Ce document a été mis en ligne par l'organisme FormaV®.

Toute reproduction, représentation ou diffusion, même partielle, sans autorisation préalable, est strictement interdite.

Pour en savoir plus sur nos formations disponibles, veuillez visiter :
formav.co/explorer

BTS BIOALC • CORRIGÉ DÉTAILLÉ

BTS BioAlc

Biochimie et technologies d’analyse

Session 2013 • Code sujet : **BAE3BT** • Durée : **3 heures** • Coefficient : **3**

Sommaire

Cliquez sur une partie pour y accéder directement

1. **Origine et aspects structuraux des acides gras polyinsaturés** (4 questions) — **Page 3**
2. **Biosynthèse des acides gras** (12 questions) — **Page 5**
3. **Étude expérimentale de l’enrichissement en AGPI d’extraits de microalgues** (13 questions) — **Page 10**
4. **Étude de la composition en acides gras par chromatographie en phase gazeuse** (4 questions) — **Page 14**
5. **Ce qu’il faut retenir & Questions fréquentes (FAQ)** (Synthèse & Q&A Examen) — **Page 16**

Sujet officiel (PDF) : https://btsbioalc.fr/assets/annales/bts-bioalc/E3 - Gestion opérationnelle et documentaire du laboratoire/2013/BTS BioAlc - E3 - Gestion opérationnelle et documentaire du laboratoire - Session 2013 - 1-Sujet.pdf

1. Origine et aspects structuraux des acides gras polyinsaturés

Les microalgues sont présentées comme une source de DHA et d'autres acides gras polyinsaturés d'intérêt nutritionnel et biologique. Le document 1 schématise leur biosynthèse et met en évidence les limites des voies de désaturation chez les mammifères.

Question 1.1. À l'aide du document 1, justifier pourquoi les mammifères doivent recevoir certains acides gras polyinsaturés par apport exogène, puis nommer ce type d'acides gras.

Le document 1 indique que la désaturation de l'oléate en linoléate, puis celle du linoléate en acide α-linolénique, sont réservées aux végétaux. Les mammifères ne peuvent donc pas fabriquer ces deux précurseurs des séries oméga 6 et oméga 3. Ils doivent les obtenir par l'alimentation. On qualifie ces acides gras d'essentiels, ou d'indispensables.

> **✓ RÉPONSE À RETENIR**
>
> Le linoléate (18:2 ω6) et l'acide α-linolénique (18:3 ω3) sont essentiels : les mammifères doivent les recevoir par l'alimentation.

Question 1.2. Écrire la formule développée de l'acide palmitique.

L'acide palmitique est un acide gras saturé à 16 carbones. En comptant le carbone du groupe carboxyle et celui du méthyle terminal, sa formule semi-développée est :

```
CH3-(CH2)14-COOH
```

La chaîne contient quatorze groupes méthylène entre ses deux extrémités. L'absence de double liaison correspond à la notation C16:0. Sa formule brute est C16H32O2.

> **✓ RÉPONSE À RETENIR**
>
> Acide palmitique : CH_3-$(CH_2)_{14}$-COOH, acide gras saturé C16:0, de formule brute $C_{16}H_{32}O_2$.

Question 1.3. Écrire la formule développée d'une phosphatidylcholine comportant un acide gras C18:0 en position 1 et de l'acide oléique en position 2.

Le glycérol porte le résidu stéaroyl en position 1, le résidu oléoyl en position 2 et la phosphocholine en position 3. Les deux acides gras sont liés au glycérol par des liaisons ester. L'acide oléique possède une double liaison cis. La formule semi-développée s'écrit :

```
CH2-O-CO-(CH2)16-CH3
  |
CH -O-CO-(CH2)7-CH=CH-(CH2)7-CH3  (cis)
  |
CH2-O-P(=O)(O-)-O-CH2-CH2-N+(CH3)3
```

✓ RÉPONSE À RETENIR

Phosphatidylcholine : sn-1 stéaroyl (C18:0), sn-2 oléoyl cis (C18:1), sn-3 phosphocholine.

Question 1.4. Préciser, selon la nomenclature biochimique conventionnelle, la position des doubles liaisons de l'acide arachidonique.

L'acide arachidonique est noté C20:4 ω6 dans le document 1. La notation Δ indique les positions des doubles liaisons en comptant depuis le carbone du groupe carboxyle. Pour l'acide arachidonique, les quatre doubles liaisons sont en Δ5, Δ8, Δ11 et Δ14, toutes de configuration cis. La notation ω6 signifie que la première double liaison, comptée depuis l'extrémité méthyle, est entre les carbones 6 et 7.

✓ RÉPONSE À RETENIR

Acide arachidonique : 20:4 cis-Δ5,8,11,14, de la série ω6.

2. Biosynthèse des acides gras

Cette partie porte sur la formation du malonyl-CoA à partir de l'acétyl-CoA et sur l'allongement de la chaîne des acides gras. Les documents présentent les réactions impliquées, le complexe multienzymatique et les besoins en ATP et en $NADPH,H^+$.

Formation du malonyl-CoA

Question 2.1.1. Compléter la réaction du document 2a, écrire les formules développées des groupements acétyl et malonyl, puis préciser le nom de l'enzyme et celui du coenzyme impliqués.

La réaction est une carboxylation dépendante de l'ATP. L'acétyl-CoA carboxylase la catalyse et la biotine sert de coenzyme transporteur du CO_2. Les groupements acétyl et malonyl s'écrivent ainsi :

Groupement	Formule
Acétyl	$CH_3–CO–$
Malonyl	$HOOC–CH_2–CO–$

Le groupement malonyl est lié au CoA par son extrémité acyle.

> **✓ RÉPONSE À RETENIR**
>
> Acétyl-CoA + CO_2 + ATP → malonyl-CoA + ADP + P_i ; acétyl-CoA carboxylase ; biotine.

Enzyme allostérique

Question 2.1.2.1. Décrire les caractéristiques structurales et cinétiques d'une enzyme allostérique.

Les caractéristiques attendues sont :

- Structure généralement oligomérique, avec plusieurs sous-unités.
- Sites catalytiques distincts des sites régulateurs où se fixent les effecteurs.
- Transitions conformationnelles entre états plus ou moins actifs.
- Cinétique souvent sigmoïde, liée à la coopérativité entre sous-unités, plutôt qu'hyperbolique comme pour une enzyme michaelienne.

La fixation d'un effecteur peut donc modifier l'activité sans occuper le site catalytique.

> **✓ RÉPONSE À RETENIR**
>
> Enzyme généralement oligomérique, à sites catalytiques et régulateurs, avec une cinétique sigmoïde coopérative.

Question 2.1.2.2. Expliquer le type de régulation exercé par le palmitoyl-CoA, produit final de la voie métabolique, sur l'enzyme de formation du malonyl-CoA.

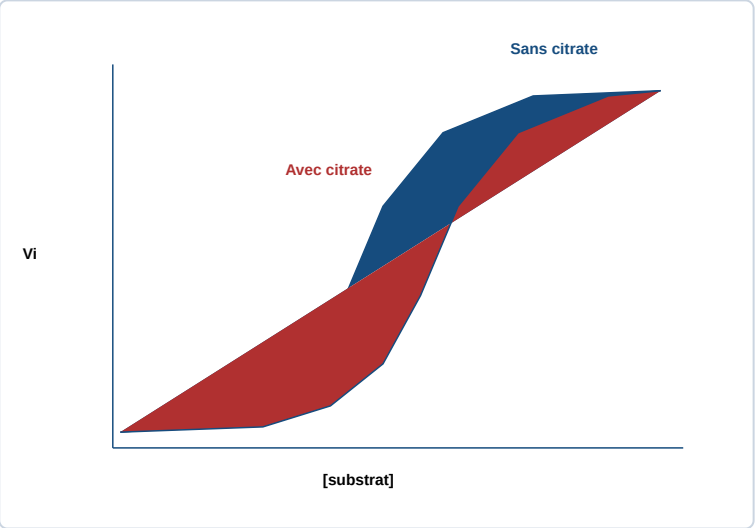
Le palmitoyl-CoA exerce une rétro-inhibition, appelée aussi feed-back négatif. Produit final de la voie, il se fixe sur un site régulateur de l'acétyl-CoA carboxylase et en diminue l'activité. La formation de malonyl-CoA ralentit alors, ce qui limite la poursuite de la synthèse lorsque le produit final est suffisamment abondant. Il s'agit donc d'une régulation allostérique par le produit final.

> ✓ **RÉPONSE À RETENIR**
>
> Le palmitoyl-CoA inhibe par rétroaction l'acétyl-CoA carboxylase.

Question 2.1.2.3. Représenter l'allure des courbes de vitesse initiale en fonction de la concentration en substrat, en présence et en absence de citrate, activateur de l'enzyme.

Le citrate active l'enzyme : à concentration de substrat identique, la vitesse initiale est plus élevée en sa présence. La courbe sigmoïde se déplace vers la gauche, car une même vitesse est atteinte pour une concentration de substrat plus faible. Les courbes ont ici la même allure de saturation et sont schématiques, sans représenter des mesures expérimentales.

Effet activateur du citrate sur la vitesse initiale



> ✓ **RÉPONSE À RETENIR**
>
> Avec citrate : courbe sigmoïde décalée vers la gauche, vitesse plus élevée à substrat égal.

Régulation chez les végétaux

Question 2.1.3. Montrer que l'activation, pendant la phase lumineuse, de l'enzyme qui forme le malonyl-CoA dans le stroma chloroplastique est due à une augmentation du pH.

1. Pendant la phase lumineuse, la chaîne photosynthétique transfère des protons du stroma vers la lumière des thylakoïdes.
2. La concentration en H^+ diminue dans le stroma : son pH augmente.
3. Cette alcalinisation stromatique active l'enzyme de formation du malonyl-CoA, conformément à la régulation décrite dans l'énoncé.

> **✓ RÉPONSE À RETENIR**
>
> À la lumière, l'alcalinisation du stroma active l'enzyme formant le malonyl-CoA.

Incorporation des chaînons dicarbonés

Question 2.2.1.1. Nommer le complexe multienzymatique qui catalyse les réactions d'allongement de la chaîne d'acide gras.

Le complexe est l'acide gras synthase, également appelée fatty acid synthase. Il catalyse les réactions successives d'allongement de la chaîne carbonée par incorporation d'unités dicarbonées apportées sous forme de malonyl-ACP.

> **✓ RÉPONSE À RETENIR**
>
> Acide gras synthase (fatty acid synthase).

Question 2.2.1.2. Définir la notion de complexe multienzymatique et expliquer l'intérêt d'une telle organisation.

Un complexe multienzymatique est un assemblage organisé de plusieurs enzymes qui catalysent des étapes successives d'une même voie métabolique.

- La proximité des sites actifs facilite le transfert direct des intermédiaires, ici portés par l'ACP.
- Elle limite leur diffusion et les réactions parasites, tout en accélérant et en coordonnant la voie.

> **✓ RÉPONSE À RETENIR**
>
> Assemblage d'enzymes successives favorisant le transfert direct des intermédiaires et l'efficacité de la voie.

Bilan de biosynthèse

Question 2.2.2. À partir des réactions présentées dans les documents 2a et 2b, établir le bilan de la biosynthèse de l'acide palmitique à partir de l'acétyl-CoA.

La chaîne de 16 carbones est construite à partir d'une amorce acétyl et de sept unités dicarbonées issues de sept malonyl-CoA. Leur formation consomme sept ATP ; les sept cycles d'élongation consomment chacun deux $NADPH,H^+$. Les CO_2 fixés lors de la formation des malonyl-CoA sont libérés pendant les condensations. Le bilan global est :

8 acétyl-CoA + 7 ATP + 14 NADPH + 14 H^+ → palmitate + 8 CoA-SH + 7 ADP + 7 P_i + 14 $NADP^+$ + 6 H_2O.

> ✓ **RÉPONSE À RETENIR**
>
> 8 acétyl-CoA + 7 ATP + 14 NADPH + 14 H^+ → palmitate + 8 CoA-SH + 7 ADP + 7 P_i + 14 $NADP^+$ + 6 H_2O.

Énergie et pouvoir réducteur

Question 2.2.3.1. Indiquer comment s'appelle un processus qui consomme de l'énergie.

Un processus qui consomme de l'énergie est dit endergonique. La biosynthèse des acides gras en est un exemple, puisqu'elle nécessite de l'ATP et un pouvoir réducteur apporté par le $NADPH,H^+$.

> ✓ **RÉPONSE À RETENIR**
>
> Processus endergonique.

Question 2.2.3.2. À partir du document 3, écrire l'équation de la réaction d'oxydo-réduction du couple $NADP^+/NADPH,H^+$.

La réduction du $NADP^+$ implique un transfert de deux électrons. En conservant la notation du document, qui distingue le NADPH et le proton associé, l'équation s'écrit :

$$NADP^+ + 2\ H^+ + 2\ e^- \rightarrow NADPH + H^+$$

> ✓ **RÉPONSE À RETENIR**
>
> $NADP^+ + 2\ H^+ + 2\ e^- \rightarrow NADPH + H^+$.

Question 2.2.3.3. Montrer l'intérêt, chez les végétaux, de la localisation de la biosynthèse des acides gras dans le chloroplaste.

La biosynthèse des acides gras se déroule dans le stroma chloroplastique. Les réactions photosynthétiques lumineuses produisent dans le chloroplaste les deux apports nécessaires à cette synthèse :

- l'ATP, source d'énergie ;
- le $NADPH,H^+$, pouvoir réducteur.

Leur production dans le même organite les rend disponibles au voisinage des réactions de biosynthèse.

> ✓ **RÉPONSE À RETENIR**
>
> Le chloroplaste fournit localement l'ATP et le $NADPH,H^+$ nécessaires à la biosynthèse.

Question 2.2.3.4. Citer une origine possible du $NADPH,H^+$ chez les vertébrés.

Chez les vertébrés, le $NADPH,H^+$ peut notamment être produit par la voie des pentoses phosphates, dans le cytosol.

> ✓ **RÉPONSE À RETENIR**
>
> Voie des pentoses phosphates.

3. Étude expérimentale de l’enrichissement en AGPI d’extraits de microalgues

L’étude porte sur l’enrichissement en DHA des phospholipides d’Isochrisis galbana par extraction, séparation des classes lipidiques, hydrolyse sélective et transméthylation. Les documents décrivent le protocole d’extraction, les activités de plusieurs lipases et les données photométriques d’un contrôle d’activité lipasique.

Extraction des lipides totaux

Question 3.1. À partir du protocole du document 4, indiquer dans quelle phase, méthanolique ou chloroformique, se trouvent les lipides et justifier la réponse.

Le protocole mélange les algues avec de l’eau, du méthanol et du chloroforme, puis ajoute encore du chloroforme. Les lipides, majoritairement hydrophobes, se dissolvent dans le chloroforme. Celui-ci, plus dense que la phase méthanolique aqueuse, forme la phase inférieure après séparation. Le document 4 demande précisément de récupérer cette phase : c’est donc elle qui contient les lipides extraits.

> ✓ **RÉPONSE À RETENIR**
>
> Les lipides sont dans la phase chloroformique inférieure, récupérée selon le protocole.

Séparation des classes lipidiques

Question 3.2.1. Nommer le type de chromatographie réalisé sur la mini-colonne de silice non greffée et justifier la réponse.

La colonne contient de la silice non greffée, qui est une phase stationnaire polaire. Il s’agit donc d’une chromatographie d’adsorption en phase normale. L’élution commence par le chloroforme, peu polaire, puis se poursuit avec des éluants de polarité croissante contenant du méthanol. Les molécules se séparent selon leur interaction avec la silice et leur entraînement par la phase mobile.

> ✓ **RÉPONSE À RETENIR**
>
> Chromatographie d’adsorption en phase normale sur silice polaire.

Question 3.2.2. Indiquer la composition de chacune des trois fractions obtenues par élution et justifier leur répartition.

Fraction	Éluant	Principaux lipides
1	Chloroforme	Triglycérides et cholestérol
2	Chloroforme/méthanol (5V/1V)	Glycolipides
3	Méthanol	Phospholipides

Sur la silice polaire, les lipides les moins polaires sont entraînés en premier par le chloroforme. L'ajout de méthanol augmente la force d'élution et entraîne les glycolipides, puis le méthanol pur décroche les phospholipides, plus fortement retenus.

> **✓ RÉPONSE À RETENIR**
>
> Fraction 1 : triglycérides et cholestérol ; fraction 2 : glycolipides ; fraction 3 : phospholipides.

Hydrolyse discriminante

Question 3.3.1. À l'aide du document 5, justifier le choix de la lipase F pour l'étape d'enrichissement en AGPI.

Le document 5 montre que la lipase F hydrolyse fortement les acides gras saturés C14:0 et C16:0 ainsi que le mono-insaturé C18:1. En revanche, elle hydrolyse peu les AGPI à longue chaîne : environ 12 % pour C22:4 et 14 % pour le DHA C22:6. Elle élimine donc préférentiellement les acides gras recherchés en moindre quantité et préserve le DHA greffé aux phospholipides, ce qui favorise l'enrichissement.

> **✓ RÉPONSE À RETENIR**
>
> La lipase F hydrolyse peu le DHA C22:6, environ 14 %, tout en coupant fortement les acides gras saturés et mono-insaturés.

Question 3.3.2. Indiquer à quelle classe d'enzymes appartiennent les lipases.

Les lipases catalysent l'hydrolyse de liaisons ester dans les lipides, notamment dans les triglycérides. Une hydrolyse est une coupure réalisée par intervention de l'eau. Les lipases appartiennent donc à la classe des hydrolases. Dans la nomenclature EC, les hydrolases constituent la classe 3.

> **✓ RÉPONSE À RETENIR**
>
> Les lipases sont des hydrolases, appartenant à la classe EC 3.

Question 3.3.3. Expliquer le principe de la codification internationale des enzymes définie par la Commission des Enzymes de l'Union Internationale de Biochimie, puis donner le premier chiffre du numéro de code des lipases.

La codification internationale attribue à chaque enzyme un numéro EC composé de quatre chiffres. Ils désignent successivement la classe, la sous-classe, la sous-sous-classe et le numéro d'ordre de l'enzyme dans cette catégorie. Les lipases réalisent une hydrolyse : elles relèvent donc des hydrolases, dont le premier chiffre est 3.

> **✓ RÉPONSE À RETENIR**
>
> Le numéro EC comporte quatre chiffres ; celui des lipases commence par 3.

Question 3.3.4. Définir les termes spécificité et affinité à propos de la lipase décrite comme présentant une grande spécificité de coupure.

Spécificité : capacité de l'enzyme à sélectionner un substrat ou un type de liaison à transformer. Pour cette lipase, elle concerne les liaisons ester qu'elle coupe préférentiellement. **Affinité** : capacité de l'enzyme à se fixer à son substrat. Elle décrit la facilité de formation du complexe enzyme-substrat, et ne désigne pas le choix du site de coupure.

> ✓ **RÉPONSE À RETENIR**
>
> Spécificité : choix du substrat ou de la liaison hydrolysée. Affinité : aptitude à se lier au substrat.

Préparation de la solution enzymatique

Question 3.4.1.1. Préciser à quelle grandeur correspond la valeur indiquée sur l'étiquette de la lipase commerciale, exprimée en µKatal·g⁻¹.

Le katal est l'unité d'activité catalytique : il correspond à la transformation d'une mole de substrat par seconde, dans les conditions définies du dosage. L'expression par gramme rapporte cette activité à la masse de préparation enzymatique. La valeur de l'étiquette est donc l'activité catalytique massique de la lipase commerciale, et non une concentration d'activité d'une solution.

> ✓ **RÉPONSE À RETENIR**
>
> La valeur en µKatal·g⁻¹ correspond à l'activité catalytique massique de la préparation commerciale.

Question 3.4.1.2. Indiquer comment évoluerait la valeur d'activité en µKatal·g⁻¹ si la pureté de la lipase commerciale augmentait, et justifier la réponse.

La valeur en µKatal·g⁻¹ augmenterait si le pourcentage de pureté augmentait. À masse égale de préparation, une proportion plus importante serait constituée de lipase active, tandis que la masse d'impuretés diminuerait. L'activité catalytique rapportée à chaque gramme de préparation serait donc plus élevée, à condition que l'enzyme conserve la même activité intrinsèque.

> ✓ **RÉPONSE À RETENIR**
>
> Elle augmenterait : une masse plus pure contient une proportion supérieure de lipase active.

Question 3.4.1.3. Calculer la masse de lipase commerciale à peser pour préparer 200 mL de solution à exactement 200 U·L⁻¹.

Il faut préparer une activité totale de 200 × 0,200 = 40 U. L'étiquette indique 1,5 µKatal·g⁻¹ et 1 µKatal vaut 60 U, soit 90 U·g⁻¹. La masse à peser est donc 40/90 = 0,444 g. On retient environ 0,44 g de préparation commerciale pour obtenir le volume et l'activité demandés.

✓ RÉPONSE À RETENIR

Peser 0,444 g, soit environ 0,44 g de lipase commerciale.

Contrôle de l’activité lipasique

Question 3.4.2.1. À partir du protocole du document 6a, donner la composition du blanc réactif utilisé pour les mesures d’absorbance du document 6b.

Le blanc réactif contient les réactifs du dosage, mais pas l’échantillon enzymatique, afin de mesurer l’absorbance de fond des réactifs. Il faut donc y mettre 1,0 mL de R1 et 0,6 mL de R2. Pour conserver le même volume que dans la cuve réactionnelle, remplacer les 0,01 mL d’échantillon par 0,01 mL d’eau distillée ou de diluant sans enzyme.

✓ RÉPONSE À RETENIR

Blanc : 1,0 mL de R1, 0,6 mL de R2 et 0,01 mL d’eau à la place de l’échantillon.

Question 3.4.2.2. Justifier la valeur du facteur F utilisé pour obtenir la concentration d’activité catalytique à partir de la variation d’absorbance en fonction du temps.

Le facteur découle de Beer-Lambert et de la dilution de l’échantillon. Le volume mesuré est 1,0 + 0,01 + 0,6 = 1,61 mL, pour 0,01 mL d’échantillon. Avec $\varepsilon = 48{,}35$ $mmol^{-1}\cdot L\cdot cm^{-1}$ et une cuve de 1 cm, on convertit les secondes en minutes par 60 et les mmol en µmol par 1000 : $F = 60 \times 1000 \times 1{,}61/(48{,}35 \times 0{,}01) \approx 199\,793$.

✓ RÉPONSE À RETENIR

Le facteur vaut environ 199 793, après correction de la dilution et des unités de temps et de matière.

Question 3.4.2.3. Calculer la concentration d’activité catalytique de la solution lipasique à partir des mesures du document 6b, puis conclure sur la conservation de l’enzyme en tenant compte de l’écart type de reproductibilité de 3 $U\cdot L^{-1}$.

Les premières mesures sont linéaires avant l’approche du plateau. Entre 0 et 140 s, la pente vaut $\Delta A/\Delta t = 0{,}133/140 = 0{,}00095\ s^{-1}$. La concentration d’activité est donc $199\,793 \times 0{,}00095 \approx 190\ U\cdot L^{-1}$. L’écart à l’activité nominale de 200 $U\cdot L^{-1}$ est d’environ 10 $U\cdot L^{-1}$, supérieur à l’écart type de 3 $U\cdot L^{-1}$: la diminution est significative.

✓ RÉPONSE À RETENIR

Activité mesurée : environ 190 $U\cdot L^{-1}$. L’écart à 200 $U\cdot L^{-1}$ dépasse 3 $U\cdot L^{-1}$: l’activité initiale n’est pas conservée.

4. Étude de la composition en acides gras par chromatographie en phase gazeuse

Après l'hydrolyse enzymatique, les acides gras encore liés aux phospholipides sont transméthylés en milieu alcalin avant leur dosage par chromatographie en phase gazeuse. Les documents présentent le schéma de transméthylation et le chromatogramme des acides gras de l'extrait initial de microalgues.

Question 4.1. Indiquer le double intérêt de la réaction de transméthylation réalisée avant l'analyse chromatographique.

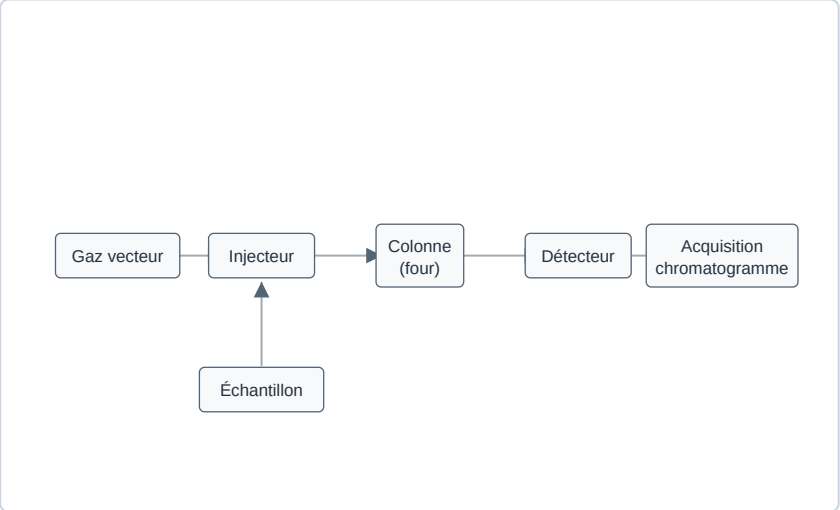
Le document 7 montre que la transméthylation remplace le groupement glycérol du lysophospholipide par un groupement méthyle : l'acide gras encore lié est ainsi libéré sous forme d'ester méthylique. Ce traitement rend les acides gras suffisamment volatils pour être vaporisés et séparés par chromatographie en phase gazeuse. Il permet donc à la fois de détacher l'acide gras du phospholipide et de le transformer en une forme analysable par CPG.

> ✓ **RÉPONSE À RETENIR**
>
> Libérer les acides gras des phospholipides et les convertir en esters méthyliques volatils analysables par CPG.

Question 4.2. Réaliser un schéma de principe d'un chromatographe en phase gazeuse.

Le gaz vecteur entraîne l'échantillon, vaporisé dans l'injecteur, à travers la colonne placée dans un four. Les constituants s'y séparent selon leurs interactions avec la phase stationnaire et leur volatilité. Ils sortent successivement de la colonne, sont détectés, puis le signal est transmis au système d'acquisition qui trace le chromatogramme. Le schéma indique le trajet du gaz et de l'échantillon ainsi que les principaux éléments de l'appareil.

Principe d'un chromatographe en phase gazeuse



Le gaz vecteur entraîne l'échantillon vaporisé vers la colonne, puis les composés séparés sont détectés.

✓ RÉPONSE À RETENIR

Gaz vecteur → injecteur avec échantillon → colonne dans un four → détecteur → acquisition et chromatogramme.

Analyse du chromatogramme

Question 4.3.1. À partir du document 8, analyser l'ordre de sortie des différents acides gras sur le chromatogramme de l'extrait initial.

En lisant les pics identifiés du document 8 de gauche à droite, on obtient l'ordre croissant des temps de rétention ci-dessous. Le chromatogramme permet d'établir cet ordre expérimental, mais pas à lui seul d'identifier les causes précises des différences de rétention.

1. C14:0, C16:0, C17:0, C18:1.
2. C18:2, C18:3, C18:4.
3. C20:4, C20:5, C22:6.

✓ RÉPONSE À RETENIR

Ordre d'élution : C14:0, C16:0, C17:0, C18:1, C18:2, C18:3, C18:4, C20:4, C20:5, puis C22:6.

Question 4.3.2. Indiquer les modifications attendues sur le chromatogramme de l'extrait après l'étape enzymatique discriminante.

La lipase hydrolyse préférentiellement les liaisons portant des acides gras saturés ou monoinsaturés et agit peu sur les AGPI à longue chaîne. Le chromatogramme de la fraction analysée après cette étape doit donc montrer une diminution des pics des acides gras préférentiellement libérés. Les pics des AGPI protégés, notamment celui du DHA C22:6, seront plus importants en proportion. Cette augmentation relative ne signifie pas nécessairement que leur quantité absolue a augmenté.

✓ RÉPONSE À RETENIR

Les pics des acides gras saturés et monoinsaturés diminuent ; les AGPI à longue chaîne, dont le DHA C22:6, augmentent en proportion.

Ce qu'il faut retenir de ce sujet (Session 2013)

Bilan de l'épreuve : L'épreuve E3, unité U31, de Biochimie et technologies d'analyse du BTS Bioanalyses et contrôles, session 2013, porte le code BAE3BT et dure 3 heures, coefficient 3. Elle étudie la biosynthèse des acides gras et l'enrichissement en DHA d'extraits de microalgues. Les compétences évaluées incluent le raisonnement biochimique, les calculs d'activité enzymatique et l'analyse chromatographique.

Notions-clés, formules & règles à maîtriser

- Les désaturations végétales indiquées dans le document 1 permettent de comprendre pourquoi certains acides gras doivent être apportés aux mammifères.
- La biosynthèse des acides gras utilise le malonyl-CoA, l'ATP et le pouvoir réducteur du NADPH,H^+.
- Sur une colonne de silice, la séparation dépend des interactions des composés avec la phase stationnaire et l'éluant.
- La transméthylation produit des esters méthyliques d'acides gras adaptés à l'analyse par chromatographie en phase gazeuse.

Points de vigilance & attentes du jury

- Distinguer les nomenclatures C:n et oméga, et préciser les positions des doubles liaisons sans confondre les conventions.
- Dans un bilan métabolique, tenir compte des cofacteurs et des produits indiqués dans les réactions, notamment l'ATP, le NADPH,H^+ et le CO_2.
- Pour un calcul d'activité, vérifier les unités, la pente $\Delta A/\Delta t$ et la cohérence du facteur de conversion utilisé.
- Pour interpréter le chromatogramme, lire les temps de rétention et relier les pics aux acides gras indiqués.

Questions fréquentes sur cette épreuve (Q&A Examen)

Q : Comment exploiter les mesures d'absorbance en fonction du temps pour calculer une activité enzymatique ?

Déterminez la pente de la partie exploitable de la courbe, soit $\Delta A/\Delta t$, en gardant des unités de temps cohérentes. Multipliez cette pente par le facteur indiqué, puis interprétez le résultat selon les données du sujet.

Q : Comment différencier une chromatographie d'adsorption d'une chromatographie de partage ?

En chromatographie d'adsorption, la séparation dépend des interactions avec une phase stationnaire solide, comme la silice. En chromatographie de partage, les analytes se répartissent entre deux phases liquides distinctes.

Q : Comment gérer les trois heures de cette épreuve ?

Répartissez le temps en fonction des points attribués et gardez une marge pour les calculs et la relecture. Traitez les questions documentées, puis vérifiez les unités, les schémas et les conclusions.

Q : Quels éléments de méthode sont importants pour les calculs et les schémas ?

Présentez les étapes de calcul, les unités et une conclusion liée aux données. Les schémas doivent être lisibles et légendés, avec les structures ou les éléments essentiels représentés sans ambiguïté.

Sujet officiel associé (PDF) : https://btsbioalc.fr/assets/annales/bts-bioalc/E3 - Gestion opérationnelle et documentaire du laboratoire/2013/BTS BioAlc - E3 - Gestion opérationnelle et documentaire du laboratoire - Session 2013 - 1-Sujet.pdf
Ressources BTS BioAlc : Toutes les annales & corrigés • Fiches de révision complètes • Simulateur de notes d'examen

Copyright © 2027 FormaV®. Tous droits réservés.

FormaV® est une marque déposée auprès de l'INPI sous le numéro 5227897.

Ce document a été élaboré par FormaV® avec le plus grand soin afin d'accompagner chaque apprenant vers la réussite de ses examens. Son contenu (textes, graphiques, méthodologies, tableaux, exercices, concepts, mises en forme) constitue une œuvre protégée par le droit d'auteur.

Toute copie, partage, reproduction, diffusion ou mise à disposition, même partielle, gratuite ou payante, est strictement interdite sans accord préalable et écrit de FormaV®, conformément aux articles L.111-1 et suivants du Code de la propriété intellectuelle. Dans une logique anti-plagiat, FormaV® se réserve le droit de vérifier toute utilisation illicite, y compris sur les plateformes en ligne ou sites tiers.

En utilisant ce document, vous vous engagez à respecter ces règles et à préserver l'intégrité du travail fourni. La consultation de ce document est strictement personnelle.

Merci de respecter le travail accompli afin de permettre la création continue de ressources pédagogiques fiables et accessibles.