acidification du l'orge fermenté se traduit par la transformation des sucres simples et des lipides en acides organiques par les bactéries lactiques (kohadjova et karovicova, 2007)

3.3 Teneur en eau

L'orge s'avère contenir une teneur en eau de $9.28 \pm 0.09\%$. Cette valeur s'approche de celles de Jarrige et al (1995), Feillet (2000), Godon (1991) et la norme AFNOR (2000) qui ont trouvé des valeurs comprises entre 10% et 15%, mais reste inférieure à celles trouvées par Cette valeur serait la conséquence d'un séchage prolongé de nos échantillons après leur retrait de la matmora.

3.4 Taux de cendre

Le taux des cendres, correspondant au contenu minéral trouvé dans l'orge est de $2.56 \pm 0.20\%$, (tableau 09). Elle est dans la limite fixée par le codex alimentarius (1995). Ce résultat concorde avec celui Cubbada (1988), et de Cola et Patel(1984), qui ont trouvé (1.15%et 2.74%) et (1.6%et 2.60%).respectivement

D'après Bezzala (2005) et Athamena (2009), la variation de la teneur en cendres peut s'expliquer par la provenance géographique des échantillons, notamment les conditions climatiques et les caractères édaphiques des sols, l'âge de la plante, la période du cycle végétatif, ou même des facteurs génétiques.

3.5 Teneur en lipides (MG)

La Teneur en lipides trouvée dans notre échantillon est de $2.25 \pm 0.16\%$. Concorde avec celui de Hawke 1963 (Feillet 2000) et (Guinet 1992) qui compris entre 2% et 7 %.

Conclusion —————

En Algérie, l'orge est classée la deuxième céréale après le blé dur. L'objectif principal de notre travail était de caractériser et évaluer la qualité nutritionnelle de l'eau d'orge. D'orge de type fermenté. A cause de la crise sanitaire en a travaillé sur les grains d'orge. En n'a pas pu réaliser les totalités des analyses de notre échantillon, de ce fait nous avons pu effectuer uniquement le dosage du pH, la teneur en eau, taux de cendre, et les lipides.

A travers l'étude bibliographique, il apparait clairement que quelques analyses ne sont pas suffisantes pour évaluer la qualité nutritionnelle de l'orge. L'utilisation de plusieurs paramètres physico-chimiques et technologique, microbiologique et photochimiques est nécessaire. Les principaux résultats des l'analyses physico-chimiques sélectionnées pour cette étude ne montrent pas bien la richesse de orge. Alors ne pouvant pas évaluer la qualité nutritionnelle de notre échantillon.

Références bibliographiques

1. **AFNOR, (2000)**. Norme AFNOR NFV-03-720 de juillet. 2000. Céréales et produits céréaliers. Détermination de la teneur en eau, méthode de référence pratique
2. **Alias C, et Linden G. 1997**. Biochimie alimentaire. 4^e édition Masson Paris, pp:248.
3. **Athamena, S. (2009)**. Étude quantitative des flavonoïdes des graines de *Cuminumcyminum* et les feuilles de *Rosmarinus officinalis* et l'évaluation de l'activité biologique. Thèse de magistère en Biochimie appliquée. Université El Hadj Lakhdar Batna. 88p.
4. **Bezzala, A., (2005)**. Essai d'introduction de l'arganier dans la zone de M'doukel et évaluation de quelques paramètres de résistance à la sécheresse, Magister en Sciences Agronomiques, Université El Hadj Lakhdar. Banta. 106 p.
5. **Blandino, A., Al-Aseeri, M. E., Pandiella, S. S., Cantero, D., & Webb, C. (2003)**.
6. **Brochoire, G., Del Frate, R., Stephan, C. (2005)**. Les nouvelles de la boulangerie-pâtisserie: Mieux contrôler la farine. SOTAL. 16p.
Cereal-based fermented foods and beverages. *Food research international*, 36(6), 527-543.
7. **Cubadda R. (1988)**. Evaluation of durum wheat semolina and pasta in Europe, p. 217-228. In: *Durum Wheat: Chemistry and Technology*. G. Fabriani & C. Lintas (Eds.). Amer. Assoc. Cereal Chem., St. Pl, MN, USA
8. **Dordevic, T.M., Siler-Marinkovic, S., Dimitrijevic-Brankovic, S. (2010)**. Effect of fermentation on antioxidant properties of some cereals and pseudo cereals. *Food Chemistry*, 119, 957-963
9. **Doumandji, A., Doumandji Mitiche, B., Salaheddine, D. (2003)**. Cours de technologie des céréales technologie de transformation des blés et problèmes dus aux insectes au stockage. Office des Publications Universitaires. Alger. 22p.
10. **Feillet, P. (2000)**. Le grain de blé: composition et utilisation. Editions Quae.
11. **ISO. (1982)**. Céréales et produits céréaliers-Détermination de la teneur en matières grasses totales. ISO 7302, Edition 1. Pages 3.
12. **ISO. (2007)**. Céréales, légumineuses et produits dérivés- Dosage de taux de cendre par incinération. ISO 2171 : 2007(F). *ISO*, Genève, 16p.
13. **ISO. (2009)**. Céréales et produits céréaliers-Détermination de la teneur en eau-Méthode de référence. ISO 712 : 2009 (F). *ISO*, Genève, 22p.
14. **Godon, B (1991)**. Biotransformation des produits céréaliers. Technique et Documentation -Lavoisier, Paris, 540p.
15. **Guinet, R. (1992)**. Technologie du pain français. Ed: B.P.I, (Paris).

16. **Guyot, J.P. (2012).** Cereal-based fermented foods in developing countries: ancient foods for modern research. *International Journal of Food Science & Technology* 47: 1109–1114.
17. **HAWKE J. C. (1963).** Studies on the properties of New Zealand butterfat. VIII. The fatty acid composition of the milk fat of cows grazing on rye-grass at two stages of maturity and the composition of the rye-grass lipids. *J. Dairy Res.*, 30, 67-75.
18. **HUMBLLOT, C. and J.P. GUYOT. (2008).** Other Fermentations. In *Molecular Techniques in the Microbial Ecology of Fermented Foods* p. 280. Springer, New York.
19. **Jarrige, R., & Ruckebusch, Y. (1995).** Nutrition des ruminants domestiques: ingestion et digestion. Editions Quae.
20. **Jarvis, C.E., Walker, J. R. L (1993).** Simultaneous, rapid spectrophotometric determination of total starch, amylose and amylopectin. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 63, 53-57.
21. **Karovičová, Z. K. J., & Kohajdova, J. (2007).** Fermentation of cereals for specific purpose. *Journal of Food and Nutrition Research*, 46(2), 51-57.
22. **Lecoq, R.(1965).** Manuel d'analyses alimentaires et d'expertises usuelles. Ed : Doin, Paris (France).
23. **Marlett, J.A.,McBurney, M.I.,Slavin, J.L. (2002).** Position of the American Dietetic association: health implication of dietary fiber. *J Am Diet Assoc*; 102(7):993-1000.
24. **MULTON J. L. (1982).** Conservation et stockage des grains et graines et produits dérivés : Céréales, oléagineux, protéagineux, aliments pour animaux. Ed: Villeurbanne : Technique et documentation Lavoisier (France).
25. **Oyewole, B. (1997).** Lactic fermented foods in Africa and their benefits. *Food Control*. 8(5-6), 289-297.
26. **PATEL, K.R. (1984).** Sodium cromoglycate in histamine and methacholine reactivity in asthma. *Clinical & Experimental Allergy*, 14: 143-145.
27. **TAMANG, J.P. (2010)a.** Diversity of Fermented Foods. In *Fermented foods and beverages of the world* p. 448. CRC Press/Taylor & Francis, Boca Raton, USA.
28. **Velioglu, Y.S., Mazza, G., Gao, L., Oomah, B.D. (1998).** Antioxidant activity and total phenolic in selected fruits, vegetables, and grain products. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 46, 4113-4117

Résumé

Dans le but évaluer la qualité nutritionnelle de l'eau d'orge (orge de type fermenté) et d'identifier l'influence de la fermentation par la technique traditionnelle dûe au stockage souterrain (Matmora) pendant 9 ans, sur les composantes biochimiques de l'orge, plusieurs analyses normalement serrant entamé. A cause de la pandémie de covid-19, en n'a pas pu réaliser les totalités des analyses de notre échantillon, de ce fait nous avons pu effectuer uniquement le dosage du pH, la teneur en eau, taux de cendre, et les lipides (sur les grains d'orge uniquement). Pour cela nous n'avons pu des résultats. Les résultats obtenus montrent que l'échantillon d'orge fermenté présente des taux élevés cendre ($2.56\pm 0.20\%$), lipides ($2.25\pm 0.16\%$). Cependant, il y a certains paramètres qui sont faibles tels que: pH (5.88 ± 0.05) teneur en eau (9.28 ± 0.09). A l'essor de cette étude, nous ne pouvons pas d'évaluer la qualité nutritionnelle d'orge fermenté étudié.

Mots-clés : orge fermenté, analyse physico-chimie, stockage souterrain (matmora).

Abstract

In order to assess the nutritional quality of barley water (fermented barley) and to identify the influence of fermentation by the traditional underground storage technique (Matmora) for 9 years, on the biochemical components of barley, several tests normally would be launched but due to the covid-19 pandemic, we were not able to realise all the tests of our sample, therefore we were able to perform only the pH, water content, ash content, and lipids (on barley grains only). For this we have little results. The results obtained show that the fermented barley sample has high levels of ash ($2.56\pm 0.20\%$), lipids ($2.25\pm 0.16\%$). However, there are some parameters that are weak such as: pH (5.88 ± 0.05) water content (9.28 ± 0.09). in this study, we can't evaluate the nutritional quality of fermented barley study.

Keywords: fermented barley, physic-chemical analysis, underground storage (Matmora).

ملخص

بهدف تقييم الجودة الغذائية لماء الشعير (الشعير المخمر) وتحديد تأثير التخمر من خلال تقنية التخزين تحت أرضي التقليدية (مطمورة) لمدة 9 سنوات, على المكونات الكيميائية الحيوية للشعير, كان من المفترض اجراء عدة اختبارات ولكن بسبب وباء الكوفيد-19, لم نتمكن من إجراء جميع الاختبارات على العينة, ولذلك تمكنا من إجراء اختبارات درجة الحموضة والماء والرماد والفحوصات الدهنية (على حبوب الشعير فقط). ولهذا, لا نملك سوى نتائج ضعيفة. تظهر النتائج التي تم الحصول عليها أن عينة الشعير المخمر لها مستويات عالية من الرماد ($2.5 \pm 0.20\%$), والدهون ($2.25 \pm 0.16\%$). ومع ذلك, هناك بعض النتائج الضعيفة مثل الحموضة (5.88 ± 0.05) محتوى الماء 9.28 ± 0.09), من خلال هذه الدراسة لا يمكننا تقييم الجودة الغذائية للشعير المخمر المدروسة.

الكلمات المفتاحية: شعير مخمر, تحاليل فيزيوكيميائية, التخزين تحت أرضي, مطمورة.