

**MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEURE ET DE LA RECHERCHE
SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE MOULOU MAMMERI DE TIZI OUZOU
FACULTE DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET DES SCIENCES AGRONOMIQUES
DEPARTEMENT DE BIOCHIMIE-MICROBIOLOGIE**



Mémoire de fin d'études

**En vue de l'obtention du diplôme de fin d'études en Master Académique
Filière : Sciences Biologiques
Spécialité : Biochimie Appliquée**

Thème

**Effet de quelques paramètres physico-chimiques
sur les propriétés technofonctionnelles du
lactosérum bovin et camelin (natif et désamidé)**

Réalisé par :

BEN YAHIA Hiba

BOUAZIZ Hassina

Encadré par :

Mme SI AHMED-ZENNIA Saliha

Devant le jury :

Présidente : Mme ALMI SEBBANE Dalila

Promotrice : Mme SI AHMED ZENNIA Saliha

Co-Promotrice : Mme AIT AHMED Manel

Examinatrice : Mme ZOBIRI ILLOUL Assia

Année universitaire : 2024/2025

Remerciement

*Au terme de ce travail, nous tenons particulièrement à exprimer notre profonde gratitude à notre promotrice **Mme SI-AHMED ZENNIA** Saliha maitre de conférences à L'université Mouloud Mammeri Tizi-Ouzou, pour son accompagnement bienveillant, sa patience, sa disponibilité et ses précieux conseils qui ont soutenu notre progression tout au long de ce travail.*

*Un grand merci à **Madame AIT AHMED Manel**, pour son soutien, ses explications claires et sa gentillesse tout au long de ce travail.*

*Nous tenons également à remercier **Mme ALMI SEBBANE Dalila** pour avoir accepté présider notre mémoire et **Mme ZOBIRI ILLOUL Assia** pour avoir accepté d'examiner notre travail.*

*On tient également à remercier **Mme AMAR-KHOUDJA Nadia** l'ingénieur de laboratoire de Biochimie pour sa gentillesse.*

On remercie aussi tout le personnel de laboratoire pédagogique de L'université Mouloud Mammeri Tizi-Ouzou.

Sommaire

Liste des abréviations	
Liste des figures.	
Liste des tableaux.	
Introduction générale.....	01

Chapitre I : Synthèse bibliographique

I. Le lait.	
1.1. Généralités sur le lait de chamelle.....	05
1.2. Généralités sur le lait de vache.....	05
1.3. Les caractéristiques physico-chimiques du lait.....	06
1.4. La composition biochimiques du lait.....	06
1.4.1. Les protéines totales.....	06
1.4.1.1. Les caséines.....	07
1.4.1.2. Les protéines sériques.....	12
II. Les propriétés techno-fonctionnelles.	
2.1. La solubilité.....	12
2.1.1. Les facteurs influençant sur la solubilité.....	13
2.2. Le pouvoir moussant.....	14
2.2.1. Les modes de déstabilisation des mousses	15
2.3. Le pouvoir émulsifiant.....	15
2.3.1 Les modes de déstabilisation des émulsions.....	15
III. La désamidation non enzymatique.	
3.1 Mécanisme de la désamidation non enzymatique.....	18
3.2 Importance de la réaction de désamidation non enzymatique.....	19
3.3 Système de réparation de la désamidation non enzymatique.....	20

Chapitre II : Partie expérimentale

2.1 Matériel.....	22
2.1.1 Laits.....	22
2.1.2 Matériel biologique.....	22
2.1.3 Appareillage.....	22
2.1.4 Produits chimiques.....	23
2.2 Méthodes.....	23
2.2.1. Mesure du pH.....	23
2.2.2. Ecrémage.....	23
2.2.3. Acidification.....	23
2.2.4. Isolement des protéines lactosériques totales.....	24
2.2.5. La désamidation non enzymatique du lactosérum camelin.....	25
2.3 Dosage des protéines sériques par la méthode de Biuret.....	25
2.4 Méthode électrophorétique (PAGE native).....	26
2.5 Mise en évidence de la désamination spontanée de lactosérum camelin.....	27
2.6 Etude des propriétés techno-fonctionnelles des protéines sériques.....	27
2.6.1. Solubilité.....	28
2.6.2. Pouvoir moussant.....	28
2.6.3. Pouvoir émulsifiant.....	29

Sommaire

Chapitre III : Résultats et discussion

3.1. pH et teneur en protéines sériques.....	31
3.2. Comportement électrophorétique des protéines sériques en PAGE Native.....	32
3.3. Désamidation non enzymatique du lactosérum camelin.....	33
3.4. Effet de paramètres physico-chimiques sur les propriétés techno-fonctionnelles.....	34
3.4.1. Effet de paramètres physico-chimiques sur la solubilité.....	34
3.4.2. Effet de paramètres physico-chimiques sur les propriétés moussantes.....	37
3.4.3. Effet de paramètres physico-chimiques sur les propriétés émulsifiantes.....	41
Conclusion générale.....	45
Références bibliographiques.....	46
Annexes.	

Abréviation	Terme complet
ASN	Asparagine
ASP	Acide aspartique
BSA	Albumine sérique bovine
CM	Capacité moussante
CN	Caséine
CSA	Albumine sérique cameline
kDa	Kilo Dalton
GLN	Glutamine
GLU	Acide glutamique
Hcl	Acide chlorhydrique
Ig	Immunoglobuline
IAE	Indice de capacité émulsifiante
IsoAsp	Isoaspartate
α -Lac	α -Lactalbumine
β -Lg	β -Lactoglobuline
LPO	Lactopéroxydase
Min	Minutes
NaOH	Hydroxyle de sodium
PAGE	Électrophorèse sur gel de polyacrylamide
pH	Potentiel d'hydrogène
pHi	pH isoélectrique
PIMT	L-isoaspartyl-méthyltransférase
SM	Stabilité moussante
TCA	Acide trichloracétique
TEMED	N,N,N',N'-tétraméthyl-éthylènediamine
Tris	Tris-hydroxyméthyl-aminométhane

N°	Titre	page
I	Composition biochimique du lait de chamelle comparé au lait bovin	06
II	Les valeurs du pH et la teneur en protéines sériques du lait bovin et camelin	31

N°	Titre	Page
01	Structure de la β -lactoglobuline (Barbiroli et al., 2022)	07
02	Structure de L' α -lactalbumine (Katarina et all., 2016)	08
03	Structure d'une mousse liquide(Paes, 2020)	14
04	Différents phénomènes d'instabilité des émulsions(Lingsam, 2020)	16
05	La réaction de la désamidation (Riha et al., 1996)	18
06	Voies de désamidation non enzymatique de l'asparagine et de la glutamine menant à la formation d'isomères acides (Cournoyer & O'Connor, 2008)	19
07	Etapas suivies lors de l'isolement des protéines lactosériques totales issues du lait bovin et camelin	24
08	Etapas de la désamidation non enzymatique du lactosérum camelin	25
09	Courbe étalon du dosage de protéines par la méthode de Biuret (Gornall et al (1949)	26
10	Profil électrophorétique des protéines du lactosérum en PAGE native (T = 12% ; C = 2,7%) (PSB : protéines sériques bovines, PSC : protéines sériques camelines)	32
11	Profil électrophorétique des protéines du lactosérum en PAGE native (T =12% ; C=2,7%) ; LcN : Lactosérum camelin natif. LcD : Lactosérum camelin désamidé ; A : α -Lac désamidée.	33
12	Evolution de la solubilité des protéines sériques bovines, camelines et camelines désamidées en fonction des paramètres physico-chimiques	34
13	Evolution de propriétés moussantes des protéines sériques bovines, camelines et camelines désamidées en fonction des paramètres physico-chimiques	37
14	Evolution de propriétés émulsifiantes des protéines sériques bovines, camelines et camelines désamidées en fonction des paramètres physico-chimiques	41

Résumé

La présente étude a pour objectif, en premier lieu, de caractériser les protéines sériques des lactosérums : bovin, camelin natif et camelin désamidé obtenu par une désamidation non enzymatique réalisée à 37 °C et pH 8,4 dans un tampon phosphate de sodium pendant 72 heures ; en deuxième lieu, d'évaluer l'effet du pH, de la température et du volume sur leur propriétés technofonctionnelles.

L'analyse physico-chimique des échantillons a révélé une teneur en protéines sériques plus élevée dans le lactosérum camelin ($9,72 \pm 0,47$ g/L) comparée à celle du lactosérum bovin ($8,10 \pm 0,20$ g/L).

Les électrophorégrammes obtenus en PAGE native ont révélé la présence de protéines homologues entre les lactosérums, à l'exception du lactosérum camelin qui est dépourvu de la β -Lg, dont sa forme désamidée a montré un isoforme supplémentaire de l' α -lac.

L'étude des propriétés technofonctionnelles à pH natif a montré que le lactosérum camelin natif présente des meilleurs résultats avec une solubilité de $98,4 \pm 0,13\%$, un pouvoir moussant de $90 \pm 7,45\%$ et un pouvoir émulsifiant de $18,41 \pm 1,00$ m²/g. Cependant, le lactosérum bovin présente des valeurs nettement inférieures ($81,90 \pm 0,02\%$, $62 \pm 2,82\%$, $14,90 \pm 0,44$ m²/g respectivement), tandis que le lactosérum camelin désamidé montre les résultats les plus faibles ($42,77 \pm 0,65\%$, $66 \pm 2,82\%$, $13,52 \pm 0,10$ m²/g) indiquant que la désamidation a entraîné une diminution des propriétés technofonctionnelles.

La variation des paramètres physico-chimiques sur ces propriétés a montré qu'un pH éloigné du point isoélectrique (pH 4), un traitement thermique modéré (jusqu'à 55 °C) et une augmentation du volume du lactosérum ont une corrélation positive avec l'amélioration des propriétés technofonctionnelles.

L'ensemble des données obtenues confirme le potentiel du lactosérum camelin natif pour des applications technologiques diverses, nécessitant des propriétés fonctionnelles optimales.

Mots clés : lactosérum camelin, désamidation, propriétés technofonctionnelles, solubilité, pouvoir moussant, pouvoir émulsifiant.

Abstract

The present study aims, firstly, to characterize the whey proteins of bovine, native camel, and deamidated camel whey, the latter obtained through a non-enzymatic deamidation performed at 37 °C and pH 8.4 in a sodium phosphate buffer for 72 hours; and secondly, to evaluate the effect of pH, temperature, and volume on their techno-functional properties.

The physico-chemical analysis of the samples revealed a higher whey protein content in camel whey (9.72 ± 0.47 g/L) compared to bovine whey (8.10 ± 0.20 g/L). The electropherograms obtained by native PAGE revealed the presence of homologous proteins between the wheys, except for camel whey, which lacks β -Lg; its deamidated form showed an additional isoform of α -lac.

The study of technofunctional properties at native pH showed that native camel whey achieved the best results, with a solubility of $98,4 \pm 0,13\%$, a foaming capacity of $90 \pm 7.45 \%$, and an emulsifying capacity of 18.41 ± 1.00 m²/g. In contrast, bovine whey showed significantly lower values ($81,90 \pm 0,02 \%$, $62 \pm 2.82 \%$, and 14.90 ± 0.44 m²/g, respectively), while deamidated camel whey showed the lowest results ($42,77 \pm 0,65 \%$, $66 \pm 2.82 \%$, and 13.52 ± 0.10 m²/g) indicating that deamination resulted in a decrease in technofunctional properties.

The variation of physico-chemical parameters showed that a pH far from the isoelectric point (pH 4), moderate heat treatment (up to 55 °C), and an increase in whey volume correlate positively with the improvement of techno-functional properties. Overall, the data confirm the potential of native camel whey for various technological applications requiring optimal functional properties.

Keywords : camel whey, deamidation, techno-functional properties, solubility, foaming capacity, emulsifying capacity

Introduction générale

Le lait est une substance biologique complexe qui occupe une place majeure dans l'alimentation humaine, en Algérie comme ailleurs. Il constitue une source indispensable pour les nourrissons et reste essentiel pour toutes les autres catégories d'âge en raison de sa richesse en nutriments fondamentaux tels que les protéines, les lipides et les glucides, ainsi qu'en éléments minéraux, notamment le calcium, et en vitamines nécessaires au bon fonctionnement de l'organisme (Amelal, 1995).

Le lait de chamelle présente une composition nutritionnelle avantageuse, avec plus de minéraux (sodium, potassium, fer, zinc), de vitamine C et un profil lipidique plus sain grâce à une proportion élevée d'acides gras insaturés. Il se distingue par l'absence de β -lactoglobuline, une protéine allergène du lait de vache et par une richesse en α -lactalbumine et en immunoglobulines, ce qui lui confèrent une meilleure digestibilité, un potentiel hypoallergénique, ainsi que de bonnes propriétés thermiques, anti-inflammatoires et technofonctionnelles (Swelum *et al.*, 2021).

Les protéines alimentaires sont étudiées pour leurs propriétés technofonctionnelles, essentielles à leur valorisation et à leurs applications industrielles. Parmi ces protéines, les protéines sériques, qui représentent près de 20 % des protéines laitières, constituent une fraction essentielle, définie comme la partie soluble obtenue après la précipitation des caséines. Ces propriétés dépendent non seulement de la structure des protéines, mais aussi des conditions physico-chimiques du milieu, telles que le pH, la température ou la concentration des protéines, qui peuvent influencer leur solubilité, leur capacité moussante ou leur pouvoir émulsifiant

Pour améliorer ces propriétés, différentes modifications chimiques peuvent être appliquées, parmi lesquelles la désamidation qui correspond à la transformation des amides (comme la glutamine ou l'asparagine) en acides chargés (glutamique ou aspartique) avec libération d'ammoniac (Chen *et al.*, 2021). Ce processus peut se produire spontanément dans des conditions non enzymatiques, notamment à pH élevé, et affecte principalement l' α -lactalbumine du lait de chamelle, entraînant la formation de plusieurs isoformes de cette protéine (Zennia *et al.*, 2014).

Dans cette étude, nous sommes intéressés à la comparaison des propriétés technofonctionnelles des protéines sériques du lait bovin, du lait camelin natif et du lait camelin désamidé. Deux objectifs principaux ont été poursuivis ; d'une part, étudier l'influence de quelques paramètres physicochimiques (pH, température et volume) sur les propriétés technofonctionnelles des trois laits étudiés ; d'autres part, évaluer l'effet de la désamidation non enzymatique sur les propriétés technofonctionnelles des protéines sériques camelines. Pour ce faire, notre travail a s'est articulé autour des étapes suivantes :

- Isolement des protéines sériques de lait camelin et bovin et contrôle électrophorétique en PAGE native.
- Mise en évidence de la désamidation spontanée des protéines sériques camelines.
- Etude des propriétés techno-fonctionnelles des protéines sériques bovines et camelines (natives et désamidées) en fonction des variations de pH, de température et de volume.

Synthèse des données bibliographiques

I. Le lait

1.1. Généralités sur le lait de chamelle

Le lait de chamelle est une ressource essentielle dans les régions arides et semi-arides, notamment au Sahara algérien, où il joue un rôle vital pour les populations pastorales. Ce lait, riche sur le plan nutritionnel, est souvent comparé au lait maternel en raison de sa bonne digestibilité et de son profil équilibré en protéines et en lipides. Il est généralement bien toléré, même par les personnes intolérantes au lactose (Suprayogi *et al.*, 2022 ; Hakim *et al.*, 2024).

Il possède des propriétés fonctionnelles et thérapeutiques reconnues, notamment des effets antimicrobiens, antioxydants, anti-inflammatoires et hypoallergéniques, en grande partie grâce à des composants bioactifs comme la lactoferrine et les immunoglobulines. Ces attributs lui confèrent un intérêt croissant dans les domaines médicaux et cosmétiques (Rasheed, 2017 ; Suprayogi *et al.*, 2022 ;).

Sa production est remarquable pour sa résilience : les chamelles peuvent produire du lait même en période de stress hydrique, avec un rendement pouvant atteindre 20 litres par jour pendant 6 à 18 mois. En Algérie, la production reste modeste (environ 14 784 tonnes/an) et majoritairement consommée localement (Taher *et al.*, 2007 ; Raziq *et al.*, 2008).

Le lait de chamelle, plus fluide que celui de vache, présente une couleur allant du blanc au jaune pâle en raison de sa faible teneur en caroténoïdes. Son goût varie de sucré à salé selon le stade de lactation, et bien qu'il ne possède pas d'odeur propre, il absorbe facilement celles de son environnement. Grâce à son acidification plus lente, il se conserve mieux, jusqu'à 30 heures à 25 °C et 7 jours à 4 °C (Sboui *et al.*, 2010 ; Fufa, 2021).

1.2 Généralités sur le lait de vache

Le lait de vache est une source importante de nombreux nutriments essentiels, ce qui justifie son inclusion dans une alimentation saine et équilibrée, particulièrement pour les enfants d'âge scolaire (4-11 ans). Cependant, il peut aussi contenir des protéines potentiellement allergènes, notamment les fractions de caséine et la β -lactoglobuline, qui ne sont pas naturellement présentes dans le lait maternel humain (Rumbold *et al.*, 2022).

En Algérie, bien que l'élevage bovin ait été encouragé depuis les années 1990 pour accroître la production locale, celle-ci reste largement insuffisante. Seule une faible part du lait produit est effectivement collectée (environ 25 % du potentiel estimé), ce qui pousse le pays à dépendre fortement des importations, notamment de lait en poudre, afin de répondre à une consommation annuelle qui dépasse les 3,8 milliards de litres (Mamine *et al.*, 2011 ; El Hassani, 2013).

Le lait de vache est jaunâtre à cause du bêta-carotène, plus épais et plus crémeux que celui de chamelle en raison de sa richesse en matières grasses et en solides, avec un goût lacté et légèrement sucré (Sivakumar *et al.*, 2008 ; Suprayogi *et al.*, 2022).

La production de lait chez la vache comme chez la chamelle dépend de plusieurs facteurs. D'un côté, les caractéristiques de l'animal, comme la race, l'âge, le nombre de mises bas ou encore le stade de lactation, influencent directement le rendement. Par exemple, certaines races comme les Holstein chez les bovins ou les chamelles *Dankali* ont un meilleur potentiel de production. De l'autre côté, l'environnement et les pratiques d'élevage jouent aussi un rôle essentiel : une alimentation équilibrée, un bon accès à l'eau, un climat favorable et une

technique de traite adaptée peuvent améliorer la quantité et la qualité du lait produit. (Richard & Gérard, 1989 ; Raziq *et al.*, 2008 ; Adediran *et al.*, 2010 ; Mekki *et al.*, 2011).

1.3 Les caractéristiques physico-chimiques du lait

Les paramètres physiques du lait de chamelle présentent certaines différences par rapport à ceux du lait de vache. Le pH du lait de chamelle varie entre 6,38 et 6,65, ce qui le rend légèrement plus acide que celui du lait de vache, dont les valeurs se situent entre 6,5 et 6,8 (Sawaya *et al.*, 1984). Car, il présente une acidité titrable de l'ordre de $17,2 \pm 1,03^\circ\text{D}$, qui est un peu élevée par rapport à celle du bovin $17,12 \pm 0,64^\circ\text{D}$ (SbouI *et al.*, 2010). En ce qui concerne la densité ($1,02 \pm 0,0032 \text{ g/cm}^3$ pour le lait de chamelle et $1,028 \pm 0,0006 \text{ g/cm}^3$ pour le lait de vache) (SbouI *et al.*, 2010), et le point de congélation (-0,53 et -0,61) (Hassan *et al.*, 1987) contre -0,51 à -0,55 (Luquet, 1985), aucune différence marquante est observée.

1.4 La composition biochimiques du lait

Le lait de chamelle se distingue du lait de vache par plusieurs particularités. Il présente une teneur en humidité légèrement plus élevée. Sa teneur en vitamine C est nettement supérieure, environ trois fois plus élevée que celle du lait de vache. Il est également plus riche en glucides, principalement sous forme de lactose, lui conférant une saveur naturellement plus sucrée. En revanche, les teneurs en protéines, matières grasses et minéraux varient dans des plages proches pour les deux laits (Tableau I).

Tableau (I) : Composition biochimique du lait de chamelle comparé au lait bovin

Constituants	Chamelle	Bovin	Référence
Protéines totales (g/l)	34,15	30,5	SbouI <i>et al.</i> , 2010.
Matières grasses (g/100g de lait)	2,0 – 6,0	3,3 – 5,4	Seifu, 2023
Minéraux (g/100g de lait)	0,69 – 0,9	0,7 – 0,8	
Solides totaux (g/100g de lait)	10,6 – 11,3	10,8 – 12,3	
Vitamine C (mg/L)	37,4	≈ 11	Alhaj <i>et al.</i> , 2022
Humidité (%)	86,6 – 90,4	≈ 87	Sawaya <i>et al.</i> , 1984
Lactose (g/100mL)	6,37	4,8	Musaev <i>et al.</i> , 2021

1.4.1 Les protéines totales

Les protéines constituent une source équilibrée d'acides aminés essentiels et sont déterminantes pour la consistance ainsi que les caractéristiques sensorielles de divers produits laitiers (Rafiq *et al.*, 2015).

Selon leur solubilité en milieu acide et à 20°C , les protéines du lait bovin et camelin se scindent en deux fractions : l'une est insoluble à un pH 4,6 pour le lait bovin (pH de 4,3 pour le lait camelin) et correspond aux caséines et l'autre, soluble à ces mêmes pH, représente les protéines du lactosérum (Treweek, 2012 ; Wangoh *et al.*, 1993).

1.4.1.1 Les caséines

Les caséines (CN) constituent la majorité des protéines du lait, représentant environ 80 % dans le lait de vache et 73 à 76 % dans celui de chamelle. Dépourvues de structure tridimensionnelle stable, elles forment des micelles jouant un rôle clé dans le transport des minéraux comme le

calcium et le zinc. On distingue quatre types de caséines dont la proportion varie selon l'espèce. La CN α S1 est majoritaire dans le lait de vache (22 %) mais moins présente dans le lait de chamelle (21 %). La CN α S2 est proche dans les deux laits (environ 10 %). La CN β , dominante dans le lait de chamelle (65 % contre 35 % dans le lait bovin), est associée à une meilleure digestibilité, notamment chez les nourrissons. En revanche, la CN κ est plus abondante dans le lait de vache (12 %) que dans celui de chamelle (3,5 %). Ces caséines diffèrent également par leur masse moléculaire, leur composition en acides aminés et leur point isoélectrique (Treweek, 2012; Nowier & Ramadan, 2020).

1.4.1.2 Les protéines sériques

Les protéines de lactosérum forment la fraction soluble du lait, restant après la précipitation des caséines à leur point isoélectrique (pHi). Elles représentent environ 20 % des protéines totales dans le lait de vache, contre 24 à 27 % dans celui de chamelle. Cette fraction comprend notamment la β -lactoglobuline (β -Lg), l' α -lactalbumine (α -La), ainsi que des protéines bioactives telles que les immunoglobulines (Ig), la sérum albumine bovine (BSA), le lysozyme et la lactoferrine. Le lait de chamelle ne contient pas de β -Lg, ce qui pourrait le rendre plus tolérable pour les personnes allergiques au lait de vache, tout en conservant un profil fonctionnel intéressant (Laleye *et al.*, 2008; Nowier & Ramadan, 2020; Rudloff & Kunz, 1997).

❖ La β -lactoglobuline

La β -Lg est la principale protéine du lactosérum du lait de vache, représentant environ 58 % des protéines solubles. Composée de 162 acides aminés pour un poids moléculaire d'environ 18,3 kDa, elle existe sous deux variantes génétiques (A et B), différant par un seul acide aminé, aspartique étant remplacé par une glycine.

Sa structure est caractérisée par un barillet β constitué de 8 brins β , accompagné d'une seule hélice α à la surface (Figure 01). Son centre hydrophobe lui permettant de lier des molécules liposolubles comme le rétinol, suggérant un rôle potentiel de transport, bien que non confirmé biologiquement.

La conformation de la β -Lg varie selon le pH : elle forme des monomères en milieu très acide ou basique (pH < 3 ou > 8, des octamères entre pH 3,1 et 5,1, et des dimères autour du pH du lait (\approx 6,5). En revanche, le lait de chamelle ne contient pas de β -Lg, ce qui constitue un avantage nutritionnel notable, cette protéine étant l'un des principaux allergènes du lait bovin. Ainsi, le lait de chamelle est souvent mieux toléré, en particulier par les personnes allergiques au lait de vache (Konuspayeva *et al.*, 2009 ; Kilara, 2015).

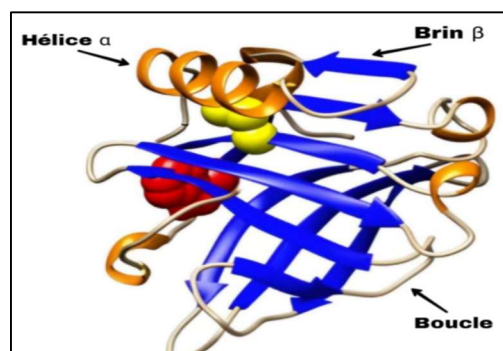


Figure 01 : structure de la β -lactoglobuline (Barbiroli *et al.*, 2022)

❖ L' α -lactalbumine

L' α -La est une métalloprotéine calcique globulaire, de petite taille, acide et hydrophile, présente dans la fraction soluble du lait de toutes les espèces de mammifères. Sa principale fonction biologique est de participer au complexe de la lactose synthase, en facilitant l'activité de l'enzyme galactosyl transférase, ce qui contribue à la production optimale de lactose au sein de la glande mammaire.

Dans le lait de vache, elle représente environ 2 % des protéines totales, alors qu'elle est bien plus abondante dans le lait de chamelle, atteignant près de 18,8 %, soit environ 2,2 g/L (Lajnaf *et al.*, 2020).

L' α -lactalbumine de chameau, similaire à celle de vache, possède une masse moléculaire d'environ 14,43 kDa et un pHi compris entre 4,1 et 4,8. Bien qu'elles partagent 123 acides aminés, 39 positions diffèrent entre les deux, avec un taux d'identité de 69 % et une similarité avoisinant les 83 %. Sur le plan structural, l' α -La adopte une conformation globulaire compacte formée de deux domaines : un domaine α à quatre hélices et un domaine β à feuillets antiparallèles. Elle est stabilisée par quatre ponts disulfure identiques chez les deux espèces, sans groupe thiol libre. Grâce à sa forte affinité pour le calcium (forme Holo), elle présente une stabilité thermique élevée, un atout précieux pour l'industrie agroalimentaire, en particulier dans les produits laitiers et les compléments nutritionnels (Lam & Nickerson, 2015 ; Lajnaf *et al.*, 2020).

L' α -La constitue une source importante de peptides bioactifs et d'acides aminés essentiels, notamment le tryptophane, la lysine, les acides aminés à chaîne ramifiée ainsi que les acides aminés soufrés, tous essentiels à la nutrition du nourrisson (Layman *et al.*, 2018).

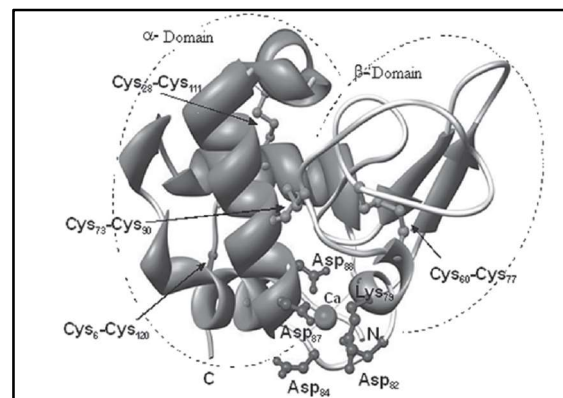


Figure 02 : structure de L' α -lactalbumine (Katarina *et al.*, 2016)

❖ Albumine sérique bovine et cameline

L'albumine sérique bovine (BSA) et cameline (CSA), présente dans le lait, est identique à celle du sérum sanguin, suggérant un passage par diffusion passive depuis le sang plutôt qu'une synthèse mammaire. Sa concentration est faible dans le lait de vache (0,1 à 0,4 g/L) mais nettement plus élevée dans le lait de chamelle ($8,5 \pm 3,6$ mg/mL). Ces protéines globulaires hydrophiles de 69 kDa, composées de 582 acides aminés, possèdent 17 ponts disulfure intramoléculaires et un groupe thiol libre (résidu 34). Leur structure tertiaire, sans phosphore, se divise en trois domaines homologues (I–III), chacun en deux sous-domaines (A et B), avec environ 67 % d'hélices α . Grâce à leurs sites de liaison variés, la BSA et la CSA peuvent fixer

et transporter de nombreux ligands (acides gras, ions métalliques, hormones, bilirubine, médicaments). Fonctionnellement, elles contribuent au maintien de la pression osmotique, notamment en situation de stress hydrique (Morr et Ha, 1993 ; El-Hatmi *et al.*, 2006 ; Malik *et al.*, 2013).

❖ Les immunoglobulines

Les immunoglobulines (Ig) sont des glycoprotéines sériques présentes dans le lait à hauteur de 2 % des protéines totales et jusqu'à 10 % des protéines du lactosérum. On y retrouve principalement les classes IgG1, IgG2, IgA, IgM et IgE, toutes d'origine sanguine. De structure en « Y », elles sont constituées de deux chaînes légères (20–25 kDa) et deux chaînes lourdes (50–70 kDa), unies par des ponts disulfures, leur conférant une grande diversité antigénique. Le lait de vache contient environ 0,6 à 1,0 g/L d'Ig, majoritairement des IgG (80 %), tandis que le lait de chamelle en contient davantage, avec jusqu'à 1,64 mg/mL d'IgG. Celles-ci se distinguent par l'absence de chaînes légères et la présence de régions CDR (Complementary Determining Region) étendues. Bien que thermosensibles en présence d'autres protéines comme la β -Lg ou la BSA, les Ig assurent un rôle clé dans le transfert d'immunité passive, en particulier via le colostrum dans les premiers jours post-partum (Morr et Ha, 1993 ; Kelly 2003 ; Kilara, 2015 ; El-Hatmi *et al.*, 2006).

❖ Le Lysozyme

Le lysozyme, ou muramidase, est une protéine antibactérienne naturellement présente dans le lait, en concentration plus élevée dans le lait de chamelle (150 μ g/L) que dans celui de vache (70 μ g/L), ce qui lui confère une activité antimicrobienne renforcée, notamment contre les bactéries Gram-positives. Il agit en hydrolysant la liaison β (1 \rightarrow 4) entre l'acide N-acétylmuramique et le N-acétylglucosamine des peptidoglycanes. Cette protéine globulaire de 129 acides aminés (14,3 kDa), dotée d'un pHi élevé (~9,5) et active à pH 7,9, présente une bonne thermostabilité et partage une homologie structurale avec l' α -La bovine, suggérant une origine évolutive commune (Kanyshkova *et al.*, 2001 ; Brumini *et al.*, 2016).

❖ La lactoferrine

La lactoferrine est une glycoprotéine monomérique d'environ 75 à 80 kDa, formée de 690 acides aminés et structurée en deux lobes capables de fixer chacun un ion ferrique (Fe^{3+}). Cette capacité lui confère un rôle essentiel dans la régulation du fer, la protection contre le stress oxydatif, ainsi que dans l'inhibition de la croissance de nombreux micro-organismes. Grâce à sa structure riche en hélices α et feuillets β , renforcée par des ponts disulfures et une glycosylation partielle, elle présente une forte stabilité. Son pHi élevé (~9) favorise ses interactions avec des surfaces négatives telles que les membranes bactériennes, ce qui explique son efficacité antimicrobienne (Kappeler *et al.*, 1996 ; Konuspayeva *et al.*, 2004).

Sa concentration est bien plus élevée dans le lait de chamelle, allant de 2 à 6 mg/ml contre 0,02 à 0,2 mg/ml dans le lait bovin, ce qui met en évidence sa richesse en agents immunitaires et son fort potentiel antimicrobien (Konuspayeva *et al.*, 2004).

❖ La lactoperoxydase

La lactoperoxydase (LPO) est une enzyme glycoprotéique présente dans le lait, impliquée dans la défense antimicrobienne naturelle. Elle catalyse l'oxydation du thiocyanate (SCN^-) par le peroxyde d'hydrogène (H_2O_2), produisant de l'hypothiocyanite (OSCN^-), un agent

antimicrobien actif. De structure hémique, la LPO se compose d'une chaîne polypeptidique unique d'environ 595 acides aminés, incluant 15 cystéines, plusieurs sites de N-glycosylation, 20 hélices α et deux brins β . Son poids moléculaire est d'environ 72,5 kDa chez la vache et 78 kDa chez la chamelle. Bien que plus abondante dans le lait bovin (10 à 50 mg/L), la LPO cameline (3 à 10 mg/L) se distingue par une meilleure thermorésistance, conservant son activité enzymatique après pasteurisation, contrairement à la forme bovine (Seifu *et al.*, 2005 ; Al-Ayadhi & Elamin, 2013 ; Farah *et al.*, 2004).

❖ Les protéines spécifiques au lait de chamelle

Le lait de chamelle contient des protéines spécifiques aux propriétés biologiques distinctives. Parmi elles, la PGRP (Peptidoglycan Recognition Protein) est une glycoprotéine soluble de 19,1 kDa composée de 172 acides aminés ; la WAP (Whey Acidic Protein), de 12,6 kDa, contient 117 résidus dont 17 groupements thiols libres ; enfin, la CWBP (Camel Whey Basic Protein), absente chez les autres espèces, possède une masse moléculaire d'environ 20 kDa, un point isoélectrique élevé (9,3) et une forte teneur en glutamine, arginine et glycine (Kappeler *et al.*, 1998 ; El-Hatmi *et al.*, 2007; H. Mohamed *et al.*, 2022).

II. Les propriétés techno-fonctionnelles

II. Les propriétés techno-fonctionnelles

Les propriétés techno-fonctionnelles désignent les caractéristiques physiques et chimiques des protéines qui influencent leur comportement lors des procédés de transformation alimentaire (Shokri *et al.*, 2022). Ces propriétés dépendent de leur structure et de leur interaction intramoléculaire. Quand on change l'environnement, comme le pH ou la température, ces liens peuvent bouger, ce qui change la façon dont les protéines agissent dans les aliments. Par exemple, elles peuvent rendre un produit plus épais ou plus stable (Cheftel & Lorient, 1982).

Selon Kinsella & Melachouris (1976), ces propriétés peuvent être classées en plusieurs catégories principales en fonction de leur rôle dans les systèmes alimentaires. Elles reposent essentiellement sur des interactions chimiques spécifiques, telles que les liaisons hydrogène, ioniques, hydrophobes ou covalentes, notamment :

- **Propriétés d'hydratation** : il s'agit de la capacité des protéines à interagir avec l'eau, par exemple : la solubilité et la capacité de rétention d'eau.
- **Propriétés de surface** : elles correspondent aux interactions des protéines aux interfaces telles que (air/eau) ou (huile/eau), par exemple l'émulsification et la formation de mousse.
- **Propriétés structurales / texturales** : il s'agit de l'interaction protéines-protéines. Elles désignent l'aptitude des protéines à former des matrices ou des réseaux structurés dans les aliments, par exemple la gélification et la formation de fibres.
- **Propriétés rhéologiques** : ces propriétés concernent le comportement visqueux et mécanique des matrices alimentaires, par exemple la viscosité et la formation de pâte.
- **Autres propriétés** : elles englobent les interactions des protéines avec d'autres composants ou traitements technologiques. Cela comprend, entre autres, la stabilité enzymatique et la modification chimique, comme dans le cas des protéines modifiées afin d'améliorer certaines caractéristiques, notamment la texture.

2.1 La solubilité

La solubilité désigne la capacité d'une protéine à se dissoudre uniformément dans un milieu aqueux sans former de précipité visible, ce qui constitue une propriété techno-fonctionnelle fondamentale. Elle est directement liée aux interactions protéines-eau et influence un grand nombre d'autres fonctions, telles que la viscosité, la gélification, la capacité de moussage et l'émulsification. La solubilité est souvent utilisée comme indice de dénaturation des protéines, car une perte de solubilité peut refléter des altérations de la structure (Kinsella & Melachouris, 1976).

2.1.1 Les facteurs influençant sur la solubilité

❖ Origine de la protéine

La solubilité dépend de la source de la protéine, par exemple, les protéines du lait (caséine, lactosérum) sont généralement plus solubles que celles du soja, des petits pois ou du poisson.

❖ Le pH

Le pH influence la solubilité des protéines en modifiant leur charge nette et leur structure. À leur pH isoélectrique, où la charge nette est nulle, les protéines sont moins solubles et ont tendance à précipiter. En revanche, lorsque le pH s'éloigne de ce point, que ce soit en milieu

acide ou basique, les protéines acquièrent une charge positive ou négative, ce qui augmente leur solubilité en réduisant les interactions hydrophobes entre elles et en favorisant l'interaction avec l'eau. Cependant, des variations extrêmes de pH peuvent entraîner la dénaturation des protéines, ce qui affecte leur solubilité de manière variable (Kinsella & Melachouris, 1976).

❖ **Température**

La température influence fortement la solubilité des protéines. En général, une température modérée (entre 35° et 50°C) peut augmenter la solubilité, car elle favorise l'agitation moléculaire et les interactions avec l'eau (Sikand *et al.*, 2016).

Cependant, au-delà de 65–70°C, les protéines, notamment celles du lactosérum, subissent une dénaturation. Leur structure secondaire est altérée, ce qui favorise des interactions hydrophobes entre protéines formant des agrégats insolubles et entraîne leur précipitation (Cheftel & Lorient, 1982).

❖ **Présence de sels et force ionique**

Les sels neutres comme le NaCl ou le KCl influencent la solubilité des protéines en fonction de leur concentration. Cet effet est lié à la force ionique de la solution, c'est-à-dire la quantité et le type de charges portées par les ions (Kinsella & Melachouris, 1976 ; Cheftel & Lorient, 1982).

- À faible force ionique (concentration en sels < 1 M), les ions renforcent les interactions entre la protéine et l'eau, ce qui augmente la solubilité. C'est le phénomène de salting-in.
- À forte force ionique (concentration en sels > 1 M), les ions favorisent les interactions entre protéines elles-mêmes, ce qui les fait précipiter. On parle alors de salting-out.

2.2 Le pouvoir moussant

La mousse est un système émulsionné dans lequel des bulles d'air sont dispersées dans une phase continue qui peut être liquide ou semi-solide, elle se forme souvent quand on agite ou on fouette un liquide qui contient des protéines. En général, le gaz dispersé est l'air atmosphérique, mais certains produits, comme les crèmes en aérosol, utilisent des gaz inertes tels que le CO₂, le N₂ ou le N₂O (Ho *et al.*, 2022).

La mousse est composée de trois phases principales : une phase gazeuse constituée de bulles d'air qui est la plus importante en volume, une phase liquide, et une couche spéciale entre les deux appelée couche d'adsorption. Cette dernière joue un rôle crucial dans la stabilité de la mousse, car elle agit comme une interface qui sépare les bulles de gaz du liquide (Génin, 1932).

Les mousses peuvent être divisées en deux catégories : les mousses sèches et les mousses humides, en fonction de la quantité de liquide contenue dans les films minces. Ces films (Figure 03), appelés lamelles, se rejoignent pour former des bordures appelées "plateaux". Aux intersections de ces bordures, des nœuds se forment, conférant à la mousse une structure polyédrique résultant des interactions entre les bulles (Fameau & Salonen, 2014).

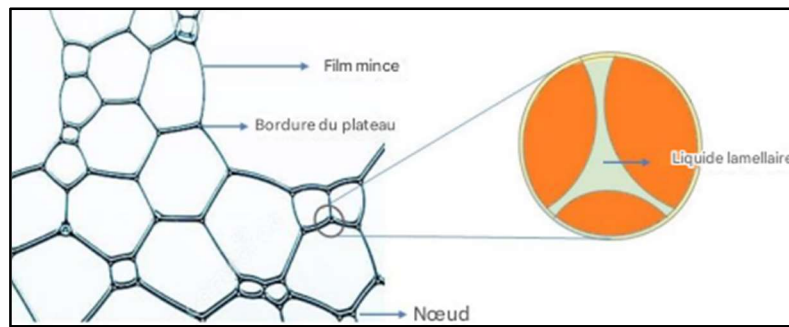


Figure 03 : Structure d'une mousse liquide (Paes, 2020)

Les protéines du lait agissent comme de puissants agents moussants, même à de faibles concentrations (jusqu'à 0,02 ppm), en raison de leur structure particulière. Grâce à la présence de sites hydrophiles et hydrophobes, elles peuvent se positionner à l'interface entre l'air et l'eau, facilitant ainsi la formation de bulles stable (Ho *et al.*, 2022).

Les mousses peuvent être classées en deux types selon leur stabilité : les mousses éphémères, très instables, qui ne durent que quelques secondes, et les mousses permanentes, dites métastables, dont la durée de vie peut aller jusqu'à plusieurs jours.

Cette stabilité dépend en grande partie de la forme des bulles qui les composent.

- **Les bulles sphériques** : la quantité de gaz incorporé est suffisamment faible pour que les bulles conservent une taille stable.
- **Les bulles polyédriques** : ont un rapport gaz/liquide plus élevé ; elles se retrouvent comprimées les unes contre les autres, formant une structure en nid d'abeille (Mohamed, 2019).

2.2.1 Les modes de déstabilisation des mousses :

- ❖ **Le drainage** : correspond à l'écoulement du liquide présent entre les bulles d'air. S'il est trop rapide, la mousse perd sa structure.
- ❖ **La coalescence** : ce processus se produit lorsque des bulles de gaz entrent en contact et fusionnent. En raison de la rupture du film séparant ces deux bulles, ce qui réduit le nombre de bulles dans la mousse et provoquant une perte de volume et de stabilité.
- ❖ **Le murissement** : aussi appelée maturation d'Ostwald c'est un phénomène où les petites bulles rétrécissent tandis que les plus grandes grossissent. Il repose sur la diffusion du gaz entre les bulles à travers les films liquides qui les séparent. Les bulles soumises à une pression interne plus élevée transfèrent leur gaz vers les bulles adjacentes ayant une pression plus faible, qui sont souvent les plus petites ou celles ayant peu de voisines. Avec le temps, les bulles deviennent plus grosses et moins nombreuses, ce qui fait disparaître la mousse (Walstra, 1989).

Plusieurs facteurs influencent la formation et la stabilité des mousses. Un pH éloigné du point isoélectrique favorise la solubilité et l'adsorption des protéines. Une concentration optimale assure une bonne couverture des bulles. De faibles doses de sel améliorent la mousse, mais des concentrations élevées la déstabilisent. Un chauffage modéré favorise la flexibilité des protéines, tandis qu'un excès provoque leur agrégation. Une bonne solubilité facilite la dispersion et l'adsorption, et un temps de fouettage adapté est essentiel pour éviter la destruction de la mousse (Raikos *et al.*, 2007 ; Ivanova *et al.*, 2018).

2.3. Le pouvoir émulsifiant

Une émulsion est un système colloïdal constitué de deux liquides non miscibles (généralement de l'huile et de l'eau), dans lequel un liquide est dispersé en fines gouttelettes dans l'autre. En alimentation, on distingue principalement deux types : l'émulsion huile-dans-eau (O/W), où l'huile est dispersée dans une phase aqueuse continue comme c'est le cas dans le lait. et l'émulsion eau-dans-huile (W/O), où l'eau est dispersée dans la phase huileuse (Kilara, 2015; Gonzalez Ortiz, 2018).

Cette propriété émulsifiante est directement liée à la capacité des protéines à agir comme tensioactifs en réduisant la tension interfaciale entre les phases aqueuse et huileuse. Grâce à leur structure amphiphile elles s'adsorbent à l'interface entre ces deux phases non miscibles, stabilisant ainsi le système dispersé (Kinsella & Melachouris, 1976).

La formation d'une émulsion suit plusieurs étapes : d'abord, les protéines se répartissent autour des gouttelettes d'huile, puis elles se réorganisent en exposant leurs parties hydrophobes vers l'huile et les hydrophiles vers l'eau. Cette réorientation permet la formation de films viscoélastiques solides qui assurent une stabilisation mécanique, électrostatique et stérique. Enfin, selon le pH, les gouttelettes acquièrent une charge qui influe sur la stabilité de l'émulsion, notamment en fonction du point isoélectrique (Ivanova *et al.*, 2018).

Selon Serdaroğlu *et al* (2015), Une émulsion est généralement composée de :

- **Phase dispersée** : le liquide en petites gouttelettes (ex : huile).
- **Phase continue** : le liquide qui entoure les gouttelettes (ex : eau).
- **Émulsifiant** : une substance qui aide à stabiliser l'émulsion (ex : lécithine dans le jaune d'œuf).

Il existe 03 types d'émulsions selon la taille des gouttelettes :

- **Macro-émulsions** : gouttelettes visibles au microscope ($> 1 \mu\text{m}$), souvent opaques. Ex : vinaigrette.
- **Micro-émulsions** : très petites gouttelettes (10-100 nm), claires ou translucides, plus stables.
- **Nano-émulsions** : gouttelettes $< 100 \text{ nm}$, très stables, utilisées dans les produits innovants (ex : compléments alimentaires, boissons enrichies) .

2.3.1 Les modes de déstabilisation des émulsions :

❖ Le mûrissement d'Ostwald

Il s'agit d'un phénomène de diffusion, Les petites gouttelettes disparaissent au profit des plus grandes par diffusion. Cela peut être limité en uniformisant la taille des gouttes, en choisissant une phase dispersée peu soluble ou en ajoutant des émulsifiants.

❖ La sédimentation et le crémage

La sédimentation et le crémage sont des phénomènes liés à la différence de densité entre les phases dispersées et continue. La sédimentation se produit lorsque les gouttelettes plus denses que la phase continue migrent vers le bas, tandis que le crémage désigne la migration des

gouttelettes moins denses vers le haut. Ces phénomènes sont ralentis par l'augmentation de la viscosité, la réduction de la taille des gouttes ou la gélification du système.

❖ La floculation

La floculation est un phénomène réversible caractérisé par l'agrégation des gouttelettes de la phase dispersée sans rupture de leur film interfacial. Pour la limiter, on peut augmenter la viscosité de la phase continue afin de réduire les collisions, ou ajouter des émulsifiants pour stabiliser la dispersion.

❖ La coalescence

La coalescence est un phénomène irréversible où les gouttelettes de la phase dispersée fusionnent, formant des gouttes plus grosses jusqu'à la rupture de l'émulsion. Il peut être limité en empêchant leur rapprochement (via la réduction de la floculation, du crémage ou de la sédimentation) et en renforçant leur répulsion grâce à des tensioactifs ou des particules solides (figure 04).

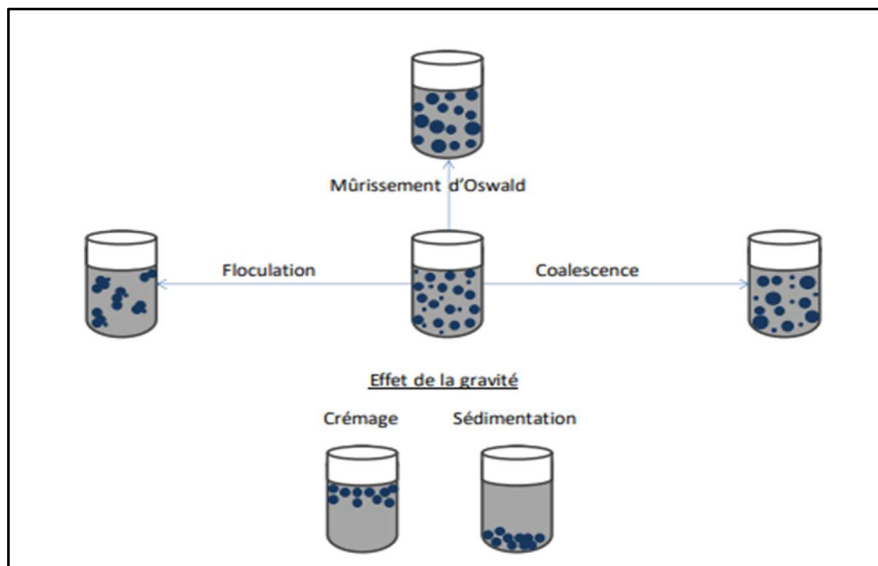


Figure 04 : différents phénomènes d'instabilité des émulsions (Lingsam, 2020)

La capacité d'émulsification des protéines est influencée par plusieurs facteurs. Une bonne solubilité, notamment à un pH éloigné du point isoélectrique, facilite leur migration et leur adsorption à l'interface huile-eau, favorisant ainsi la formation d'émulsions stables. La force ionique, à faible concentration en NaCl, améliore également cette stabilité en réduisant la taille des gouttelettes, mais des concentrations plus élevées provoquent leur agrégation. La température joue aussi un rôle clé : modérée, elle favorise la dénaturation partielle des protéines, renforçant leur action stabilisante ; en revanche, un chauffage excessif conduit à la formation d'agrégats instables, altérant l'homogénéité et la stabilité de l'émulsion (Dickinson, 1992 ; Sliwinski *et al.*, 2003 ; Taha *et al.*, 2019 ; Lingsam, 2020).

III. La désamidation non enzymatique

III. La désamidation non enzymatique

La désamidation est une modification post-traductionnelle qui affecte principalement les groupes amides présents sur les chaînes latérales de certains acides aminés et les convertissant en groupements carboxylates ou acides carboxyliques (Figure 05). Cette dernière consiste en la perte de la fonction amide (-CONH₂) d'un résidu glutamine (Gln) ou asparagine (Asn), accompagnée d'une libération d'ammoniac (NH₃) (Taneja, 2020). Cela leur apporte davantage de charges négatives supplémentaires, ce qui abaisse leur point isoélectrique tout en améliorant leur solubilité ainsi que leurs propriétés moussantes et émulsifiantes. Même à de faible niveaux de désamidation (2 à 6 %), elle peut entraîner une amélioration significative de leur propriété fonctionnelle (Hamada & Swanson, 1994).

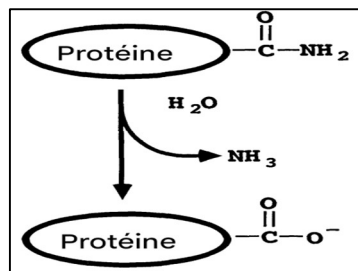


Figure 05 : la réaction de la désamidation (Riha *et al.*, 1996)

Que ce soit l'Asn ou la Gln qui subit la désamidation, les produits formés sont des isomères. L'Asn donne un mélange d'acide aspartique (appelé α -aspartique) et d'iso-aspartique (β -aspartique). De même, la Gln donne un mélange d'acide glutamique et de γ -glutamique. Ces formes peuvent aussi se transformer l'une en l'autre, mais très lentement. Comme elles sont très semblables, il est difficile de les distinguer (Cournoyer & O'Connor, 2008).

La Gln se désamidifie plus lentement et moins fréquemment que l'Asn, principalement en raison de sa structure chimique. Le groupe amide de la Gln est plus éloigné de l'azote peptidique que celui de l'Asn, en raison de la présence d'un groupe méthylène supplémentaire dans sa chaîne latérale, ce qui limite la formation de liaisons hydrogène stabilisatrices entre ce groupe -NH- du squelette peptidique et le groupe amide latéral. Cette configuration réduit la stabilisation de l'état de transition nécessaire pour la désamidation, freinant ainsi la réaction.

La désamidation influence aussi le goût et la couleur des aliments en libérant de l'ammoniac, lequel peut entrer en réaction avec les sucres par le biais de la réaction de Maillard (Riha *et al.*, 1996).

3.1 Mécanisme de la désamidation non enzymatique

La désamidation de l'Asn (Figure 06), commence par une cyclisation, résulte de l'attaque nucléophile de l'atome d'azote (NH) de la liaison peptidique du résidu suivant (N+1) sur l'atome de carbone du groupement amide de la chaîne latérale du résidu Asn. Cela conduit à la perte consécutive d'un groupement NH₃ et la formation d'un intermédiaire cyclique à cinq atomes instable appelé succinimide (Creutzmacher *et al.*, 2023). Ce dernier, en présence d'eau, il s'hydrolyse au niveau de l'un ou l'autre des deux carbonyles majoritairement en un résidu L-iso-aspartate (L-iso-Asp) et en moindre mesure en L-aspartyle (L-Asp), avec un ratio de conversion typique d'environ 3 : 1 (la transformation donne trois fois plus d'isoAsp que d'Asp) (Kato *et al.*, 2020).

La formation de l'intermédiaire succinimide peut favoriser la racémisation au niveau du carbone alpha, entraînant la génération de résidus D-aspartyle et D-isoaspartyle (Riha *et al.*, 1996).

La désamidation de Gln se produit par un mécanisme similaire à celui de l'Asn, où elle se déroule via le cycle glutarimide intermédiaire à six chaînons, qui génère ensuite le résidu α - γ -glutamate(Glu) (Kato *et al.*, 2019).

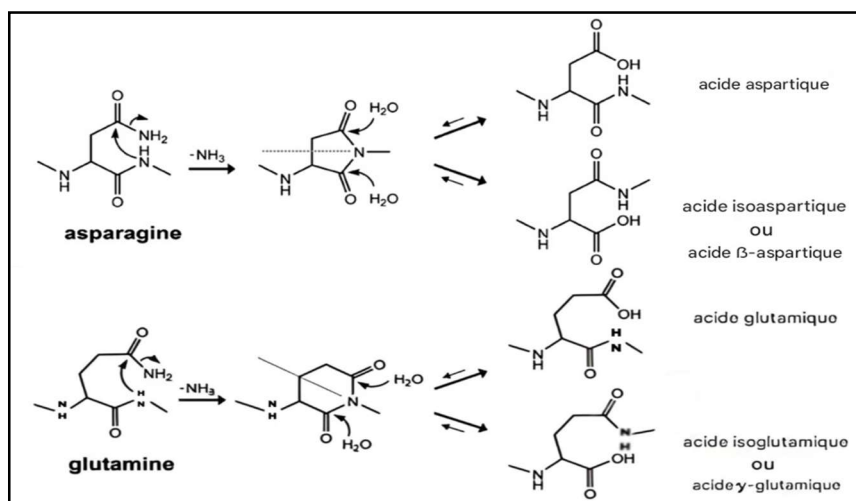


Figure 06 : Voies de désamidation non enzymatique de l'asparagine et de la glutamine menant à la formation d'isomères acides (Cournoyer & O'Connor, 2008)

La désamidation non enzymatique est un phénomène influencé par plusieurs paramètres tels que le pH, la température et l'organisation structurale de la protéine. En milieu acide, la réaction progresse lentement par hydrolyse directe de la chaîne latérale, tandis qu'en conditions neutres à basiques, elle s'accélère par formation d'un intermédiaire cyclique appelé succinimide, conduisant à l'aspartate et à l'iso-aspartate, notamment dans un tampon phosphate où la réaction est plus rapide. L'augmentation de la température intensifie cette transformation en favorisant les réarrangements moléculaires et en exposant des résidus d'asparagine auparavant enfouis. La séquence d'acides aminés joue un rôle important puisque la présence d'un acide aminé à petite chaîne après l'asparagine facilite la réaction, alors qu'un résidu encombrant la ralentit. Les structures secondaires flexibles comme les boucles et les β -tours rendent la désamidation plus probable, contrairement aux régions rigides comme les hélices α ou les feuillets β . À un niveau plus global, la structure tridimensionnelle d'une protéine peut soit favoriser la désamidation en rapprochant des groupes catalytiques, soit la limiter en protégeant la chaîne latérale de l'asparagine (Riha *et al.*, 1996 ; Yan *et al.*, 2018 ; Kato *et al.*, 2020).

3.2 Importance de la réaction de désamidation non enzymatique

❖ Horloge moléculaire

La désamidation peut agir comme un "horloge moléculaire", signalant le vieillissement des protéines. Cela aide la cellule à reconnaître les protéines endommagées pour les éliminer et les remplacer, ce qui permet de garder les protéines en bon état plus longtemps (Kato *et al.*, 2020). De plus, la désamidation peut être utilisée pour contrôler le moment où certaines protéines sont actives ou libérées, jouant un rôle important dans le processus de l'homéostasie (Robinson, 2002).

❖ Modifications des protéines

La désamidation, en remplaçant un groupe amide par un groupe hydroxyle, augmente la charge négative des protéines. Ce changement chimique induit une élévation du pHi, renforce les répulsions électrostatiques et provoque un déploiement partiel de la structure protéique. Ces modifications structurales améliorent les propriétés fonctionnelles des protéines alimentaires, notamment leur solubilité, leur capacité de rétention d'eau, ainsi que leurs propriétés de surface comme le pouvoir moussant et émulsifiant (Joyce, 2015).

❖ Implication dans des Maladies

La désamidation non enzymatique est impliquée dans diverses pathologies, notamment les maladies liées à l'âge comme les cataractes et les troubles auto-immuns. Par exemple, l'accumulation de résidus désamidés dans les cristallins altère leur transparence, favorisant la formation de cataractes (Kato *et al.*, 2020).

❖ Modification des anticorps

Les anticorps monoclonaux (mAbs), utilisés comme médicaments, peuvent subir une désamidation pendant leur fabrication ou leur stockage. Cela crée des variantes acides qui peuvent affecter leur efficacité, leur stabilité et leur capacité à se lier à l'antigène. Comprendre ce processus et comment le détecter est essentiel pour garantir la qualité et la sécurité des traitements à base de mAbs (Jin *et al.*, 2022).

3.3 Système de réparation de la désamidation non enzymatique

La désamidation non enzymatique est une altération spontanée des résidus Asn dans les protéines, menant à la formation de résidus isoaspartyl (isoAsp) qui modifient la structure et la fonction des protéines. Ce processus, associé au vieillissement moléculaire et à certaines pathologies, n'est ni contrôlé ni catalysé, d'où l'importance de mécanismes de réparation cellulaires pour limiter l'accumulation de ces formes dégradées. L'une des principales enzymes impliquées est la L-isoaspartyl méthyltransférase (PIMT), présente chez les eucaryotes et les procaryotes (Fu *et al.*, 1991; Xu *et al.*, 2004).

La réparation des résidus isoAsp anormaux dans les protéines, commence par une réaction de méthylation catalysée par l'enzyme PIMT. Cette enzyme reconnaît spécifiquement les résidus anormaux L-isoAsp dans les protéines endommagées (Mishra & Mahawar, 2019). Ensuite, elle se lie à un cofacteur appelé S-adénosyl-L-méthionine (AdoMet), qui fournit un groupe méthyle (-CH₃). Ce dernier est transféré sur le groupe carboxyle libre du résidu isoAsp. Cette réaction entraîne la formation d'un groupement méthyl-ester, accompagnée de la libération de la S-adénosyl-L-homocystéine (SAH), qui est ensuite hydrolysée spontanément en un intermédiaire succinimide, avec libération de méthanol. Le succinimide subit ensuite une hydrolyse non enzymatique, produisant un mélange de résidus Asp natifs (15–30 %) et isoAsp anormaux (70–85 %), lequel peut être remis dans le cycle de réparation. Cette itération progressive permet la reconversion partielle des isoAsp en Asp, restaurant ainsi la structure et la fonction des protéines affectées par la désamidation non enzymatique (Ogé *et al.*, 2008; Bidinosti *et al.*, 2010).

Partie expérimentale

II. Partie expérimentale

Notre travail expérimental a été réalisé au niveau du laboratoire de Biochimie, département de Biochimie-Microbiologie de l'Université Mouloud Mammeri de Tizi-Ouzou.

2.1 Matériel

2.1.1 Laits

Le lait de chamelle utilisé dans cette étude est issu de troupeaux de chameaux sains (*Camelus dromaderius*) de la population *sahraouie*, localisés dans la région d'Oued Souf, au sud de l'Algérie. Il est collecté au mois de février de manière soignée dans une bouteille de 5 L, puis transporté au laboratoire dans une glacière.

Le lait bovin utilisé dans cette étude provient de vaches saines élevées dans la région de Ouacif, Tizi Ouzou, Il a été soigneusement collecté au mois de février dans une bouteille de 5 L, puis transporté au laboratoire dans une glacière afin de préserver sa qualité.

2.1.2 Matériel biologique

- Albumine sérum bovine (BSA).

2.1.3 Appareillage

- pH-mètre (HANNA).
- Vortex (VISION) (KMC-1300V).
- Homogénéiseur à tige (ULTRA-TURRAX).
- Balance de précision (DENVER INSTRUMENT) (0,01 g).
- Balance analytique (KERN ABS) (0,1 mg).
- Bain-marie (MEMMERT Allemagne).
- Spectrophotomètre UV-Visible (HELIOS EPSILON).
- Centrifugeuse réfrigérée (SIGMA).
- Incubateur à convection naturelle (MEMMERT).
- Centrifugeuse non réfrigérée (SIGMA).
- Agitateur magnétique à barreau magnétique.
- Agitateur orbital (Heidolph Duomax 1030).
- Unité d'électrophorèse en mini-cuves (HOEFFER SE 260) composée d'une unité d'électrophorèse en mini-cuves comprend une couleur de gel, des cuves d'électrophorèse, un générateur de courant (max 250V, 100mA), des plaques en verre et en hydroxyde d'alumine (10×12 cm), ainsi que des espaceurs de 1 mm d'épaisseur.

IV.1.4 Produits chimiques :

Produits électrophorétiques	Autres produits
<ul style="list-style-type: none"> • Acrylamide • N, N'-méthylène-bis-acrylamide • TEMED • Tris(hydroxyméthyl)aminométhane • Glycine • Persulfate d'ammonium • Méthanol • Bleu de bromophénol • Bleu de Coomassie 	<ul style="list-style-type: none"> • Réactif de Gornall • Dodécylsulfate de sodium (SDS) • Hydroxyde de sodium (NaOH) • Acide chlorhydrique (HCl) • Glycérol • Acide acétique

2.2. Méthodes

2.2.1. Mesure du pH

La mesure a été réalisée à une température ambiante. La valeur du pH a été lue sur le pH-mètre après avoir immergé l'électrode dans un volume de l'échantillon à analyser.

2.2.2. Ecrémage

L'écémage du lait entier est effectué par centrifugation à 3500 g pendant 20 minutes à 4 °C. La crème est retirée, tandis que le lait écrémé est filtré à l'aide d'une gaze. Cette opération est répétée deux à trois fois afin d'éliminer complètement la matière grasse.

2.2.3. Acidification

La séparation des caséines et des protéines sériques a été réalisée par une acidification des laits, atteignant un pH spécifique pour précipiter les caséines avec du HCl 4N (4,3 pour le lait camelin et le lait bovin 4,6). Une centrifugation à 3500xg pendant 20 minutes à 20°C a ensuite été réalisée pour séparer les précipités de caséines du surnageant riche en protéines sériques. Ce surnageant a été neutralisé pour préserver l'intégrité des protéines sériques. Une seconde étape de précipitation a été effectuée pour éliminer les résidus de caséines, garantissant ainsi la pureté des protéines sériques obtenues.

2.2.4. Isolement des protéines lactosériques totales

Les protéines sériques de lait bovin et camelin sont extraites du lait entier selon les étapes décrites dans la figure suivante :

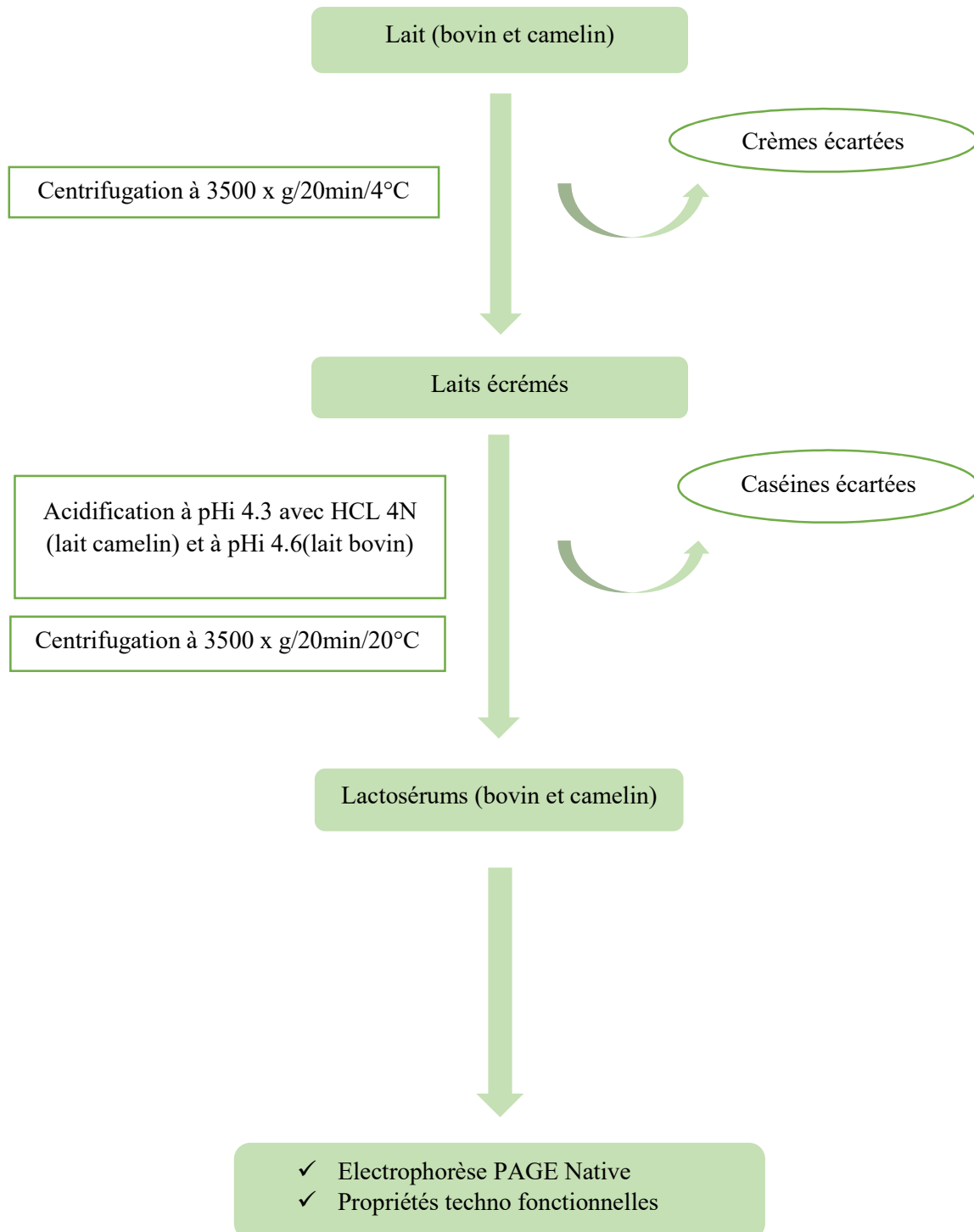


Figure 07 : Etapes suivies lors de l'isolement des protéines lactosériques totales issues du lait bovin et camelin

2.2.5. La désamidation non enzymatique du lactosérum camelin

La désamidation non enzymatique du lactosérum camelin est réalisée selon les étapes décrites dans la figure suivante :

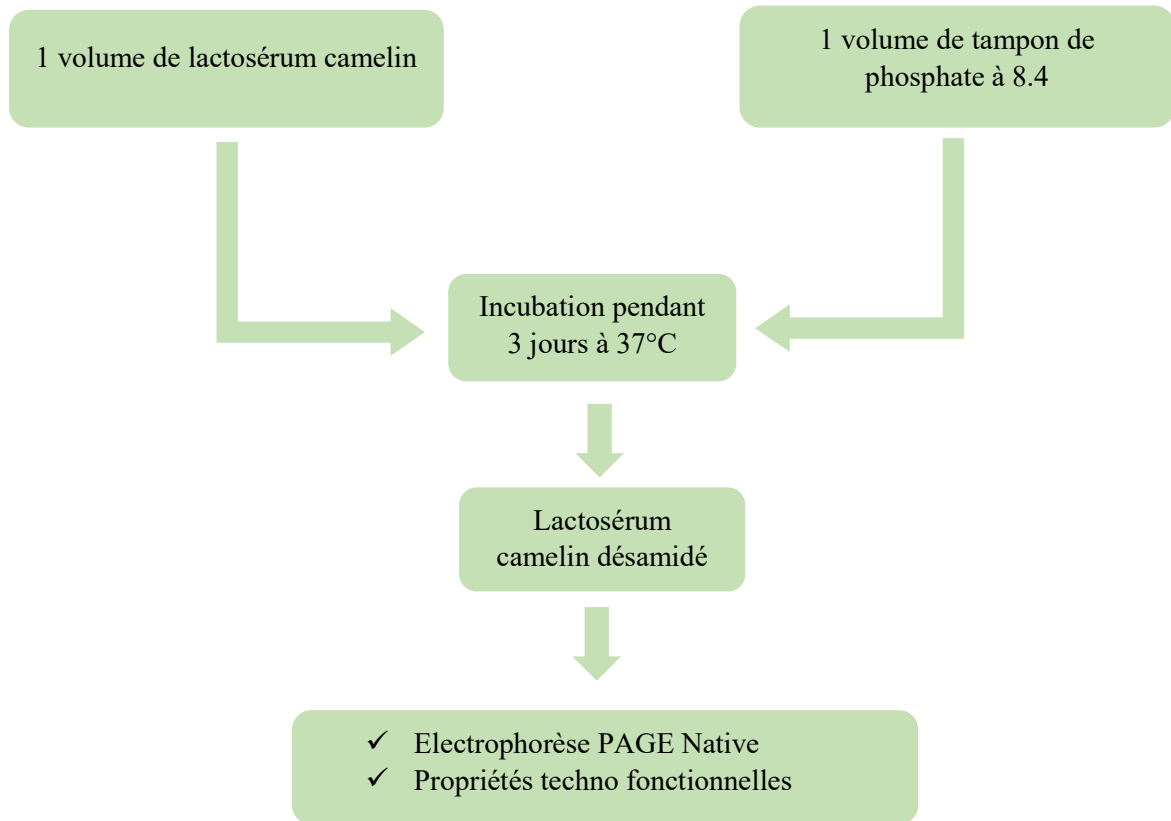


Figure 08 : Etapes de la désamidation non enzymatique du lactosérum camelin

2.3 Dosage des protéines sériques par la méthode de Biuret

Cette technique repose sur la propriété chimique commune à toutes les protéines qui est la présence de liaisons peptidiques dans leur structure. En effet, ces liaisons sont capables d'interagir avec certains métaux de transition, tels que le cuivre ou le nickel, en formant des complexes stables et colorés. Ce type de dosage est particulièrement utile pour sa simplicité, sa reproductibilité et sa capacité à quantifier la majorité des protéines, indépendamment de leur nature spécifique.

❖ Principe

En présence d'une solution basique, les groupements amides des chaînes protéiques réagissent avec les ions cuivre (Cu^{2+}) du réactif Gornall (annexe 01). Cette réaction donne naissance à un complexe violet qui absorbe fortement la lumière à une longueur d'onde de 540 nm. L'absorbance mesurée à cette longueur d'onde permet ainsi une quantification précise de la teneur en protéines.

La teneur en protéines des échantillons est déterminée à l'aide d'une courbe d'étalonnage obtenue avec l'Albumine Sérique Bovine (BSA, 10 g/L) utilisée comme référence (Figure 09).

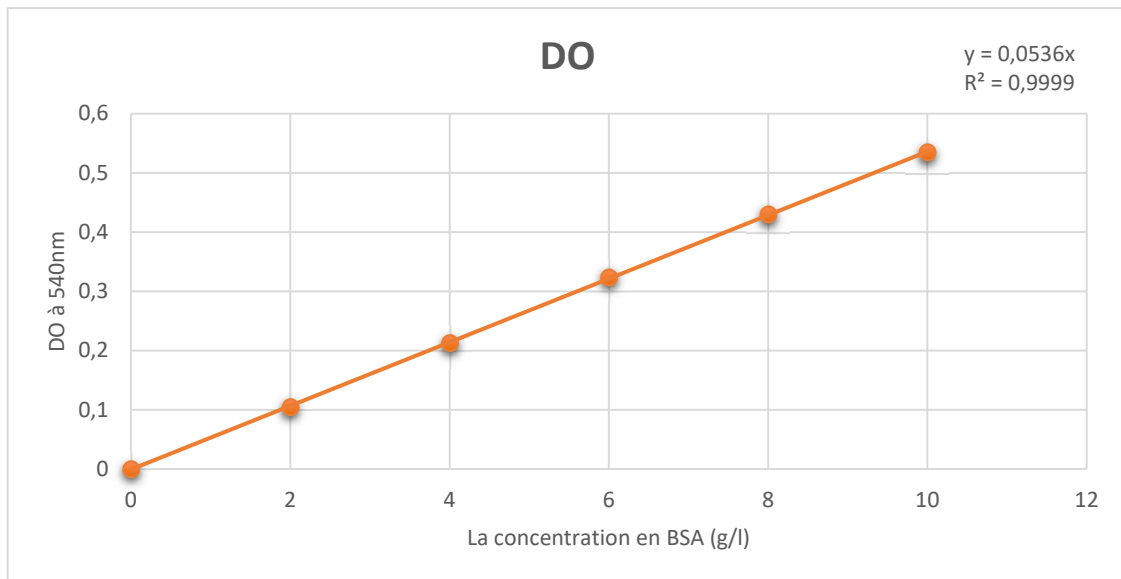


Figure 09 : Courbe étalon du dosage de protéines par la méthode de Biuret (Gornall *et al* (1949) ; réalisée avec l'albumine sérique bovine (BSA) comme protéine de référence

2.4 Méthodes électrophorétiques

❖ Principe

L'électrophorèse est une technique de séparation des molécules chargées électriquement, comme les acides nucléiques (ADN, ARN) ou les protéines, en fonction de leur taille et de leur charge. Ce procédé repose sur le déplacement de ces molécules dans un champ électrique à travers un gel (souvent d'agarose ou de polyacrylamide). Sous l'effet du champ électrique, les molécules migrent vers l'électrode de charge opposée : les molécules négatives vers l'anode (+), et les molécules positives vers la cathode (-).

Le gel de polyacrylamide est l'un des plus utilisés en raison de ses excellentes performances pour la séparation des protéines (transparence, reproductibilité) et de ses multiples avantages.

Il est obtenu par polymérisation de l'acrylamide ($\text{CH}_2=\text{CH}-\text{CO}-\text{NH}_2$) avec un agent de pontage, généralement le N, N'-méthylène-bis-acrylamide. Cette réaction a lieu en présence de catalyseurs comme le persulfate d'ammonium ($(\text{NH}_4)_2\text{S}_2\text{O}_8$) et le TEMED (N,N,N',N'-tétraméthyléthylènediamine), qui déclenchent la polymérisation. Le gel formé possède une structure tridimensionnelle avec de nombreux micro-canaux. Ces canaux agissent comme un tamis moléculaire : plus les protéines sont petites, plus elles peuvent se faufiler facilement à travers ce réseau, tandis que les grosses molécules sont ralenties.

Le degré de porosité (ou taux de réticulation) du gel varie selon les indices T et C, calculés selon les formules suivantes :

- $T (\%) = (a + b) / v \times 100$
- $C (\%) = b / (a + b) \times 100$

Dont (a)= grammes d'acrylamide, (b)= grammes de bis-acrylamide, (v)= volume total de la solution de gel (avant qu'elle ne polymérise).

❖ **Electrophorèse en conditions non dissociantes et non dénaturantes (PAGE Native) :**

La PAGE native utilise un gel de polyacrylamide sans ajout de SDS ni d'agents réducteurs, ce qui permet de préserver la structure naturelle des protéines. Cette technique est efficace et adaptée à la séparation des protéines sériques du lait.

➤ **Conduite de l'électrophorèse**

En suivant la méthode de Hillier (1976) (Annexe 2), nous avons préparé un gel de polyacrylamide avec T = 12 % et C = 2,7 %. Le tampon de gel contenait du Tris 0,75 M, pH 8,9. Le tampon d'électrode était fait de Tris 5 mM et glycine 77 mM, avec un pH de 8,3. Les échantillons ont été mélangés avec du bleu de bromophénol, un colorant qui permet de voir où les protéines sont arrivées et de savoir quand l'électrophorèse est finie. Après avoir monté l'appareil en mettant les deux plaques (l'une en alumine, l'autre en verre) avec le gel et rempli les cuves avec le tampon d'électrode, nous avons déposé 15 µl de chaque échantillon dans les puits. L'appareil a ensuite été mis en marche à 20 mA et 250 V jusqu'à la fin de la migration du colorant.

➤ **Révélation des bandes de migration**

À la fin de la migration, les protéines sont fixées par incubation dans une solution d'acide trichloroacétique (TCA) à 12 % (p/v) pendant 45 minutes, puis colorées pendant une heure à l'aide d'une solution de bleu de Coomassie R250 à 0,5 % (p/v). Le gel est ensuite décoloré par agitation douce pendant 1 à 2 jours dans des solutions de décoloration renouvelées plusieurs fois contenant le mélange : acide acétique, eau, méthanol.

2.5 Mise en évidence de la désamination spontanée de lactosérum camelin

❖ **Principe**

L' α -lactalbumine représente la principale protéine du lactosérum camelin, et c'est la seule à subir une désamidation. Ce processus se produit spontanément à pH basique (8,4) ou proche de la neutralité (7,4), à une température de 37 °C, entraînant la libération d'ammoniac. Après quatre jours d'incubation, une électrophorèse sur gel de polyacrylamide en conditions non dissociantes et non dénaturantes (PAGE Native), a été réalisée.

❖ **Préparation des échantillons**

Un volume de protéines sériques camelines (352ml) a été mélangé avec un tampon phosphate de sodium (352 ml) à 150 mM, pH 8,4 sous agitation (Annexe 03). La solution a ensuite été filtrée à l'aide d'un filtre de 0,45 µm, puis incubée à 37 °C pendant 3 jours.

Après incubation un contrôle électrophorétique a été effectué par électrophorèse sur gel de polyacrylamide en conditions natives (PAGE-native).

2.6 Etude des propriétés techno-fonctionnelles des protéines sériques

2.6.1 Solubilité

La solubilité des protéines a été évaluée en suivant la méthode de Klompong *et al* (2007). Pour cela, les échantillons ont été agités à température ambiante pendant 30 minutes, puis centrifugés à $7\,500 \times g$ durant 15 minutes. Les teneurs en protéines dans les surnageants ont été déterminés par la méthode de Biuret (Annexe 1). La solubilité des protéines a été calculée comme suit :

$$\text{Solubilité (\%)} = \frac{\text{Protéines dans le surnageant (mg)}}{\text{Protéines totales initiales (mg)}} \times 100$$

2.6.2 Pouvoir moussant

Afin d'évaluer la capacité moussante des protéines sériques, 25 mL de chaque échantillon ont été prélevés et placés dans des éprouvettes graduées de 60 mL. Une homogénéisation a été réalisée à l'aide d'un homogénéisateur à tige, fonctionnant à 13 500 rpm pendant 2 minutes. Le volume de mousse obtenu immédiatement après homogénéisation a été noté V' . Les échantillons ont ensuite été laissés au repos pendant 30 minutes, puis le volume final de mousse V'' (Lajnaf *et al.*, 2017).

Selon (Patel *et al*) l'expansion de la mousse (CM) et la stabilité de la mousse (SM) sont calculées selon les expressions suivant :

❖ Capacité moussante (CM)

$$\text{CM (\%)} = \frac{V' - V}{V} \times 100$$

V' : Volume après homogénéisation.

V : Volume initial avant homogénéisation.

➤ Stabilité des mousses (SM) après 30 minutes est calculée comme suivant :

$$\text{SM (\%)} = \frac{V''}{V'} \times 100$$

V'' : Volume après 30 minutes.

V' : Volume après homogénéisation.

2.6.3 Pouvoir émulsifiant

Selon la méthode décrite par Li *et al* (2024) avec quelques modifications, 15 ml de solution protéique ont été mélangés à 5 ml d'huile d'olive dans des éprouvettes graduées de 60 ml. Les mélanges ont été homogénéisés à 17200 rpm pendant 1 minute à l'aide d'un homogénéiseur à tige. Ensuite, 50 µl de chaque émulsion ont été dilués dans 5 ml de solution de SDS à 0,1 %. L'absorbance a été mesurée à 500 nm à l'aide d'un spectrophotomètre.

D'après Pearce et Kinsella (1978), l'indice d'activité émulsifiante (IAE) a été utilisé pour évaluer la capacité des protéines à former des émulsions stables. Cet indice a été calculé en appliquant la formule suivante :

$$\text{IAE (m2/g)} = \frac{2 \times 2.303 \times A_{500}}{\Phi \times L \times C}$$

Φ : fraction volumique de la phase dispersée (0.25).

L : longueur du trajet de la cellule (en mètres).

C : poids du produit par unité de volume de la dispersion de dispersion du produit (en g/m³).

Dans le cadre de cette étude, différents paramètres ont été analysés afin d'évaluer les propriétés fonctionnelles des protéines des échantillons de lait de chamelle (natifs et désamidés) et de lait de vache, notamment le pouvoir moussant, le pouvoir émulsifiant et la solubilité. Pour chaque propriété, l'effet du pH, de la température et du volume a été examiné

- **Le pH** : a été ajusté à 2, 4, 7 et 10 à l'aide de solutions de HCl 4N ou de NaOH 4N.
- **La température** : a été modulée à 5 °C, 20 °C, 37 °C et 55 °C grâce à l'utilisation d'un bain-marie ou d'un réfrigérateur
- **Le volume** : a été varié en fonction de la propriété étudiée, des volumes de 15 mL et 35 mL ont été utilisés pour la mesure du pouvoir moussant, tandis que 35 µL et 65 µL ont été prélevés pour l'évaluation de l'activité émulsifiante. Enfin, pour la détermination de la solubilité, des volumes de 0,25 mL et 1 mL ont été considérées.

Résultats et discussion

3. Résultats et discussion

3.1 pH et teneur en protéines sériques

Le tableau II : regroupe les moyennes (n = 3) et les écarts-types relatifs à la teneur en protéines sériques des échantillons bovin et camelin, ainsi que le pH de chaque échantillon.

Tableau II : Les valeurs du pH et la teneur en protéines sériques du lait bovin et camelin

Lait	Lait de vache	Lait de chamelle
pH à 20° C	6.8	6.6
La teneur en protéines sériques (g/L)	8,10 ±0.20	9.72±0.47

À une température de 20 °C, la valeur du pH du lait de vache trouvée est de 6,8 qui est proche des résultats obtenus par Siboukeur (2012) (6,68), Debouz *et al* (2014) (6,62) et Sawaya *et al* (1984) (6.7). Le lait de chamelle a une acidité plus marquée, avec un pH noté à 6,6 qui concorde avec les valeurs rapportées par Siboukeur (2012) (6,65) et Rahli *et al* (2013) (6.6), et se rapproche de celle trouvé par Debouz *et al* (2014) (6,51) ainsi que Sboui *et al* (2010) (6.41).

La variation des valeurs du pH sont du probablement au stade de lactation, au type d'alimentation, à la disponibilité d'eau et au taux de caseines (Gorban & Izzeldin, 1997; Siboukeur, 2012) . La richesse du lait de chamelle en vitamine C pourrait expliquer son pH légèrement plus acide que celui du lait de vache (Siboukeur, 2012).

Pour la teneur en protéines sériques, nos résultats montrent que le lait de chamelle contient $9,72 \pm 0,47$ g/L, une valeur plus élevée que celle du lait de vache à $8,10 \pm 0,20$ g/L. Cette teneur s'inscrit dans la plage rapportée pour le lait camelin par Farah *et al* (2011) soit entre 7 et 10 g/L. Elle est également proche des données de Lahouel *et al* (2016) qui ont obtenu $10,8 \pm 1,45$ g/L, et légèrement supérieure à celles de Rafiq *et al* (2015), soit $8 \pm 0,3$ g/L. Concernant le lait de vache, notre étude révèle une concentration plus élevée que celle observées par d'autres chercheurs : 6 g/L (Albert *et al.*, 2023) et $6,5 \pm 1,30$ g/L (Lahouel *et al.*, 2016).

3.2 Comportement électrophorétique des protéines sériques en PAGE Native

La figure (10) montre le profil électrophorétique en PAGE native des protéines sériques des laits étudiés.

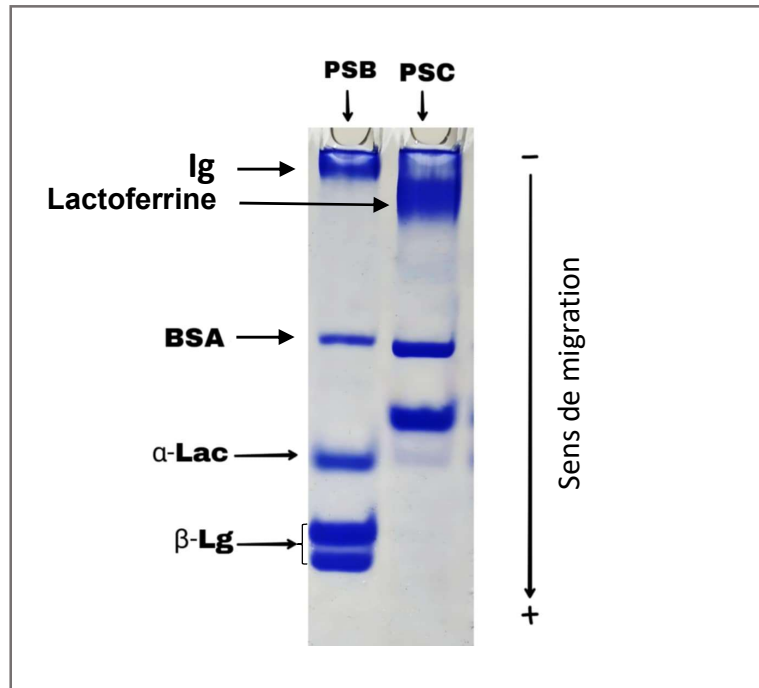


Figure 10 : Profil électrophorétique des protéines du lactosérum en PAGE native (T = 12% ; C = 2,7%) (PSB : protéines sériques bovines, PSC : protéines sériques camelines)

En analysant le profil électrophorétique obtenu en PAGE- native (figure 10), nous constatons que les protéines sériques du lait bovin dans les conditions natives migrent en quatre bandes distinctes selon l'ordre décroissant de leurs mobilités aux immunoglobulines, la sérum albumine bovine, l'alpha-lactalbumine et en fin la migration de la bêta-lactoglobuline. Un profil similaire a été observé par (Girardet, 1992).

Pour les séroprotéines camelines, nous décelons également quatre bandes électrophorétiques, une bande qui a un même niveau de migration que les Igs bovines qui pourrait correspondre à leurs homologues bovines, une qui correspond au lactoferrine, une qui migre au même niveau que la BSA qui pourrait correspondre à la CSA cameline et une autre qui se situe entre la BSA et l'α-La bovine, et qui pourrait correspondre à l'α-La cameline, Ce résultat concorde avec ce qui a rapporté El-Agamy *et al* (2009) et Si Ahmed *et al* (2013).

L'électrophorégramme obtenu montre que la β-lactoglobuline est absente dans le lait de chamelle, car aucune bande correspondant à celle de la β-lactoglobuline bovine n'a été observée. Cette absence a déjà été rapportée par plusieurs chercheurs (Farah, 2004 ; El-Agamy *et al.*, 2009 ; El-Hatmi, 2015).

3.3 Désamidation non enzymatique du lactosérum camelin

La figure (11) montre le profil électrophorétique en PAGE native des protéines du lactosérum de lait de chamelle, à l'état natif et après désamidation.

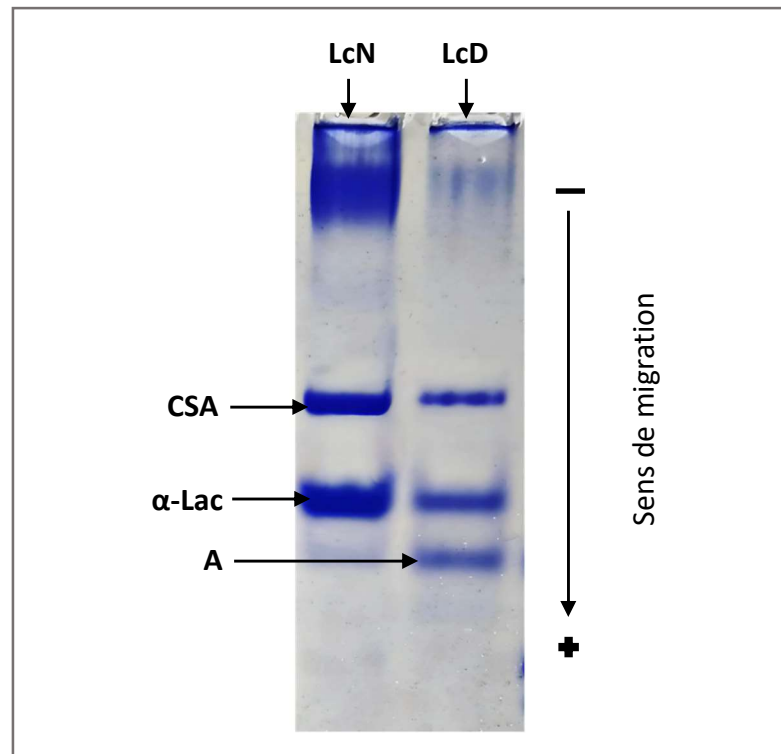


Figure 11 : Profil électrophorétique des protéines du lactosérum en PAGE native (T=12% ; C=2,7%) ; LcN : Lactosérum camelin natif. LcD : Lactosérum camelin désamidé ; A : α -Lac désamidée.

L'analyse électrophorétique montre l'apparition d'une nouvelle bande (notée A) qui migre plus loin que l' α -lactalbumine native, suggérant la création d'un isoforme résultant de processus de désamidation.

Des études similaires ont été menées par Si Ahmed Zennia *et al* (2019), où ils indiquent que cette bande correspond à l'isoforme (A2) de l' α -lactalbumine cameline, formées par la désamidation après une incubation dans un tampon phosphate de sodium à des pH 7,4 et 8,4 à 37 °C. Cette modification est favorisée par la présence des sites Asn45-Gly46 désamidés en A2 et A3 dans la séquence de la protéine.

Les sites sensibles à la désamidation ne réagissent pas avec la même efficacité : le site Asn45-Gly46 se désamide facilement à un pH proche du neutre (7,4), tandis que le site Asn16-Gly17 nécessite un pH encore plus basiques (8,4) pour réagir pleinement, ce qui donne une désamidation totale comme l'a montré l'étude de Si Ahmed Zennia *et al* (2015). Dans notre expérience, la désamidation n'a pas été totale malgré un pH de 8,4.

Masson & Lushchekina, 2022 indiquent que la structure de la protéine peut cacher certains résidus ou les rendre moins accessibles, limitant ainsi leur réactivité. Ce qui explique pourquoi, dans notre cas, la désamidation reste incomplète malgré un pH de 8,4.

Dans notre cas, il est possible que la désamidation complète nécessite un temps d'incubation plus long que les 72 heures appliquées, ce qui suggère que la durée choisie était peut-être insuffisante pour atteindre une modification totale.

3.4. Effet de paramètres physico-chimiques sur les propriétés techno-fonctionnelles

3.4.1. Effet sur la solubilité

Les résultats de l'effet des paramètres physico-chimiques sur la solubilité des protéines sériques bovines, camelines natives et camelines désamidées sont présentés dans la figure 12.

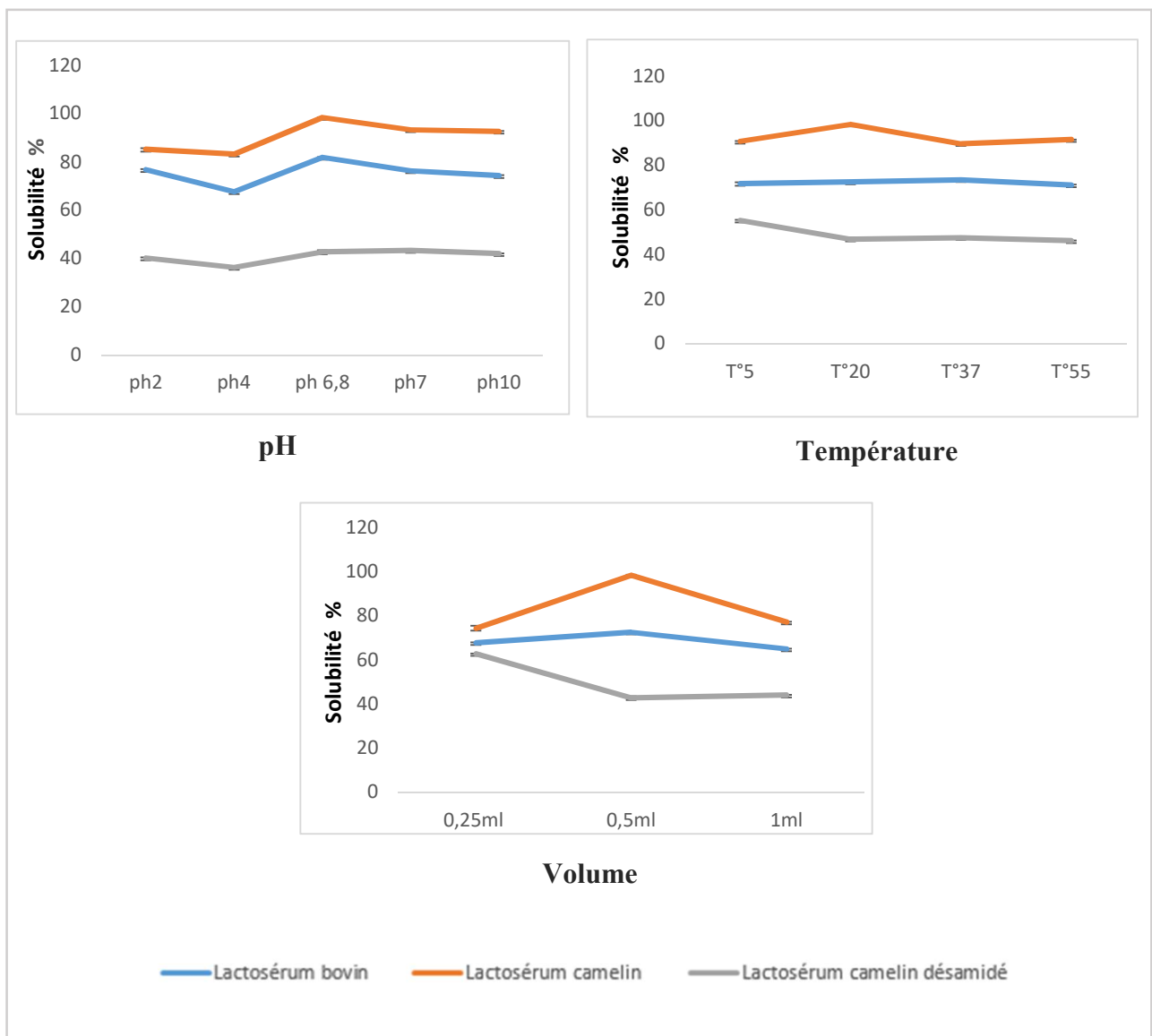


Figure 12 : Evolution de la solubilité des protéines sériques bovines, camelines et camelines désamidées en fonction des paramètres physico-chimiques

La solubilité du lactosérum camelin natif est supérieure à celle du lactosérum bovin, et celle du lactosérum camelin désamidé, quel que soit le paramètre considéré (pH, température ou volume).

Selon Konuspayeva *et al* (2009), Cette meilleure solubilité pourrait s'expliquer par la teneur plus élevée du lait de chamelle en protéines sériques, connues pour leur bonne solubilité. En effet, la fraction sérique représente environ 20 à 25 % des protéines totales du lait de chamelle, contre seulement 12 à 15 % dans le lait bovin, et elle se caractérise par une richesse en acides aminés polaires favorisant la dispersion des protéines dans le milieu aqueux et limitant les interactions hydrophobes (Badr *et al.*, 2017; Seifu, 2023).

Contrairement aux résultats rapportés par Yong *et al* (2004) qui ont fait leur étude sur la α -zéine de maïs, selon lesquels la désamidation améliore la solubilité des protéines en augmentant leur charge nette négative et en limitant les interactions protéine-protéine, aucune amélioration n'a été observée dans notre cas. Au contraire, une solubilité plus faible a été mesurée dans l'échantillon désamidé comparé à l'échantillon natif. Cette absence d'effet bénéfique pourrait résulter d'un degré de désamidation insuffisant pour induire une modification significative de la charge globale des protéines.

Vetter *et al* (2020), ont montré que certaines conditions de désamidation peuvent provoquer un déploiement partiel des structures protéiques, exposant des zones hydrophobes susceptibles de favoriser des phénomènes d'agrégation, ce qui pourrait également contribuer à la baisse de solubilité observée.

Ainsi, selon Alam *et al* (2019), une explication possible à ce résultat réside dans la formation d'acide isoaspartique, principal produit de la désamidation de l'asparagine. Il s'agit d'un acide β -aminé, une structure rarement rencontrée dans les protéines natives. Sa présence peut induire une instabilité locale de la structure tridimensionnelle des protéines, provoquant l'exposition de résidus hydrophobes normalement enfouis. Cette exposition anormale favorise des interactions hydrophobes intermoléculaires, ce qui limite la dispersion des protéines en solution et réduit ainsi leur solubilité.

❖ Effet du pH

À pH 4, la solubilité diminue pour les trois types de lactosérums, avec des valeurs de $67,63 \pm 0,15\%$ pour le bovin, $83,24 \pm 0,36\%$ pour le camelin, et $36,32 \pm 0,10\%$ pour le désamidé.

À des valeurs de pH inférieures ou supérieures à la zone du point isoélectrique, la solubilité des protéines augmente surtout à pH 6.8 avec des valeurs de $81,90 \pm 0,02\%$ pour le bovin, $98,40 \pm 0,13\%$ pour le camelin, et $42,77 \pm 0,65\%$ pour le désamidé.

Ces résultats sont cohérents avec ceux rapportés par Laleye *et al* (2008), et Pelegrine & Gomes (2012) ont étudié les lactosérums de lait camelin et bovin. Ils ont observé que la solubilité des protéines du lactosérum camelins et bovins était minimale à proximité du point isoélectrique, généralement situé entre pH 4 et 5 pour les protéines sériques et en s'éloignant de cette zone la solubilité augmente. Laleye *et al.* (2008) ont montré qu'une diminution du pH de 7 à 4 entraînait une baisse de la solubilité d'environ 16 % dans le lactosérum de chamelle et de 9 % dans celui de vache.

Dans la zone proche de pHi, les protéines n'ont plus de charge nette, ce qui réduit la répulsion électrostatique et favorise les interactions protéine-protéine, entraînant leur agrégation et leur précipitation. Par contre à des valeurs supérieures et inférieures à la zone de pHi, les protéines portent une charge nette, soit positive (pH acide), soit négative (pH basique). Cette charge crée une répulsion électrostatique entre les molécules, ce qui empêche leur agrégation et favorise leur dispersion en solution (Laleye *et al.*, 2008 ; Pelegrine & Gomes, 2012).

❖ Effet de la température

Les résultats obtenus montrent que la solubilité de tous les échantillons à leur pH natif est stable quelle que soit la température étudiée autour de 72% pour le bovin 92% camelin 48%. Cette constance témoigne d'une bonne résistance thermique des protéines sériques notamment la β -Lg et la α -la, dont la structure native reste globalement préservée en dessous de leur seuil de dénaturation majeur, généralement supérieur à 65 °C (Dewit & Klarenbeek, 1984 ; Sava *et al.*, 2005; Lajnaf *et al.*, 2018).

❖ Effet de volume

La solubilité montre une nette amélioration à 0,5 mL, pour le lactosérum camelin, atteignant 98,4±0,13%, ainsi que pour le lactosérum bovin (72,46 ±0,02%) puis elle se diminue à 1 mL.

Ce comportement suggère qu'à faible volume (0,25mL), la concentration en protéines est insuffisante pour établir un équilibre de solubilité optimal. À un volume modéré, la concentration devient optimale, favorisant une bonne dispersion sans interactions excessives. En revanche, à 1 mL, l'augmentation de la concentration semble induire des interactions protéine-protéine, entraînant une agrégation partielle et une baisse de solubilité. Ces résultats rejoignent ceux rapportés par Treuheit *et al* (2002), qui soulignent qu'à forte concentration, les protéines tendent à s'associer et à former des structures moins solubles.

Une baisse de la solubilité est notée pour le lactosérum camelin désamidé à 0,5 (42,8±0,56%) qui se stabilise après à 1 mL. Cela pourrait être lié à une modification partielle des résidus ou à une altération de la structure initiale des protéines, les rendant plus sensibles à l'agrégation lorsque leur concentration augmente. Vetter *et al* (2020), ont rapporté que la désamidation peut favorisant l'agrégation.

3.4.2. Effet sur les propriétés moussantes

Les résultats de l'effet des paramètres physico-chimiques sur le pouvoir moussant des protéines sériques bovines, camelines natives et camelines désamidées sont présentés dans la figure 13.

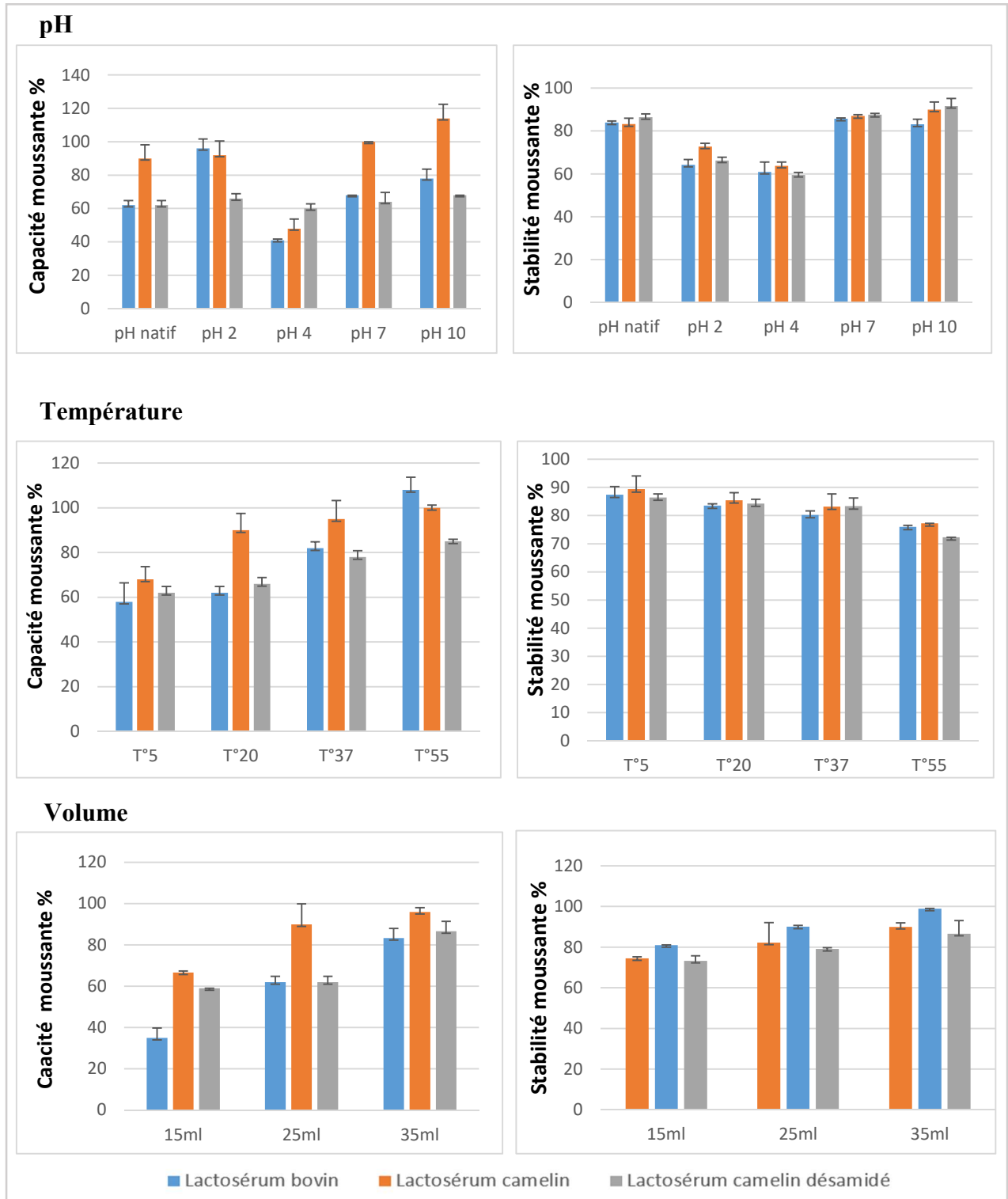


Figure 13 : Evolution des propriétés moussantes des protéines sériques bovines, camelines et camelines désamidées en fonction des paramètres physico-chimiques

De la même manière que pour la solubilité, les propriétés moussantes du lactosérum camelin natif se révèlent supérieures à celles du lactosérum bovin et du camelin désamidé, quel que soit le paramètre étudié (pH, température ou volume). En outre, la désamidation n'a pas amélioré ces propriétés, mais les a plutôt diminuées, tout comme elle a réduit la solubilité.

❖ Effet de pH

L'analyse de la figure révèle que la capacité moussante des lactosérums bovin et camelin est minimale à pH 4, avec des valeurs respectives de $41 \pm 0,65\%$ et $48 \pm 5,65\%$. En s'éloignant de ce pH, cette capacité s'améliore. À pH 2, elle atteint $96 \pm 5,65\%$ pour le lactosérum bovin et $92 \pm 8,48\%$ pour le camelin. Le maximum est observé à pH 10 pour le lactosérum camelin, avec une capacité moussante de $114 \pm 8,48\%$.

Nos résultats montrent que la capacité moussante est positivement corrélée à la solubilité des protéines, ce qui est en accord avec les travaux de Laleye *et al* (2008), portant sur les lactosérums de lait camelin et bovin. Ces auteurs ont attribué la diminution de la capacité moussante à la proximité du pHi des principales protéines, avec une amélioration observée à mesure que le pH s'en éloigne. De même, Benelhadj *et al* (2016) ayant étudié l'effet du pH sur les propriétés technofonctionnelles des Isolats de protéines d'*Arthrospira*. Ils ont rapporté une capacité moussante minimale à pH 3, correspondant au pHi, et une valeur maximale à pH 10.

A la proximité du pHi, la faible charge électrique des protéines favorise leur agrégation, limitant ainsi leur mobilité en solution et leur adsorption à l'interface air/eau, ce qui nuit à la formation de mousse. En revanche, lorsque le pH s'éloigne du pHi, les protéines acquièrent une charge nette plus importante (positive ou négative selon le pH), ce qui induit une répulsion électrostatique entre les molécules, limitant leur agrégation. Elles deviennent alors plus solubles, plus flexibles, et diffusent plus rapidement vers l'interface. Cette meilleure mobilité favorise leur adsorption rapide à l'interface air/eau et permet la formation d'un film interfacial protéique cohesif, élastique et stable, et donc une amélioration significative de la capacité moussante (Laleye *et al.*, 2008; Gochev *et al.*, 2020).

La capacité moussante du lactosérum camelin désamidé reste stable autour de 60 % quel que soit le pH. Cela peut être lié, comme l'ont mentionné Alam *et al* (2019), aux effets structuraux de l'acide isoaspartique formé lors de la désamidation. Ce résidu peut engendrer des défauts de repliement, exposer des zones hydrophobes et altérer la flexibilité conformationnelle des protéines, ce qui ralentit leur adsorption à l'interface et compromet la formation d'un film interfacial efficace, limitant ainsi la génération de mousse.

Le volume de mousse obtenu après 30 minutes était significativement plus élevé en conditions natives ($83,99 \pm 0,67\%$ pour le lactosérum bovin, $83,22 \pm 2,68\%$ pour le camelin natif, et $86,43 \pm 1,51\%$ pour le camelin désamidé) ainsi qu'en milieu basique (pH 10) ($83,09 \pm 2,40\%$ pour le bovin, $90,00 \pm 3,49\%$ pour le camelin natif, et $91,67 \pm 3,49\%$ pour le désamidé). À l'inverse, en environnement acide (pH 4) une baisse notable a été observée, avec des valeurs respectives de $60,91 \pm 4,60\%$ pour le bovin, $63,74 \pm 1,77\%$ pour le camelin natif et $59,54 \pm 1,17\%$ pour le camelin désamidé.

Ces résultats sont en accord avec ceux rapportés par Benelhadj *et al* (2016), qui ont étudié l'influence du pH sur les propriétés techno-fonctionnelles des isolats protéiques d'*Arthrospira*,

montrant une amélioration de la stabilité de la mousse à pH 10 ($56,5 \pm 0,7\%$) qu'à pH 3 ($2,0 \pm 0,3\%$).

La charge nette plus élevée des protéines à pH 6,8, 7 et 10 augmenterait les forces électrostatiques répulsives entre les films protéiques entourant les mousses, conduisant à la création d'une mousse plus stable, qu'à pH 3 où les films auraient des charges électrostatiques réduites puisque les protéines sont proches de leur pI. En effet, la répulsion électrostatique empêche les mousses de flocculer, ce qui améliore la stabilité de ces mousses. Au contraire, à des pH proches du pI de la protéine, l'amplitude de la charge électrique à la surface de mousse diminuerait. Par conséquent, la charge négative des protéines de lactosérum est insuffisante pour générer des forces électrostatiques répulsives entre les mousses, conduisant à leur agrégation, formant de gros flocculats (Benelhadj *et al.*, 2016; Lajnaf *et al.*, 2018).

❖ Effet de température

À 5 °C, une légère diminution de la capacité moussante a été observée pour les trois échantillons ($58,00 \pm 8,49\%$ pour le lactosérum bovin, $68,00 \pm 5,66\%$ pour le camelin natif, et $62,00 \pm 2,83\%$ pour le camelin désamidé). Ces résultats sont en accord avec ceux rapportés par Oetjen *et al* (2014), qui, dans une étude sur différents types de lait, ont montré que la mousse était moins efficace à basse température, notamment à 5 °C.

La formation de mousse est moins efficace à 5 °C en raison de plusieurs facteurs physico-chimiques liés à la température. À basse température, la viscosité du liquide augmente, ce qui ralentit la diffusion des protéines vers l'interface air/eau. Cette lenteur limite leur adsorption rapide et efficace (Oetjen *et al.*, 2014).

Un chauffage modéré améliore la capacité moussante des trois types de lactosérum, avec un maximum observé autour de 55 °C : $108 \pm 5,66\%$ pour le bovin, $100 \pm 1,25\%$ pour le camelin natif, et $85 \pm 0,95\%$ pour le camelin désamidé. Ces résultats sont en accord avec ceux rapportés par Kamath *et al* (2011) qui ont fait leur étude sur différentes fractions de lait, ont observé une formation de mousse maximale aux alentours de 45 °C, ainsi qu'avec Shao *et al* (2016) qui ont montré que la capacité moussante des isolats de protéines de soja augmentait avec la température.

Selon Polverino delawareto *et al* (2002) cette amélioration résulte d'une dénaturation partielle induite par la chaleur, exposant des régions hydrophobes auparavant enfouies. Le chauffage entraîne une transition vers un état de type molten globule, exposant davantage de zones hydrophobes tout en maintenant la solubilité des protéines, ce qui favorise leur adsorption rapide à l'interface air/eau et de mieux stabiliser les bulles d'air.

La stabilité de mousse est significativement plus élevée à basse température, avec des valeurs atteignant $87,41 \pm 2,90\%$ pour le lactosérum bovin, $89,36 \pm 4,69\%$ pour le camelin natif, et $86,43 \pm 1,23\%$ pour le camelin désamidé. En comparaison, à des températures plus élevées, la stabilité diminue nettement, atteignant respectivement $76,02 \pm 0,52\%$, $77,23 \pm 1,23\%$ et $72,29 \pm 2,29\%$. Ces observations sont cohérentes avec les travaux de Yu & Damodaran (1991), qui ont montré que la stabilité des mousses stabilisées à la BSA (c'est-à-dire la demi-vie de la mousse) a augmenté de 13 à 37 min lorsque la température a été réduite de 40 à 15 °C.

Cette amélioration de la stabilité observée à basse température (5 °C) peut s'expliquer par l'augmentation de la viscosité du liquide à des températures plus faibles. Un milieu plus

visqueux ralentit le drainage du liquide situé entre les bulles, prolongeant ainsi la durée de vie de la mousse. De plus, l'épaisseur accrue de la phase continue limite les contacts directs entre les bulles, réduisant ainsi les phénomènes de coalescence. En conséquence, les bulles restent séparées plus longtemps et la structure mousseuse se maintient plus efficacement dans le temps.

Tandis qu'à des températures élevées, sous l'effet de la gravité, le liquide s'écoule plus rapidement le long du film liquide du haut vers le bas, ce qui entraîne un amincissement du film dans sa partie supérieure jusqu'à sa rupture. La rupture du film liquide génère également un choc mécanique, qui provoque à son tour la rupture des films liquides environnants, entraînant ainsi une diminution de la stabilité de la mousse (Yu & Damodaran, 1991 ; Delahaije *et al.*, 2019).

❖ Effet de volume

La capacité moussante diminue pour l'ensemble des échantillons lorsque le volume est de 15 mL, atteignant des valeurs de $35 \pm 4,71\%$ pour le lactosérum bovin, $66,66 \pm 0,65\%$ pour le camelin natif et $59 \pm 0,02\%$ pour le camelin désamidé. Elle augmente ensuite de manière significative à 35 mL, avec des valeurs respectives de $83,88 \pm 4,63\%$ pour le bovin, $96,01 \pm 1,99\%$ pour le camelin natif et $86,66 \pm 4,71\%$ pour le camelin désamidé. Cette amélioration peut s'expliquer par l'augmentation de la concentration en protéines due à l'augmentation du volume de l'échantillon. Ces observations sont en accord avec les résultats de Salvador *et al* (2010), qui ont montré, dans une étude sur les effets du pH et de la concentration en protéines sur les propriétés techno-fonctionnelles des protéines sanguines porcines, que la moussabilité augmente linéairement avec la concentration protéique, jusqu'à atteindre un plateau. De même, Delahaije *et al* (2019), dans une étude portant sur l'ovalbumine, a observé une augmentation significative de la formation de mousse avec l'élévation de la concentration protéique.

Lorsque la teneur en protéines est faible, la surface des bulles n'est pas entièrement recouverte pendant le temps de formation, ce qui entraîne une coalescence prématurée et limite le développement de la mousse. En revanche, à des concentrations plus élevées, les protéines sont présentes en quantité suffisante pour s'adsorber rapidement à l'interface air-eau, ce qui permet de générer un plus grand nombre de bulles et d'atteindre un volume de mousse plus important (Delahaije *et al.*, 2019).

Une amélioration de la stabilité de la mousse est observée avec l'augmentation du volume d'échantillon, atteignant à 35 mL des valeurs de $90 \pm 2,35\%$ pour le lactosérum bovin, $98,87 \pm 0,17\%$ pour le camelin natif, et $88,6 \pm 6,47\%$ pour le camelin désamidé. Ils sont en accord avec les travaux de Salvador *et al* (2010) qui ont montré, dans une étude portant sur les effets du pH et de la concentration en protéines sur les propriétés techno-fonctionnelles des protéines sanguines porcines, que la stabilité de la mousse mesurée après 30 minutes augmente proportionnellement à la concentration protéique.

L'augmentation de la concentration protéique entraîne une réduction de la diffusion de l'air en raison de la formation de films protéiques interfaciaux plus épais autour des bulles d'air, ce qui affecte la tension superficielle et améliore la stabilité de la mousse en réduisant l'écoulement du liquide dans la région lamellaire (Kinsella, 1981; Salvador *et al.*, 2010).

3.4.3. Effet des paramètres physico-chimiques sur les propriétés émulsifiantes

Les résultats de l'effet des paramètres physico-chimiques sur le pouvoir émulsifiant des protéines sériques bovines, camelines natives et camelines désamidées sont présentés dans la figure 14.

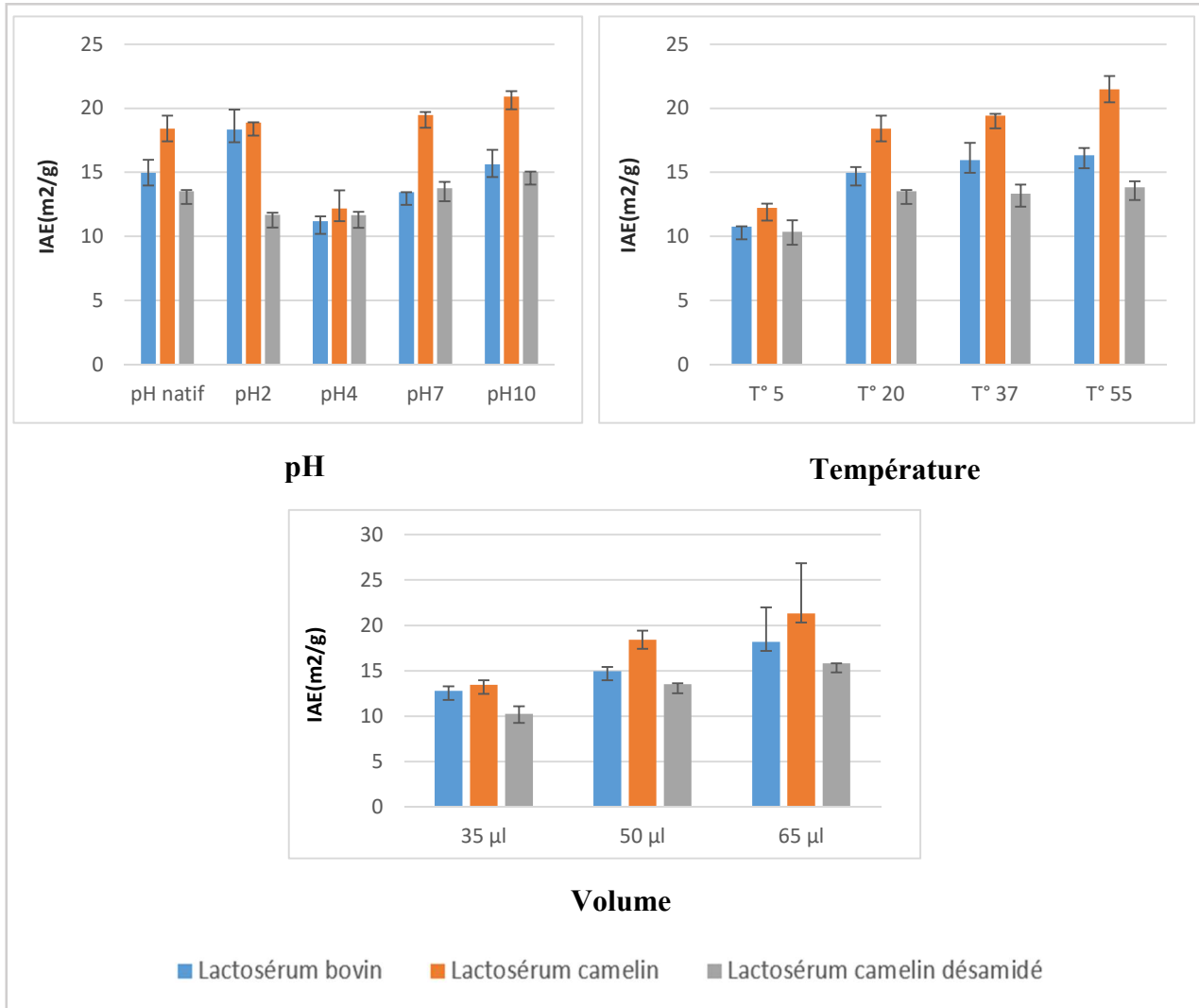


Figure 14 : Evolution des propriétés émulsifiantes des protéines sériques bovines, camelines et camelines désamidées en fonction des paramètres physico-chimiques

Comme pour la solubilité et les propriétés moussantes, le lactosérum camelin natif montre de meilleures propriétés émulsifiantes que le lactosérum bovin et le camelin désamidé, quels que soient le pH, la température ou le volume. De plus, la désamidation n'a pas amélioré ces propriétés, mais les a diminuées, tout comme elle a réduit la solubilité.

❖ Effet de pH

À un pH 4, la capacité émulsifiante diminue chez les trois échantillons, avec une valeur de $11,19 \pm 0,36 \text{m}^2/\text{g}$ pour le lactosérum bovin, $12,18 \pm 1,41 \text{m}^2/\text{g}$ pour le camelin natif et $11,56 \pm 0,26 \text{m}^2/\text{g}$ pour le camelin désamidé. En s'éloignant de cette zone, on observe une augmentation progressive de cette capacité. À pH 2, elle s'améliore chez le lactosérum bovin avec une valeur de $18,34 \pm 1,56 \text{m}^2/\text{g}$. Une nette amélioration est également observée à pH 10 pour le lactosérum camelin, avec une valeur de $20,91 \pm 0,23 \text{m}^2/\text{g}$.

Ces observations sont en accord avec les résultats de plusieurs études. Alashi *et al* (2018) qui ont étudié l'effet du pH et de la température de stockage sur les propriétés émulsifiantes des protéines de canola et de leurs hydrolysats, ont montré qu'à pH 4 qui correspond au pHi la capacité émulsifiante se diminue et en s'éloignant de ce pH elle augmente. De même, Benelhadj *et al* (2016) dans leur étude sur les isolats de protéines d'*Arthrospira*, ont rapporté une capacité émulsifiante minimale à pH 3, correspondant également au pHi.

Lorsque le pH est proche du pHi, la capacité émulsifiante des protéines diminue. En effet, leur solubilité est réduite et elles ont tendance à s'agréger, ce qui limite leur capacité à s'adsorber à l'interface huile-eau et à former un film stable. Cela favorise la coalescence des gouttelettes et entraîne une mauvaise stabilité de l'émulsion. À l'inverse, lorsque le pH s'éloigne du pI, les protéines portent une charge nette plus élevée, deviennent plus solubles, ce qui facilite leur diffusion et leur adsorption à l'interface, conduisant à une meilleure stabilité de l'émulsion (Alashi *et al.*, 2018 ; Lingsam, 2020).

❖ Effet de température

À 5 °C, une baisse de la capacité émulsifiante est observée pour les trois échantillons. Elle est de $10,76 \pm 0,03 \text{m}^2/\text{g}$ pour le lactosérum bovin, $12,2 \pm 0,31 \text{m}^2/\text{g}$ pour le camelin natif et $10,43 \pm 0,91 \text{m}^2/\text{g}$ pour le camelin désamidé. Ces résultats confirment ceux de Kinsella & Melachouris (1976), qui ont montré que, à basse température, les interactions hydrophobes sont limitées, ce qui réduit la capacité des protéines à recouvrir efficacement la surface des gouttelettes.

Un léger chauffage améliore le pouvoir émulsifiant des trois lactosérums. À 55 °C, la capacité atteint $16,31 \pm 0,57 \text{m}^2/\text{g}$ pour le lactosérum bovin, $21,46 \pm 1,05 \text{m}^2/\text{g}$ pour le camelin natif et $13,83 \pm 0,46 \text{m}^2/\text{g}$ pour le camelin désamidé.

Ces résultats sont en accord avec ceux rapportés par Dickinson (1992), qui a montré, dans ses travaux sur différents laits, qu'un chauffage modéré provoque une dénaturation partielle des protéines. Cette dénaturation expose davantage de régions hydrophobes tout en permettant aux protéines de conserver leur solubilité. Cela favorise leur adsorption à l'interface huile-eau et améliore leur capacité à recouvrir les gouttelettes de manière efficace, renforçant ainsi la stabilité de l'émulsion.

❖ Effet de volume

Le pouvoir émulsifiant diminue lorsque le volume est de 35 μL chez les trois échantillons, avec des valeurs de $12,78 \pm 0,51 \text{m}^2/\text{g}$ pour le lactosérum bovin, $13,46 \pm 1,09 \text{m}^2/\text{g}$ pour le camelin natif et $10,24 \pm 3,81 \text{m}^2/\text{g}$ pour le camelin désamidé. Lorsqu'on augmente le volume à 65 μL , on observe une amélioration pour tous les échantillons. Le lactosérum bovin atteint $18,17 \pm 0,83 \text{m}^2/\text{g}$, le camelin natif $21,30 \pm 0,10 \text{m}^2/\text{g}$ et le camelin désamidé $15,80 \pm 0,90 \text{m}^2/\text{g}$. Cette amélioration peut s'expliquer par une augmentation de la concentration en protéines avec le volume.

Ces résultats concordent avec ceux de Salvador *et al* (2010), qui ont montré que l'augmentation de la concentration en protéines améliore les propriétés techno-fonctionnelles des protéines sanguines porcines. De même, Yamauchi *et al* (1980) dans leur étude sur les propriétés émulsifiantes des protéines de lactosérum, ont rapporté qu'une concentration protéique plus élevée renforce l'activité émulsifiante.

La diminution du pouvoir émulsifiant à faible volume peut s'expliquer par une concentration en protéines trop faible pour recouvrir efficacement les gouttelettes d'huile, ce qui limite la formation d'un film stable à l'interface. En augmentant le volume, donc la quantité de protéines disponibles, l'activité émulsifiante s'améliore. Cette amélioration résulte d'une plus grande disponibilité des molécules protéiques pour s'adsorber à l'interface huile-eau, favorisant ainsi la formation d'un film viscoélastique qui stabilise les gouttelettes et limite leur coalescence (Yamauchi *et al.*, 1980; Salvador *et al.*, 2010).

Conclusion générale

Les propriétés techno-fonctionnelles des protéines, telles que la solubilité, la capacité moussante et la capacité émulsifiante, jouent un rôle essentiel dans les formulations alimentaires. Elles dépendent fortement de la structure des protéines ainsi que des conditions physico-chimiques du milieu, comme le pH, la température ou la concentration des protéines.

Parmi les modifications naturelles susceptibles d'influencer ces propriétés technofonctionnelles, la désamidation non enzymatique qui joue un rôle clé comme mécanisme de régulation biologique, agissant comme une horloge moléculaire pour le catabolisme des protéines ou comme signal de dégradation de certaines enzymes et hormones. Dans le tractus gastro-intestinal, les conditions physiologiques favorisent son apparition spontanée, entraînant des changements de structure qui peuvent altérer les propriétés bioactives et techno-fonctionnelles des protéines. Cette sensibilité montre qu'il est essentiel de maîtriser ce phénomène pour préserver l'intégrité des protéines et maintenir leurs performances technologiques.

Dans ce contexte, le lait de chamelle a son état natif se distingue par une composition originale et des activités biologiques variées, étroitement liées à sa fraction protéique spécifique. Cette richesse en protéines bioactives lui confère un profil unique, offrant des opportunités pour diversifier les sources d'ingrédients fonctionnels et développer des formulations nécessitant une bonne stabilité de mousse ou d'émulsion. Une meilleure compréhension de ces protéines, ainsi qu'une maîtrise adaptée des procédés de transformation, permettraient de valoriser ce potentiel et de proposer des alternatives crédibles aux protéines laitières classiques, en phase avec les exigences nutritionnelles et technologiques actuelles

Les résultats obtenus dans cette étude ouvrent ainsi de nouvelles perspectives. Pour prolonger ce travail, il serait pertinent d'explorer d'autres propriétés techno-fonctionnelles, telles que la gélification, la rétention d'eau ou encore la coagulation. La purification ciblée des protéines sériques et l'évaluation fine de leurs performances pourraient également permettre de mieux valoriser leur potentiel technologique.

Références bibliographiques

Adediran, S. A., Nish, P., Donaghy, D. J., Ratkowsky, D. A., & Malau-Aduli, A. E. O. (2010). Genetic and environmental factors influencing milk, protein and fat yields of pasture-based dairy cows in Tasmania. *Animal Production Science*, 50(4), 265. <https://doi.org/10.1071/AN09084>.

Alam, M. E., Barnett, G. V., Slaney, T. R., Starr, C. G., Das, T. K., & Tessier, P. M. (2019). Deamidation Can Compromise Antibody Colloidal Stability and Enhance Aggregation in a pH-Dependent Manner. *Molecular Pharmaceutics*, 16(5), 1939–1949.

Alashi, A. M., Blanchard, C. L., Mailer, R. J., Agboola, S. O., Mawson, J. A., & Aluko, R. E. (2018). Influence of enzymatic hydrolysis, pH and storage temperature on the emulsifying properties of canola protein isolate and hydrolysates. *International Journal of Food Science & Technology*, 53(10), 2316-2324. <https://doi.org/10.1111/ijfs.13823>.

Alhaj, O. A., Altooq, N. J., Alenezi, A. F., Janahi, A. I., Janahi, M. I., Humood, A. M., AlRasheed, M. M., Bragazzi, N. L., Jahrami, H. A., & Faye, B. (2022). Camel milk composition by breed, season, publication year, and country : A global systematic review, meta-analysis, and meta-regression. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 21(3), 2520-2559. <https://doi.org/10.1111/1541-4337.12943>.

Amellal, R. (1995). La filière lait en Algérie : entre l'objectif de la sécurité alimentaire et la réalité de la dépendance. *Les agricultures maghrébines à l'aube de l'an 2000* (pp 229–238). CIHEAM-IAMM. <https://om.ciheam.org/article.php?IDPDF=CI960052>.

Arioui, F. (2018). Propriétés techno-fonctionnelles des concentrés protéiques du lactosérum. *Nutrition & Santé*, 7(1), 41–48.

Bayemi, P. (2001). Effets de la saison de vêlage et de quelques paramètres zootechniques sur la production laitière dans les hauts plateaux de l'ouest du Cameroun. *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux*. <https://www.academia.edu/123123414>.

Berhane, Y. N. (2016). 0910 Intrinsic and extrinsic factors affecting milk yield and composition of camel milk in northern Eritrea. *Journal of Animal Science*, 94(Suppl. 5), 438. <https://doi.org/10.2527/jam2016-0910>.

Bidinosti, M., Martineau, Y., Frank, F., & Sonenberg, N. (2010). Repair of isoaspartate formation modulates the interaction of deamidated 4E-BP2 with mTORC1 in brain. *Journal of Biological Chemistry*, 285(25), 19402–19408. <https://doi.org/10.1074/jbc.M110.120774>.

- Badr, G., Ramadan, N. K., Sayed, L. H., Badr, B. M., Omar, H. M., & Selamoglu, Z. (2017).** Why whey? Camel whey protein as a new dietary approach to the management of free radicals and for the treatment of different health disorders. *Iranian Journal of Basic Medical Sciences*, 20(4), 338-349. <https://doi.org/10.22038/IJBMS.2017.8573>.
- Barbiroli, A., Iametti, S., & Bonomi, F. (2022).** Beta-Lactoglobulin as a Model Food Protein : How to Promote, Prevent, and Exploit Its Unfolding Processes. *Molecules*, 27(3), Article 3. <https://doi.org/10.3390/molecules27031131>.
- Benelhadj, S., Gharsallaoui, A., Degraeve, P., Attia, H., & Ghorbel, D. (2016).** Effect of pH on the functional properties of *Arthrospira (Spirulina) platensis* protein isolate. *Food Chemistry*, 194, 1056-1063. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.08.133>.
- Bidinosti, M., Martineau, Y., Frank, F., & Sonenberg, N. (2010).** Repair of Isoaspartate Formation Modulates the Interaction of Deamidated 4E-BP2 with mTORC1 in Brain. *Journal of Biological Chemistry*, 285(25), 19402-19408. <https://doi.org/10.1074/jbc.M110.120774>.
- Brumini, D., Criscione, A., Bordonaro, S., Vegarud, G. E., & Marletta, D. (2016).** Whey proteins and their antimicrobial properties in donkey milk: A brief review. *Dairy Science & Technology*, 96(1), 1–14. <https://doi.org/10.1007/s13594-015-0246-1>.
- Cheftel, J. C., & Lorient, D. (1982).** Les propriétés fonctionnelles des protéines laitières et leur amélioration. *Le Lait*, 62(617-620), 435-483. <https://doi.org/10.1051/lait:1982617-62029>.
- Chen, X., Fu, W., Luo, Y., Cui, C., Suppavorasatit, I., & Liang, L. (2021).** Protein deamidation to produce processable ingredients and engineered colloids for emerging food applications. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 20(4), 3788–3817. <https://doi.org/10.1111/1541-4337.12789>.
- Chandan, R. C., Parry, R. M., & Shahani, K. M. (1965).** Purification and some properties of bovine milk lysozyme. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA) - Enzymology and Biological Oxidation*, 110(2), 389–398. [https://doi.org/10.1016/S0926-6593\(65\)80046-7](https://doi.org/10.1016/S0926-6593(65)80046-7).
- Chen, X., Fu, W., Luo, Y., Cui, C., Suppavorasatit, I., & Liang, L. (2021).** Protein deamidation to produce processable ingredients and engineered colloids for emerging food applications. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 20(4), 3788-3817. <https://doi.org/10.1111/1541-4337.12759>.
- Cheftel, J. C., & Lorient, D. (1982).** Les propriétés fonctionnelles des protéines laitières et leur amélioration. *Le Lait*, 62(617–620), 435–483. <https://doi.org/10.1051/lait:1982617-62029>.
- Codou, L. M. (1997).** Étude des fraudes du lait cru : mouillage et écrémage (Mémoire de doctorat, Université Cheikh Anta Diop, Dakar, Sénégal), pp. 5, 18.
- Cournoyer, J. J., & O'Connor, P. B. (2008).** Chapter 16 Analysis of Deamidation in Proteins. In *Comprehensive Analytical Chemistry* (Vol. 52, p. 375-410). Elsevier. [https://doi.org/10.1016/S0166-526X\(08\)00216-X](https://doi.org/10.1016/S0166-526X(08)00216-X).

- Creutzmacher, R., Schulze-Niemand, E., König, P., Stanojlovic, V., Mallagaray, A., Peters, T., Stein, M., & Schubert, M. (2023).** Conformational Control of Fast Asparagine Deamidation in a Norovirus Capsid Protein. *Biochemistry*, 62(5), 1032-1043. <https://doi.org/10.1021/acs.biochem.2c00656>.
- Delahaije, R. J. B. M., Lech, F. J., & Wierenga, P. A. (2019).** Investigating the effect of temperature on the formation and stabilization of ovalbumin foams. *Food Hydrocolloids*, 91, 263-274. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2019.01.030>.
- Dewit, J. N., & Klarenbeek, G. (1984).** Effects of Various Heat Treatments on Structure and Solubility of Whey Proteins. *Journal of Dairy Science*, 67(11), 2701-2710. [https://doi.org/10.3168/jds.S0022-0302\(84\)81628-8](https://doi.org/10.3168/jds.S0022-0302(84)81628-8).
- Decaen, C., Calomiti, S., & Poutous, M. (2012).** Évolution de la production laitière de la vache au cours des deux premiers mois de la lactation.
- Diop, A. T., Ickowicz, A., Diène, M., & Nzimulinda, J. C. (2009).** Production laitière dans la zone sylvopastorale du Sénégal : Étude des facteurs de variation et modes de gestion par les populations locales. *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux*, 62(1), 39. <https://doi.org/10.19182/remvt.10092>.
- Dickinson, E. (1992).** Faraday research article. Structure and composition of adsorbed protein layers and the relationship to emulsion stability. *Journal of the Chemical Society, Faraday Transactions*, 88(20), 2973. <https://doi.org/10.1039/ft9928802973>.
- El Hassani, S. K. (2013).** La Dépendance Alimentaire en Algérie : Importation de Lait en Poudre versus Production Locale, Quelle Evolution ? *Mediterranean Journal of Social Sciences*. <https://doi.org/10.5901/mjss.2013.v4n11p152>.
- Elagamy, E. I., Ruppner, R., Ismail, A., Champagne, C. P., & Assaf, R. (1996).** Purification and characterization of lactoferrin, lactoperoxidase, lysozyme and immunoglobulins from camel's milk. *International Dairy Journal*, 6(2), 129-145. [https://doi.org/10.1016/0958-6946\(94\)00055-7](https://doi.org/10.1016/0958-6946(94)00055-7).
- El-Agamy, E. I., Nawar, M., Shamsia, S. M., Awad, S., & Haenlein, G. F. W. (2009).** Are camel milk proteins convenient to the nutrition of cow milk allergic children ? *Small Ruminant Research*, 82(1), 1-6. <https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2008.12.016>.
- Elfahal, A. M., Elhassan, A. M., Hussien, M. O., Enan, K. A., Musa, A. B., & El Hussein, A. M. (2013).** Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in dairy cattle with reproductive problems in Sudan. *ISRN Veterinary Science*, 2013, 895165. <https://doi.org/10.1155/2013/895165>.
- El-Hatmi, H. E.-H. (2015).** Comparison of composition and whey protein fractions of human, camel, donkey, goat and cow milk. *Mljekarstvo*, 65(3), 159-167. <https://doi.org/10.15567/mljekarstvo.2015.0302>.

- El-Hatmi, H., Girardet, J.-M., Gaillard, J.-L., Yahyaoui, M. H., & Attia, H. (2007).** Characterisation of whey proteins of camel (*Camelus dromedarius*) milk and colostrum. *Small Ruminant Research*, 70(2-3), 267-271. <https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2006.04.001>.
- Fameau, A.-L., & Salonen, A. (2014).** Effect of particles and aggregated structures on the foam stability and aging. *Comptes Rendus. Physique*, 15(8-9), 748-760. <https://doi.org/10.1016/j.crhy.2014.09.009>.
- Farah, Z. (1993).** Composition and characteristics of camel milk. *Journal of Dairy Research*, 60(4), 603–626. <https://doi.org/10.1017/S0022029900027953>.
- Farah, Z. (2011).** Milk | Camel Milk (pp. 512–517). <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-374407-4.00317-4>.
- Farah z., eberhard p., meyer j., rehberger b., thomet a. Et galmann p. (2004).** UHT processing of camel milk. Swiss federal institute of technology, Switzerland.
- Fouzia, R., Nouredine, S., & Mebrouk, K. (2013).** Evaluation of the factors affecting the variation of the physicochemical composition of Algerian camel's raw milk during different seasons. *Advances in Environmental Biology*, 7(14), 4879-4884.
- Farrell, H. M., Jimenez-Flores, R., Bleck, G. T., Brown, E. M., Butler, J. E., Creamer, L. K., Swaisgood, H. E. (2004).** Nomenclature of the proteins of cows' milk—Sixth revision. *Journal of Dairy Science*, 87(6), 1641–1674. [https://doi.org/10.3168/jds.S0022-0302\(04\)73319-6](https://doi.org/10.3168/jds.S0022-0302(04)73319-6).
- Fu, J. C., Ding, L., & Clarke, S. (1991).** Purification, gene cloning, and sequence analysis of an L-isoadipyl protein carboxyl methyltransferase from *Escherichia coli*. *Journal of Biological Chemistry*, 266(22), 14562-14572. [https://doi.org/10.1016/S0021-9258\(18\)98723-5](https://doi.org/10.1016/S0021-9258(18)98723-5).
- G. Génin, M. (1932).** LA MOUSSE DU LAIT. *Le Lait*, 12(120), 1079-1088.
- Girardet, J.-M. (1992).** Le composant-3 des protéose-peptones du lait bovin : Obtention, origine, étude de sa partie glycanique, rôle dans la lipolyse.
- Gonzalez Ortiz, D. (2018).** Development of porous membranes from emulsions stabilized by 2D nanoparticles (h-BNNS) [Thèse de doctorat, Montpellier, École nationale supérieure de chimie]. <https://theses.fr/2018ENCM0006>.
- Grossmann, L., Moll, P., Reichert, C., & Weiss, J. (2019).** Influence of energy density on foamability: Comparison of three foaming methods. *Food Research International*, 108, 108794. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2019.108794>.
- Gochev, G. G., Ulaganathan, V., Retzlaff, I., Gehin-Delval, C., Gunes, D. Z., Leser, M., Kulozik, U., Miller, R., & Braunschweig, B. (2020).** β -Lactoglobulin Adsorption Layers at the Water/Air Surface : 4. Impact on the Stability of Foam Films and Foams. *Minerals*, 10(7), 636. <https://doi.org/10.3390/min10070636>.

- Gonzalez Ortiz, D. (2018).** Development of porous membranes from emulsions stabilized by 2d nanoparticles. [These de doctorat, Montpellier, Ecole nationale supérieure de chimie]. <https://theses.fr/2018ENCM0006>.
- Gorban, A. M., & Izzeldin, O. M. (1997).** Mineral content of camel milk and colostrum. *The Journal of Dairy Research*, 64(3), 471-474. <https://doi.org/10.1017/s0022029997002264>.
- Hailing, P. J., & Walstra, P. (1981).** Protein-stabilized foams and emulsions. *CRC Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 15(2), 155–203. <https://doi.org/10.1080/10408398109527315>.
- Hakim, S. A., Zakaria, B., Soumeiya, K., & Bernard, F. (2024).** The dromedary in Algeria: An evolution at times of multifunctionality. *International Journal of Veterinary Science and Research*, 10(1), 009–015. <https://doi.org/10.17352/ijvsr.000144>.
- Hamada, J. S., & Swanson, B. (1994).** Deamidation of food proteins to improve functionality. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 34(3), 283–292. <https://doi.org/10.1080/10408399409527664>.
- Hassan, A. A., Hagrass, A. E., Soryal, K. A., & El-Shabrawy, S. A. (1987).** Physico-chemical properties of camel milk during lactation period in Egypt. *Journal of Food Science*, 15, 1–14.
- Hillier, R. M. (1976).** The quantitative measurement of whey proteins using polyacrylamide-gel electrophoresis. *Journal of Dairy Research*, 43(2), 259–265. <https://doi.org/10.1017/S0022029900015818>.
- Ho, T. M., Bhandari, B. R., & Bansal, N. (2022).** Functionality of bovine milk proteins and other factors in foaming properties of milk : A review. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 62(17), 4800-4820. <https://doi.org/10.1080/10408398.2021.1879002>.
- Hoter, A., Rizk, S., & Naim, H. Y. (2019).** Cellular and molecular adaptation of Arabian camel to heat stress. *Frontiers in Genetics*, 10, 588. <https://doi.org/10.3389/fgene.2019.00588>.
- Ivanova, P., Kalaydzhiev, H., Dessev, T. T., Silva, C. L. M., Rustad, T., & Chalova, V. I. (2018).** Foaming properties of acid-soluble protein-rich ingredient obtained from industrial rapeseed meal. *Journal of Food Science and Technology*, 55(9), 3792-3798. <https://doi.org/10.1007/s13197-018-3311-y>.
- Jin, Y., Yi, Y., & Yeung, B. (2022).** Mass spectrometric analysis of protein deamidation – A focus on top-down and middle-down mass spectrometry. *Methods*, 200, 58-66. <https://doi.org/10.1016/j.ymeth.2020.08.002>.
- Joscelyne, S. M., & Trägårdh, G. (2000).** Membrane emulsification—A literature review. *Journal of Membrane Science*, 169(1), 107–117. [https://doi.org/10.1016/S0376-7388\(99\)00334-8](https://doi.org/10.1016/S0376-7388(99)00334-8).
- Kamath, S., Webb, R. E., & Deeth, H. C. (2011).** The composition of interfacial material from skim milk foams. *Journal of Dairy Science*, 94(6), 2707-2718. <https://doi.org/10.3168/jds.2010-3839>

Kamelmilch. BioMiel. (2023). Vorteile für Gesundheit und Haut. Consulté le 28 mars 2025, à l'adresse <https://biomielandco.com/de/blog/bio-miel-co/kamelmilch-vorteile-fuer-gesundheit-und-haut>.

Kappeler, S., Farah, Z., & Puhan, Z. (1998). Sequence analysis of *Camelus dromedarius* milk caseins. *The Journal of Dairy Research*, 65(2), 209-222. <https://doi.org/10.1017/s0022029997002847>

Kato, K., Nakayoshi, T., Kurimoto, E., & Oda, A. (2019). Computational Studies on the Nonenzymatic Deamidation Mechanisms of Glutamine Residues. *ACS Omega*, 4(2), 3508-3513. <https://doi.org/10.1021/acsomega.8b03199>.

Kato, K., Nakayoshi, T., Kurimoto, E., & Oda, A. (2020). Mechanisms of Deamidation of Asparagine Residues and Effects of Main-Chain Conformation on Activation Energy. *International Journal of Molecular Sciences*, 21(19), 7035. <https://doi.org/10.3390/ijms21197035>.

Kilara, A. (2015). Whey and Whey Products. In R. C. Chandan, A. Kilara, & N. P. Shah (Éds.), *Dairy Processing and Quality Assurance* (1re éd., p. 349-366). Wiley. <https://doi.org/10.1002/9781118810279.ch15>.

Kinsella, J. (1981). Functional properties of proteins : Possible relationships between structure and function in foams. *Food Chemistry*, 7(4), 273-288. [https://doi.org/10.1016/0308-8146\(81\)90033-9](https://doi.org/10.1016/0308-8146(81)90033-9).

Kinsella, J. E., & Melachouris, N. (1976). Functional properties of proteins in foods : A survey. *C R C Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 7(3), 219-280. <https://doi.org/10.1080/10408397609527208>.

Klompong, V., Benjakul, S., Kantachote, D., & Shahidi, F. (2007). Antioxidative activity and functional properties of protein hydrolysate of yellow stripe trevally (*Selaroides leptolepis*) as influenced by the degree of hydrolysis and enzyme type. *Food Chemistry*, 102(4), 1317-1327. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2006.07.016>.

Konuspayeva, G., Faye, B., & Loiseau, G. (2009). The composition of camel milk : A meta-analysis of the literature data. *Journal of Food Composition and Analysis*, 22(2), 95-101. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2008.09.008>.

Kumar, D., Verma, A. K., Chatli, M. K., Singh, R., Kumar, P., Mehta, N., & Malav, O. P. (2016). Camel milk: Alternative milk for human consumption and its health benefits. *Nutrition & Food Science*, 46(2), 217-227.

Lam, R. S. H., & Nickerson, M. T. (2015). Effet des prétraitements au pH et à la température sur la structure, les caractéristiques de surface et les propriétés émulsifiantes de l'alpha-lactalbumine. *Food Chemistry*, 173, 163-170. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.09.078>

Lahouel, N., Kheroua, O., Mezemaz, F., & Saidi, D. (2016). Évaluation de l'activité antigénique des hydrolysats de protéines du lactosérum camelin. *Revue Française d'Allergologie*, 56(6), 471-476. <https://doi.org/10.1016/j.reval.2015.12.001>.

- Lajnaf, R., Picart-Palmade, L., Attia, H., Marchesseau, S., & Ayadi, M. A. (2017).** The effect of pH and heat treatments on the foaming properties of purified α -lactalbumin from camel milk. *Colloids and Surfaces : Biointerfaces*, 156, 55-61. <https://doi.org/10.1016/j.colsurfb.2017.05.002>.
- Lajnaf, R., Picart-Palmade, L., Cases, E., Attia, H., Marchesseau, S., & Ayadi, M. A. (2018).** The foaming properties of camel and bovine whey : The impact of pH and heat treatment. *Food Chemistry*, 240, 295-303. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2017.07.064>.
- Laleye, L. C., Jobe, B., & Wasesa, A. A. H. (2008).** Comparative Study on Heat Stability and Functionality of Camel and Bovine Milk Whey Proteins. *Journal of Dairy Science*, 91(12), 4527-4534. <https://doi.org/10.3168/jds.2008-1446>.
- Léonil, J., Michalski, M. C., & Martin, P. (2013).** Les structures supramoléculaires du lait : Structure et impact nutritionnel de la micelle de caséine et du globule gras. *INRAE Productions Animales*, 26(2), 129–144. <https://doi.org/10.20870/productions-animales.2013.26.2.3142>.
- Lingsam, T. (2020).** Stabilisation et caractérisation des émulsions eau dans eau stabilisées par des polysaccharides linéaires.
- Li, N., Zhang, X., Zhu, J., Li, Y., Liu, R., Zhang, P., Wei, S., Fu, X., & Peng, X. (2024).** Optimization and Preparation of Ultrasound-Treated Whey Protein Isolate Pickering Emulsions. *Foods*, 13(20), 3252. <https://doi.org/10.3390/foods13203252>.
- Lingsam, T. (2020).** Stabilisation et caractérisation des émulsions eau dans eau stabilisées par des polysaccharides linéaires.
- Luquet, F. M., & Boudier, J. F. (1984).** Utilisation des lactosérums en alimentation humaine et animale. *Apria*, 21, 1–7, 66, 83–90.
- Malik, A., Al-Senaidy, A., Skrzypczak-Jankun, E., & Jankun, J. (2013).** Isolation and characterization of serum albumin from *Camelus dromedarius*. *Experimental and Therapeutic Medicine*, 6(2), 519–524. <https://doi.org/10.3892/etm.2013.1145>.
- Mamine, F., Bourbouze, A., & Ardouche, F. (2011).** La production laitière locale dans les politiques de la filière lait en Algérie. Cas de la wilaya de Souk Ahras. *Livestock Research for Rural Development*, 23(1), 4.
- McNally, E. J., & Hastedt, J. E. (Éds.). (2007).** Protein formulation and delivery (0 éd.). CRC Press. <https://doi.org/10.3109/9780849379529>.
- Meribai, A., Meklati, F. R., Kouidri, A., & Nouani, A. (2018).** Fatty acid profile comparison and hygienic quality of cow and camel (*Camelus dromedarius*) milk in Algeria. *Emirates Journal of Food and Agriculture*, 30(5), 413. <https://doi.org/10.9755/ejfa.2018.v30.i5.1685>
- Masson, P., & Lushchekina, S. (2022).** Conformational Stability and Denaturation Processes of Proteins Investigated by Electrophoresis under Extreme Conditions. *Molecules*, 27(20), 6861. <https://doi.org/10.3390/molecules27206861>.

- McClements, D. J. (2004).** Food Emulsions : Principles, Practices, and Techniques, Second Edition (2e éd.). CRC Press. <https://doi.org/10.1201/9781420039436>.
- Mekki, I., Sghaier, N., & Gaddour, A. (2011).** Les facteurs de variation des performances laitières de la chèvre locale dans les zones arides.
- Mishra, P. K. K., & Mahawar, M. (2019).** PIMT-Mediated Protein Repair : Mechanism and Implications. *Biochemistry. Biokhimia*, 84(5), 453-463. <https://doi.org/10.1134/S0006297919050018>.
- Mohamed, H., Ranasinghe, M., Amir, N., Nagy, P., Gariballa, S., Adem, A., & Kamal-Eldin, A. (2022).** A study on variability of bioactive proteins in camel (*Camelus dromedarius*) milk : Insulin, insulin-like growth factors, lactoferrin, immunoglobulin G, peptidoglycan recognition protein-1, lysozyme and lactoperoxidase. *International Journal of Dairy Technology*, 75(2), 289-297. <https://doi.org/10.1111/1471-0307.12836>.
- Musaev, A., Sadykova, S., Anambayeva, A., Saizhanova, M., Balkanay, G., & Kolbaev, M. (2021).** Mare's Milk : Composition, Properties, and Application in Medicine. *Archives of Razi Institute*, 76(4), 1125-1135. <https://doi.org/10.22092/ari.2021.355834.1725>.
- Morr, C. V., & Ha, E. Y. W. (1993).** Concentrés et isolats de protéines de lactosérum : transformation et propriétés fonctionnelles. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 33(6), 431–476. <https://doi.org/10.1080/10408399309527643>.
- Nagy, P., & Juhasz, J. (2016).** Review of present knowledge on machine milking and intensive milk production in dromedary camels and future challenges. *Tropical Animal Health and Production*, 48(5), 915–926. <https://doi.org/10.1007/s11250-016-1036-3>.
- Nikkhah, A. (2014).** Camel dairy food: A postmodern SciTech. *Advances in Dairy Research*, 2(3). <https://doi.org/10.4172/2329-888X.1000e114>.
- Nowier, A. M., & Ramadan, S. I. (2020).** Association of β -casein gene polymorphism with milk composition traits of Egyptian Maghrebi camels (*Camelus dromedarius*). *Archives Animal Breeding*, 63(2), 493-500. <https://doi.org/10.5194/aab-63-493-2020>.
- Oetjen, K., Bilke-Krause, C., Madani, M., & Willers, T. (2014).** Temperature effect on foamability, foam stability, and foam structure of milk. *Colloids and Surfaces A: Physicochemical and Engineering Aspects*, 460, 280-285. <https://doi.org/10.1016/j.colsurfa.2014.01.086>.
- Ogé, L., Bourdais, G., Bove, J., Collet, B., Godin, B., Granier, F., Boutin, J.-P., Job, D., Jullien, M., & Grappin, P. (2008).** Protein Repair 1 -Isoaspartyl Methyltransferase1 Is Involved in Both Seed Longevity and Germination Vigor in Arabidopsis. *The Plant Cell*, 20(11), 3022-3037. <https://doi.org/10.1105/tpc.108.058479>.
- Paes, L. T. (2020).** Foaming properties of milk proteins crosslinked by transglutaminase at different ph values.

- Patel, P. D., Stripp, A. M., & Fry, J. C. (1988).** Whipping test for the determination of foaming capacity of protein : A collaborative study. *International Journal of Food Science & Technology*, 23(1), 57-63. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.1988.tb00550.x>.
- Patel, M. T., & Kilara, A. (1990).** Studies on whey protein concentrates. Foaming and emulsifying properties and their relationships with physicochemical properties. *Journal of Dairy Science*, 73(10), 2731–2740. [https://doi.org/10.3168/jds.S0022-0302\(90\)78958-8](https://doi.org/10.3168/jds.S0022-0302(90)78958-8).
- Pelegrine, D. H. G., & Gomes, M. T. M. S. (2012).** Analysis of Whey Proteins Solubility at High Temperatures. *International Journal of Food Engineering*, 8(3). <https://doi.org/10.1515/1556-3758.1265>.
- Pepe, G., Tenore, G. C., Mastrocinque, R., Stusio, P., & Campiglia, P. (2013).** Potential anticarcinogenic peptides from bovine milk. *Journal of Amino Acids*, 2013, 17. <https://doi.org/10.1155/2013/939804>.
- Pearce, K. N., & Kinsella, J. E. (1978).** Emulsifying properties of proteins: Evaluation of a turbidimetric technique. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 26(3), 716–723. <https://doi.org/10.1021/jf60217a041>.
- Peters, B., & Trout, B. L. (2006).** Asparagine deamidation: ph-dependent mechanism from density functional theory. *Biochemistry*, 45(16), 5384–5392. <https://doi.org/10.1021/bi052438n>.
- Phillips, L. G., Schulman, W., & Kinsella, J. E. (1990).** Ph and heat treatment effects on foaming of whey protein isolate. *Journal of Food Science*, 55(4), 1116–1119. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.1990.tb01503.x>.
- Polverino De Laureto, P., Frare, E., Gottardo, R., & Fontana, A. (2002).** Molten globule of bovine α -lactalbumin at neutral pH induced by heat, trifluoroethanol, and oleic acid: A comparative analysis by circular dichroism spectroscopy and limited proteolysis. *Proteins: Structure, Function, and Bioinformatics*, 49(3), 385-397. <https://doi.org/10.1002/prot.10234>.
- Rafiq, S., Huma, N., Pasha, I., Sameen, A., Mukhtar, O., & Khan, M. I. (2015).** Chemical Composition, Nitrogen Fractions and Amino Acids Profile of Milk from Different Animal Species. *Asian-Australasian Journal of Animal Sciences*, 29(7), 1022-1028. <https://doi.org/10.5713/ajas.15.045>.
- Raikos, V., Campbell, L., & Euston, S. R. (2007).** Effects of sucrose and sodium chloride on foaming properties of egg white proteins. *Food Research International*, 40(3), 347-355. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2006.10.00>
- Raziq, A., Younas, M., & Kakar, M. A. (2015).** CAMEL-A POTENTIAL DAIRY ANIMAL IN DIFFICULT ENVIRONMENTS.
- Richard, D., & Gérard, D. (1989).** La production laitière des dromadaires Dankali (Ethiopie). *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux*, 42(1), 97-103. <https://doi.org/10.19182/remvt.8895>.

- Riha, W. E., Izzo, H. V., Zhang, J., & Ho, C. (1996).** Nonenzymatic deamidation of food proteins. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 36(3), 225-255. <https://doi.org/10.1080/10408399609527724>.
- Robinson, N. E. (2002).** Protein deamidation. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 99(8), 5283-5288. <https://doi.org/10.1073/pnas.082102799>.
- Rudloff, S., & Kunz, C. (1997).** Protein and nonprotein nitrogen components in human milk, bovine milk, and infant formula : Quantitative and qualitative aspects in infant nutrition. *Journal of Pediatric Gastroenterology and Nutrition*, 24(3), 328-344. <https://doi.org/10.1097/00005176-199703000-00017>.
- Rumbold, P., McCullogh, N., Boldon, R., Haskell-Ramsay, C., James, L., Stevenson, E., & Green, B. (2022).** The potential nutrition-, physical- and health-related benefits of cow's milk for primary-school-aged children. *Nutrition Research Reviews*, 35(1), 50-69. <https://doi.org/10.1017/S095442242100007X>.
- Sava, N., Van der Plancken, I., Claeys, W., & Hendrickx, M. (2005).** The Kinetics of Heat-Induced Structural Changes of β -Lactoglobulin. *Journal of Dairy Science*, 88(5), 1646–1653. doi :10.3168/jds.s0022-0302(05)72836-8 10.3168/jds.s0022.
- Salihabr, S., Dalilabr, A., Chahrabr, S., & Abderrahmane, B. (2013).** Separation and characterization of major milk proteins from Algerian Dromedary (*Camelus dromedarius*). *Emirates Journal of Food and Agriculture*, 25(4), 283. <https://doi.org/10.9755/ejfa.v25i4.15496>.
- Salvador, P., Saguer, E., Parés, D., Carretero, C., & Toldrà, M. (2010).** Foaming and Emulsifying Properties of Porcine Red Cell Protein Concentrate. *Food Science and Technology International*, 16(4), 289-296. <https://doi.org/10.1177/1082013209353223>.
- Sboui, A., Khorchani, T., Djegham, M., & Belhadj, O. (2010).** Comparaison de la composition physicochimique du lait camelin et bovin du Sud tunisien ; variation du pH et de l'acidité à différentes températures. *Afrique Science : Revue Internationale des Sciences et Technologie*, 5(2). <https://doi.org/10.4314/afsci.v5i2.61744>.
- Seifu, E. (2023).** Camel milk products : Innovations, limitations and opportunities. *Food Production, Processing and Nutrition*, 5(1), 15. <https://doi.org/10.1186/s43014-023-00130-7>.
- Serdaroğlu, M., Öztürk, B., & Kara, A. (2015).** An Overview of Food Emulsions : Description, Classification and Recent Potential Applications. *Turkish Journal of Agriculture - Food Science and Technology*, 3(6), 430. <https://doi.org/10.24925/turjaf.v3i6.430-438.336>.
- Shao, Y., Lin, K., & Kao, Y. (2016).** Modification of Foaming Properties of Commercial Soy Protein Isolates and Concentrates by Heat Treatments. *Journal of Food Quality*, 39(6), 695-706. <https://doi.org/10.1111/jfq.12241>.

- Shokri, S., Javanmardi, F., Mohammadi, M., & Mousavi Khaneghah, A. (2022).** Effects of ultrasound on the techno-functional properties of milk proteins: A systematic review. *Ultrasonics Sonochemistry*, 83, 105938. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2022.105938>.
- Si Ahmed Zennia, S. (2015).** Isolement et séparation des protéines sériques du lait de chamelle : mise en évidence du phénomène de désamidation de l' α -lactalbumine; conséquences sur la stabilité structurale (Doctoral dissertation, Université Mouloud Mammeri).
- Si Ahmed Zennia, S., Mati, A., Charron, C., Cakir-Kiefer, C., Kriznik, A., & Girardet, J.-M. (2019).** Effect of nonenzymatic deamidation on the structure stability of *Camelus dromedarius* α -lactalbumin. *Food Chemistry*, 291, 207-213. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2019.04.033>.
- Siboukeur, A. (2012).** Caractéristiques physico-chimiques et biochimiques du lait de chamelle collecté localement en comparaison avec le lait bovin. 4.
- Sikand, V., Tong, P. S., Walker, J., Wang, T., & Rodriguez-Saona, L. E. (2016).** Short communication : Effect of storage temperature on the solubility of milk protein concentrate 80 (MPC80) treated with NaCl or KCl. *Journal of Dairy Science*, 99(3), 1791-1795. <https://doi.org/10.3168/jds.2015-10158>.
- Sivakumar, P. S., Panda, S. H., Ray, R. C., Pradhan, D. C., & Sivaramane, N. (2008).** Modeling consumer acceptability of β -carotene rich sweet potato curd. *Journal of Sensory Studies*, 23(6), 791-803. <https://doi.org/10.1111/j.1745-459X.2008.00186.x>.
- Suprayogi, A., Muladno, M., Atabany, A., Satrija, F., Tarigan, R., Sugiono, W., & Queen, Y. (2022).** Organoleptic assessment of milk in dairy cow consuming depolarized katuk's leaves. *International conference on research and development (ICORAD)*, 1(1), 69-73. <https://doi.org/10.47841/icorad.v1i1.10>.
- Swelum, A. A., El-Saadony, M. T., Abdo, M., Ombarak, R. A., Hussein, E. O. S., Suliman, G., Alhimaidi, A. R., Ammari, A. A., Ba-Awadh, H., Taha, A. E., El-Tarabily, K. A., & Abd El-Hack, M. E. (2021).** Nutritional, antimicrobial and medicinal properties of Camel's milk: A review. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 28(5), 3126-3136. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2021.02.057>.
- Sepchat, B., D'Hour, P., & Agabriel, J. (2018).** Production laitière des vaches allaitantes : Caractérisation et étude des principaux facteurs de variation. *INRA Productions Animales*, 30(2), 139-152. <https://doi.org/10.20870/productions-animales.2017.30.2.2240>.
- Serdaroğlu, M., Öztürk, B., & Kara, A. (2015).** An overview of food emulsions: Description, classification and recent potential applications. *Turkish Journal of Agriculture - Food Science and Technology*, 3(6), 430-438. <https://doi.org/10.24925/turjaf.v3i6.430-438.336>.
- Serra, A., Gallart-Palau, X., Wei, J., & Sze, S. K. (2016).** Characterization of glutamine deamidation by long-length electrostatic repulsion-hydrophilic interaction chromatography-tandem mass spectrometry (LERLIC-MS/MS) in shotgun proteomics. *Analytical Chemistry*, 88(21), 10573-10582. <https://doi.org/10.1021/acs.analchem.6b02688>.

- Shimizu, T., Matsuoka, Y., & Shirasawa, T. (2005).** Biological significance of isoaspartate and its repair system. *Biological & Pharmaceutical Bulletin*, 28(9), 1590–1596. <https://doi.org/10.1248/bpb.28.1590>.
- Shokri, S., Javanmardi, F., Mohammadi, M., & Mousavi Khaneghah, A. (2022).** Effects of ultrasound on the techno-functional properties of milk proteins: A systematic review. *Ultrasonics Sonochemistry*, 83, 105938. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2022.105938>.
- Sikand, V., Tong, P. S., Walker, J., Wang, T., & Rodriguez-Saona, L. E. (2016).** Short communication : Effect of storage temperature on the solubility of milk protein concentrate 80 (MPC80) treated with NaCl or KCl. *Journal of Dairy Science*, 99(3), 1791–1795. <https://doi.org/10.3168/jds.2015-10158>.
- Sivakumar, P. S., Panda, S. H., Ray, R. C., Pradhan, D. C., & Sivaramane, N. (2008).** Modeling consumer acceptability of β -carotene rich sweet potato curd. *Journal of Sensory Studies*, 23(6), 791–803. <https://doi.org/10.1111/j.1745-459X.2008.00186.x>.
- Suprayogi, A., Muladno, M., Atabany, A., Satrija, F., Tarigan, R., Sugiono, W., & Queen, Y. (2022).** Organoleptic assessment of milk in dairy cow consuming depolarized katuk's leaves. *International Conference on Research and Development (ICORAD)*, 1(1), 69–73. <https://doi.org/10.47841/icorad.v1i1.10>.
- Solórzano, L. C., Solorzano, L. L., Rodriguez, A. A., & Teisberg, J. A. (2016).** 0674 Effect of homolactic bacteria inoculation and aerobic stress during ensiling on the nutritional and fiber digestibility characteristics of spring triticale. *Journal of Animal Science*, 94(suppl_5), 322–322. <https://doi.org/10.2527/jam2016-0674>.
- Taha, A., Ahmed, E., Hu, T., Xu, X., Pan, S., & Hu, H. (2019).** Effects of different ionic strengths on the physicochemical properties of plant and animal proteins-stabilized emulsions fabricated using ultrasound emulsification. *Ultrasonics Sonochemistry*, 58, 104627. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2019.104627>.
- Taher Sraïri, M., Ben Salem, M., Bourbouze, A., Elloumi, M., Faye, B., Madani, T., & Yakhlef, H. (2007).** Analyse comparée de la dynamique de la production laitière dans les pays du Maghreb. *Cahiers Agricultures*, 16(4), 251-257. <https://doi.org/10.1684/agr.2007.0118>
- Tedeschi, L. O., Cavalcanti, L. F. L., Fonseca, M. A., Herrero, M., & Thornton, P. K. (2014).** The evolution and evaluation of dairy cattle models for predicting milk production : An agricultural model intercomparison and improvement project (AgMIP) for livestock. *Animal Production Science*, 54(12), 2052. <https://doi.org/10.1071/AN14620>.
- Treweek, T. (2012).** Alpha-casein as a molecular chaperone. In W. Hurley (Éd.), *Milk Protein* (p. 115). InTech. <https://doi.org/10.5772/48348>.
- Walstra, P. (1989).** Principles of foam formation and stability. In A. Wilson (Éd.), *Foams: Physics, Chemistry and Structure* (p. 115). Springer London. https://doi.org/10.1007/978-1-4471-3807-5_1.

- Xiong, X., Ho, M. T., Bhandari, B., & Bansal, N. (2020).** Foaming properties of milk protein dispersions at different protein content and casein to whey protein ratios. *International Dairy Journal*, 104758. <https://doi.org/10.1016/j.idairyj.2020.104758>.
- Xu, Q., Belcastro, M. P., Villa, S. T., Dinkins, R. D., Clarke, S. G., & Downie, A. B. (2004).** A second protein L-isoaspartyl methyltransferase gene in *Arabidopsis* produces two transcripts whose products are sequestered in the nucleus. *Plant Physiology*, 136(1), 2652–2664. <https://doi.org/10.1104/pp.104.046094>.
- Taneja, V. (2020).** Genetic Predisposition to Autoimmune Diseases Conferred by the Major Histocompatibility Complex : Utility of Animal Models. In *The Autoimmune Diseases* (p. 467-489). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-812102-3.00026-9>.
- Vetter, C. J., Thorn, D. C., Wheeler, S. G., Mundorff, C., Halverson, K., Carver, J. A., David, L. L., & Lampi, K. J. (2020).** Accumulative deamidation of human lens protein γ S-crystallin leads to partially unfolded intermediates with enhanced aggregation propensity. *Biochemistry*. <https://doi.org/10.1101/2020.02.21.960237>.
- Walstra, P. (1989).** Principles of Foam Formation and Stability. In A. Wilson (Éd.), *Foams : Physics, Chemistry and Structure* (p. 1-15). Springer London. https://doi.org/10.1007/978-1-4471-3807-5_1.
- Yamauchi, K., Shimizu, M., & Kamiya, T. (1980).** Emulsifying properties of whey protein. *Journal of Food Science*, 45(5), 1237-1242. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.1980.tb06529.x>.
- Yan, Q., Huang, M., Lewis, M. J., & Hu, P. (2018).** Structure Based Prediction of Asparagine Deamidation Propensity in Monoclonal Antibodies. *mAbs*, 10(6), 901-912. <https://doi.org/10.1080/19420862.2018.1478646>.
- Yu, M. A., & Damodaran, S. (1991).** Kinetics of protein foam destabilization : Evaluation of a method using bovine serum albumin. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 39(9), 1555-1562. <https://doi.org/10.1021/jf00009a004>.
- Yong Y. H., Yamaguchi S., Guy S., Mori T. et Matsumura Y. (2004).** Effects of enzymatic deamidation by protein-glutaminase on structure and functional properties of r zein, *journal of agricultural and food chemistry*.
- Zennia, S. S. A. (2014).** Study of the spontaniuos deamidation of camel's milk α -lactalbumin.

Annexes

Annexe 01 : Détermination de la teneur en protéines par la méthode de Biuret

1. Solutions :

- **Solution mère de BSA :**

BSA 10mg.

Eau physiologique 1000ml.

- **Le réactif de Gornall :**

Sulfate de cuivre5g.

Tartrate double anhydre N⁺, K⁺.....8.70g.

KI.....5g.

NaOH.....24g.

🔧 Mélanger les deux premiers produits puis solubiliser sans chauffage.

🔧 Ajouter le KI puis solubilisé.

🔧 Ajouter le NaOH puis ajusté avec d'eau distillé jusqu'à 1000ml.

2. Gamme étalon :

A partir de la solution de BSA (10 g/l), des dilutions sont préparées suivant le tableau ci-dessous

Tubes	1	2	3	4	5	6
Solution mère de BSA (ml)	0	0.1	0.2	0.3	0.4	0.5
Eau distillée (ml)	0.5	0.4	0.3	0.2	0.1	0
Réactif	2 ml					

3. Méthode :

🔧 0.5ml d'échantillon contenant 100 µg de protéines maximum et 25 µg minimum.

🔧 Ajouter 2 ml du réactif Gornall.

🔧 Laisser 30 min l'obscurité.

🔧 Lire la DO à 540 nm.

4. Expression des résultats :

Une courbe étalon est tracée en reportant, sur l'axe des abscisses, les concentrations en BSA des dilutions préparées au préalable, et sur l'axe des ordonnées, les densités optiques (DO) mesurées pour chacune de ces dilutions.

Annexe 02 : Electrophorèse en conditions non dissociantes et non dénaturantes (PAGE native)

1. Solutions :

- **Solution d'acrylamide (A) :**

Acrylamide	36g.
Bis acrylamide	1g.
Eau distillée	100ml.

- **Tampon de gel (B) :**

Tris.....	9,14g.
Eau distillée	100ml.

🧪 Ajuster à pH 8,9 avec HCl 4N.

- **Tampon d'électrode :**

Tris.....	0.12g.
Glycine.....	0,58g.
Eau distillée	200ml.

🧪 Ajuster à pH 8,3 avec du Tris

- **Tampon d'échantillon :**

Tampon du gel(B).....	100µl.
Eau distillée	700µl.
Glycérol 50%	200µl.
Bleu de bromophénol.....	Une tête d'aiguille.

🧪 Dissoudre 1mg de protéines lyophilisées dans 1ml de ce tampon.

2. Electrophorèse :

Préparation du gel (T= 12% et 2,7%)

Solution(A).....	3,25ml.
Solution(B)	5ml.
Eau distillée.....	1,68ml.
TEMED.....	35µl.
Solution de persulfate d'ammonium 10%	75µl.

🧪 Couler et mettre le peigne immédiatement

- **Solution de fixation :**

TCA.....	12g.
Eau distillée (qsp).....	100ml.

- **Solution de coloration**

Bleu de Coomassie R250... ..	0,5g.
TCA.....	4g.
Méthanol.....	100ml.
Eau distillée	100ml.

- **Solution de décoloration**

Acide acétique	37,5ml.
Eau distillée	312,5ml.
Méthanol.....	150ml.

- **Dépôt d'échantillon :** 10 à 20 μ l.

- **Mise sous tension :** 20mA, 250V.

- **Fixation :** 45mn dans la solution de fixation.

- **Coloration :** 1heure dans la solution de coloration.

- **Décoloration :** dans la solution de décoloration.

Annexe 03 : Le tampon de phosphate

1. Produits

NaH ₂ PO ₄	234,8mg.
Na ₂ HPO ₄	155,6mg.
NaN ₃	10mg.

2. Méthode

- Mélanger les 3 poudre, jaugé avec d'eau distillée jusqu'à 50ml.
- Ajusté le pH à 8,4 avec de NaOH.
- Filtration(0.45 μ m).
- Dégazé sous-vide.
- Conserver à 4C°.

Annexe 04 :



Photographie d'un pH-mètre (HANNA)



Photographie d'une Centrifugeuse réfrigérée, max 28000 x g (SIGMA)



Photographie d'une Centrifugeuse non réfrigérée, max 12.927 x g(SIGMA)



Photographie d'un Spectrophotomètre UV-Visible (HELIOS EPSILON)



Photographie d'une unité d'électrophorèse (HOEFFER SE260)

A : cuve de migration ; B : générateur de courant



Photographie d'une Balance de précision, max 610g (DENVER)



Photographie d'une Balance analytique, max 220g (KERN)



Photographie d'un Homogénéiseur à tige (ULTRA-TURRAX)



Photographie d'un Incubateur à convection naturelle (MEMMERT)



Photographie d'un Agitateur orbital (Heidolph Duomax 1030)