

ETUDE DE QUELQUES PARAMETRES PHENOLOGIQUES ET PHYSIOLOGIQUES d'*Artemisia campestris*

CHAOUIA C.¹,
ELKREDIM H.¹,
BENREBIHA F/Z.¹,
SAIDI F.²,
SNOUSSI S.A.¹,
BOUCHNAK F.¹,
BAGHLAL K.¹ et
MOUSSI H.¹

1- Département d'Agronomie,
Université de Blida.
2-Département de Biologie,
Université de Blida.

INTRODUCTION

En Algérie, l'espace naturel est vaste et s'étend sur plusieurs étages climatiques tempérées, froides et chaudes, ce qui explique les conditions naturelles très variées et le grand nombre d'espèces végétales [1].

Les changements climatiques deviennent de plus en plus contraignants pour la croissance et le développement des plantes notamment dans les zones semi-arides et arides [2, 3].

L'Algérie fait partie des pays méditerranéens où la sécheresse observée depuis longtemps a conduit manifestement au processus de salinisation des sols [4,5].

Ces deux contraintes naturelles, sécheresse et salinité ont modifié la stabilité des écosystèmes et sont en grande partie les causes de la désertification des sols [6].

La variabilité du climat représente un stress permanent pour les écosystèmes. Les variations climatiques et la composition du milieu ont une influence sur la phénologie, la physiologie ainsi que les paramètres biochimiques des plantes [7].

Dans ce contexte, nous avons étudié les caractéristiques phénologiques et physiologiques de l'*Artemisia campestris* L. sur trois étages bioclimatiques différents des régions de Biskra, M'sila et Djelfa.

MATERIEL ET METHODES

Le choix et le prélèvement des plantes d'*artemisia* sont faits d'une manière aléatoire dans des parcelles suffisamment étendues dans les régions de Djelfa, M'sila et Biskra.

1. Etude Phénologique

Nous avons choisis au hasard dix arbustes par région d'étude suivant un gradient d'aridité croissant. Les phases suivies sont la feuillaison, la floraison et la fructification. Les relevés sont réalisés tous les 15 jours durant la période janvier-juin 2011.

2. Etude physiologique

2.1. Dosage de la chlorophylle

Le dosage de la chlorophylle se fait selon la méthode de FRANCIS (1970) [8] qui consiste à une macération de

100 mg de tissus foliaires dans un mélange de l'acétone et l'éthanol (75% et 25% de volume soit 80% et 40% de concentration). Les feuilles sont fragmentées et mises dans des tubes à essai fermés pour éviter l'oxydation de la chlorophylle par la lumière. Les tubes sont mis au repos à la température ambiante pendant 48 heures.

Après le temps de repos, la lecture de la densité optique des solutions est effectuée à l'aide d'un spectrophotomètre à deux longueurs d'ondes ; 645 nm pour la chlorophylle (a) et 663 nm pour la chlorophylle (b). La détermination des teneurs de chlorophylles se réalise selon les formules suivantes :

$$\text{Chl (a) } (\mu\text{g/g MF}) = [12,7 \times \text{Do}_{(663)} - 2,59 \times \text{Do}_{(645)}] \times V/1000 \times W$$

$$\text{Chl (b) } (\mu\text{g/g MF}) = [22,9 \times \text{Do}_{(645)} - 4,68 \times \text{Do}_{(663)}] \times V/1000 \times W$$

$$\text{Chl (a + b) } (\mu\text{g/g MF}) = \text{Chl (a)} + \text{Chl (b)}$$

V: volume de la solution extraite ; W : le poids de la matière fraîche

2.2. Dosage des caroténoïdes

Le dosage des caroténoïdes se réalise comme celui de la chlorophylle à une longueur d'onde de 470 nm. La formule utilisée pour le calcul de la teneur est la suivante:

$$\text{Caroténoïdes (mg/ml)} = [(1000 \times \text{Do}_{(470)}) - (1,82 \times \text{chl b}) + (85,02 \text{ chl b})] / 198$$

2.3. Dosage des flavonoïdes

Les flavonoïdes sont dosés selon la méthode de DJERIDANE *et al.*, (2006) [9] (Figure 1). La quercétine est utilisée comme standard pour établir la courbe d'étalonnage.

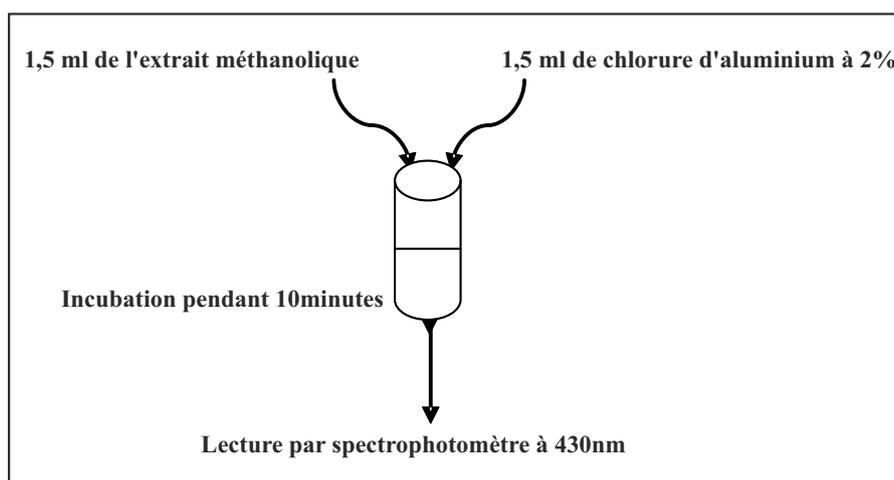


Figure 1 Dosage des flavonoïdes.

2.4. Dosage des ions K⁺ et Na⁺

La technique de minéralisation par calcination de la matière végétale en poudre décrite par AFNOR, (1988) [10] est utilisée. Le principe consiste à se débarrasser de toute la matière organique par des dégradations thermiques et de mettre en solution l'élément à doser.

Le dosage de sodium, du potassium et des gammes étalons a été réalisé par photométrie à flamme.

Deux solutions mères (SM) à 1000 ppm ont été préparées :

- Na : 2,5413 g de NaCl dans 1 L d'HCl à 1 %

- K : 1,907 g de KCl dans 1 L d'HCl

à 2%.

La sensibilité du spectrophotomètre a été réglée à une longueur d'onde = 760nm pour K et = 590 nm pour Na.

Le calcul est effectué selon la formule suivante :

$$\text{Teneur en K / Na} \text{ ----- } \mu\text{g / g ou ppm de la MS} = \frac{\text{dl} \times \text{ppm} \times 50}{\text{P}}$$

P : poids en gramme de matière sèche de l'échantillon.

ppm : mesure en Na et K en $\mu\text{g} / \text{l}$.

dl : facteur de dilution.

2.5. Dosages des sucres solubles

La méthode utilisée pour le dosage des sucres solubles est celle de DUBOIS, (1956) [11] qui consiste en une macération de 100 mg de matière fraîche dans 2 ml de l'éthanol à 80 % de concentration.

La détermination de la teneur des sucres solubles est réalisée en utilisant la formule suivante :

$$\text{Sucres solubles } (\mu\text{g/g MF}) = \text{Do}_{(490)} \times 1,657$$

RESULTATS ET DISCUSSION

1. Systématique de l'espèce

L'*Artemisia campestris* appartient à la famille des *Astéracées*. Le nom armoise dérive du latin *Artemisia*, emprunté au grec Artémis, reine d'Halicarnasse en Carie [10, 11].

Les noms vernaculaires sont : armoise rouge, armoise des champs, l'armoise champêtre et tgoaft en arabe.

2. Etude morphologique

Les tiges d'*Artemisia campestris* sont subligneuses, glabrescentes et très ramifiées (Figure 1). Les rameaux sont étalés et deviennent rougeâtres

à l'état adulte. Quant aux feuilles, elles sont alternées de couleur verte et glabre à l'état juvénile et deviennent vêtues à l'état adulte (Figure 2). Elles sont très velues et totalement recouvertes de poils épidermiques (Figure 3).



Figure 1 : Tiges d'*Artemisia campestris* L.



Figure 2 : Plante Juvénile



Figure 3 : Plante adulte

3. Etude phénologique

Les observations des événements phénologiques se sont déroulées durant la période allant du mois de janvier au mois de juin (Tableau 1).

Tableau 1 : Stades phénologiques d'*Artemisia campestris* L.

Régions	Débourrement	Floraison	Fructification
Pré-saharienne (Biskra)	3 février	2 avril	29 avril
Aride (M'sila)	15 février	21 avril	10 mai
Semi-aride (Djelfa)	27 février	3 mai	28 mai

Les stades phénologiques d'*Artemisia campestris* débutent assez tôt (début de février) pour l'écotype pré-saharien de Biskra comparés aux deux autres écotypes aride et semi-aride où le débourrement a eu lieu durant la période allant du mi à la fin du mois de février.

Cette étude confirme l'existence au sein de l'espèce *Artemisia campestris*, d'une différenciation phénologique qui est d'autant plus importante que les arbustes sont éloignés géographiquement et croissent sous un étage climatique différent.

Les dates des phénophases dépendent des facteurs topogéographiques (longitude et altitude) [26]. Le gradient phénologique altitudinal a été

estimé avec un retard d'un peu plus de 2 jours par 100 m d'altitude [27].

ROTZER et CHMIELEWSKI, (2001) [15]. estiment que pour le débourrement et la floraison un gradient altitudinal de 3 jours par 100 m est retenu.

Cela explique la précocité de débourrement pour l'écotype de Biskra par rapport aux écotypes de M'sila et de Djelfa. En effet, Biskra se trouve à une altitude de 128 m par rapport au niveau de la mer alors que M'sila est à 500 m. L'altitude la plus élevée est à Djelfa qui se trouve à 1140 m.

Selon LEBOURGEOIS, (2006) [16]. les différentes modélisations ont montré que la latitude et l'altitude jouent tous deux un rôle clé surtout dans les processus de débourrement printanier.

La précocité révélée pour l'écotype de Biskra par rapport à ceux de M'sila et Djelfa peut aussi s'expliquer par des différences de caractéristiques édaphiques [31]. Une augmentation de l'ETP en mars de 10 mm se traduit par une avancée du débourrement entre 4 et 9 jours selon les espèces. Concernant la température, une augmentation de 1°C pendant cette période se traduit par une précocité de 2 à 5 jours environ [26].

Ceci confirme les données climatiques enregistrés au niveau des régions d'étude (Tableau 2). Nous avons relevé une augmentation de la température au mois de février de 4°C entre Biskra et M'sila, et une augmentation de 7°C entre Biskra et Djelfa.

Tableau 2 : Températures moyennes mensuelles des régions d'étude (Campagne 2010/1011).

Mois	Jan.	Fév.	Mars	Avr.	Mai	Juin	Juil.	Aout	Sep.	Oct.	Nov.	Déc.
Biskra	10.8	13.7	16.3	20	23.9	27.5	32.8	31.8	28.5	20.4	16	12
M'sila	8,8	9,2	14,9	20,8	27,5	9,2	4,5	8,2	27,6	26,3	20,5	20,4
Djelfa	4.8	6.4	9.8	12	17.4	23.2	26.8	25.9	20.8	16.1	9	5.4

Cet écart de température se traduit par une précocité de 12 jours de la phase de débourrement de l'écotype de Biskra par rapport à l'écotype M'sila et de 24 jours par rapport à Djelfa. La précocité des phases de floraison et de fructification suit le même processus que le débourrement.

Toutefois, il faut préciser qu'une des caractéristiques essentielles du cycle végétatif et reproductif d'une espèce est son indépendance vis-à-vis des précipitations et donc de la dynamique de la réserve hydrique du sol [26].

Selon les données pédologiques, la région de Djelfa se caractérise par un sol variant de calcaire sablonneux au calcaire argileux ayant des réserves hydriques importants comparés aux autres écotypes étudiés avec un sol glaciaire calcaire (Biskra) et un sol hydromorphe à redistribution de gypse (M'sila).

REICH et BORCHERT, (1984) [17]. ont souligné que la pluviométrie influe sur la teneur en eau du sol qui détermine l'état hydrique de la plante et contrôle sa phénologie. Ils concluent que l'état

hydrique interne de la plante apparaît comme étant le principal facteur déterminant de son comportement phénologique.

4. Etude physiologique

4.1 Chlorophylle

Les résultats de dosage de chlorophylle montrent que la teneur varie selon l'écotype.

Nous constatons que l'écotype Djelfa présente un taux de chlorophylle plus élevé avec une moyenne de 0,84

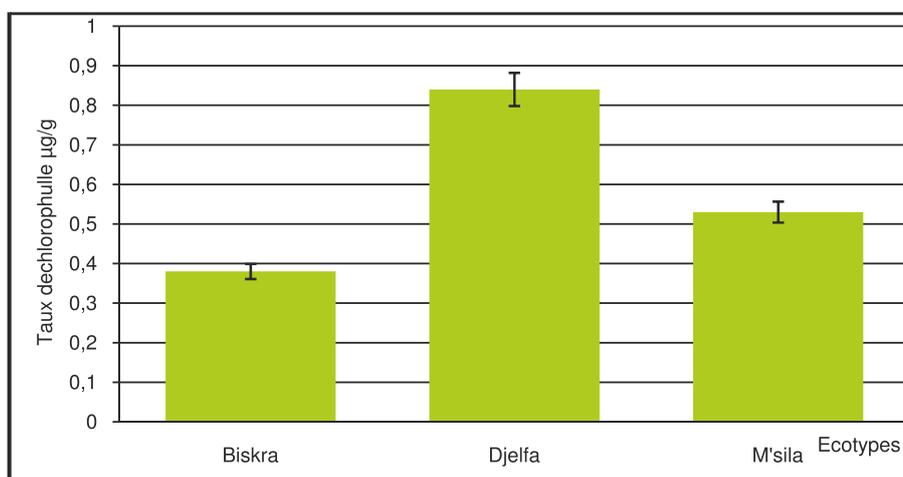


Figure 4 : Variation de taux de chlorophylle selon les écotypes.

La photosynthèse, facteur primaire de la production totale en matière végétale, constitue un meilleur indicateur du fonctionnement hydrique de la plante au cours d'un déficit hydrique [32].

Les résultats montrent une réduction de la teneur en chlorophylle enregistrée chez l'écotype de la région saharienne de Biskra avec une valeur de $0,38 \pm 0,01$ µg/g de MF. Elle est suivie de l'écotype de la région aride de M'sila. La teneur en chlorophylle est plus accentuée chez l'écotype de la région semi-aride de Djelfa avec une moyenne de $0,84 \pm 0,02$ µg/g de MF.

Notons que la teneur de la chlorophylle diminue selon le niveau de la sécheresse et de la salinité. La région de Biskra est caractérisée par un taux de salinité très élevé.

La diminution de la quantité de chlorophylle est liée à la diminution de la quantité relative en eau qui est due essentiellement, à la réduction des échanges du CO₂, limitée par une fermeture des stomates. Ce phénomène engendre par conséquent la résistance de la feuille à la diffusion du CO₂ [32].

Cette constatation se confirme par la diminution de la capacité

photosynthétique de la plante entière due à la réduction des surfaces foliaires de la plante [33].

4.2 Caroténoïdes

Les résultats enregistrés montrent que le taux le plus élevé des caroténoïdes est enregistré chez les plantes de l'écotype Djelfa ($1,73 \pm 0,02$ µg/g de MF) et le plus faible est enregistré chez ceux de l'écotype de Biskra ($0,92 \pm 0,01$ µg/g de MF). Le taux de caroténoïdes reste faible au niveau des échantillons récoltés dans la région de M'sila ($1,25 \pm 0,02$ µg/g de MF) (Figure 5).

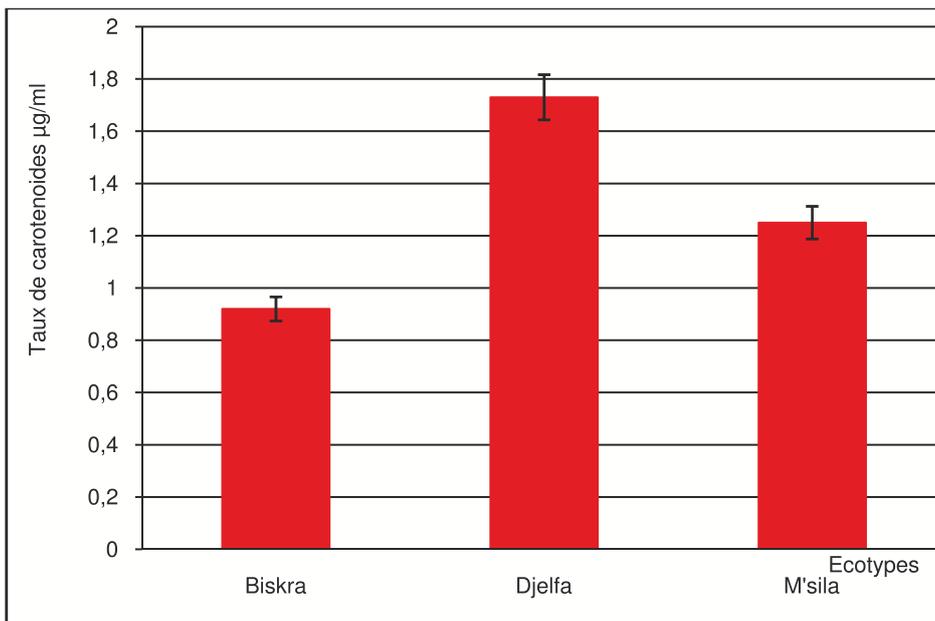


Figure 5 : Variation de taux des caroténoïdes selon les écotypes.

4.3 Flavonoïdes

La teneur moyenne en flavonoïdes totaux d'*Artemisia campestris* est de 3.97 ± 0.2 mg/g. Une légère différence entre les échantillons étudiés est constatée (Figure 6).

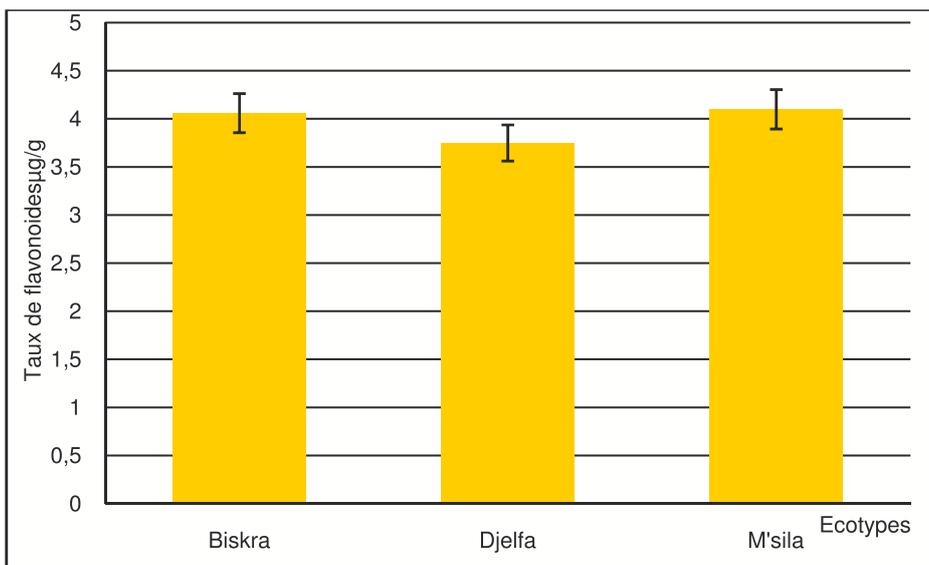


Figure 6 : Variation de taux des flavonoïdes selon les écotypes.

La coloration jaune est observée après l'ajout de chlorure d'aluminium à la solution éthanolique de quercétine. Cette couleur est observée dans le cas des extraits d'*Artemisia campestris* indiquant ainsi la présence de complexes par chélation des ions d'aluminium par les flavonoïdes [34,35].

La teneur en flavonoïdes totaux enregistrée des échantillons testés d'*Artemisia campestris* est de $3,97 \pm 0.05$ mg/g, elle est plus faible que celle retrouvée par DJERIDANE et al., (2006) [9]. en Tunisie pour cette même espèce (7.46 mg/g).

4.4 Teneur en Na et K

Concernant l'accumulation des ions

minéraux, la teneur en Na^+ est très élevée chez les plantes de l'écotype Biskra par rapport à celle de l'écotype M'sila et de Djelfa. En revanche, la teneur en K^+ est plus élevée chez les plantes de la région Djelfa (Figure 7).

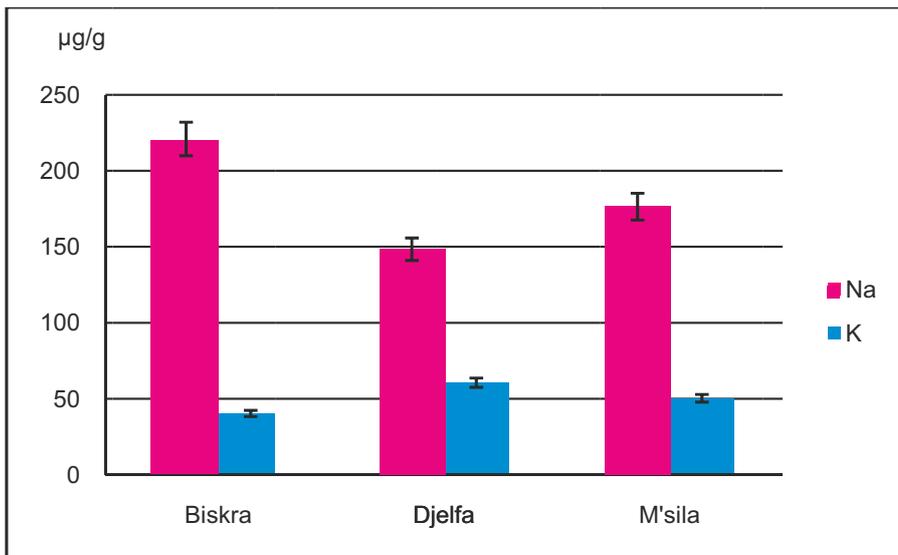


Figure 7 : Teneur en Na et k selon les écotypes.

Nous avons constaté que l'augmentation de taux de sodium est accompagnée d'une faible accumulation de potassium.

La faible accumulation pour de K^+ est due à une diminution de la teneur en eau, l'évolution de cette dernière, signifie que la croissance de la feuille est liée à la quantité de K^+ qui lui parvient. Cette situation résulte essentiellement de l'exportation sélective vers le haut de la plante du sodium importé dans la feuille par

xylème [36].

L'accumulation excessive du sodium sous conditions de salinité favorise des compétitions d'antagonisme avec le potassium [37].

En cas des contraintes environnementaux (stress hydrique et salin) comme c'est le cas des régions d'étude, l'ajustement osmotique implique l'accumulation d'ions minéraux K^+ et Na^+ .

L'enrichissement des tissus en sodium serait la cause de la réduction de la croissance [38]. Notons que cet élément intervient dans l'équilibre cationique [39].

4.5 Sucres solubles

Nous avons enregistré une quantité plus élevée en sucres solubles pour les plantes d'*Artemisia campestris* (écotype Biskra) comparée aux autres écotypes de M'sila et Djelfa (Figure 9).

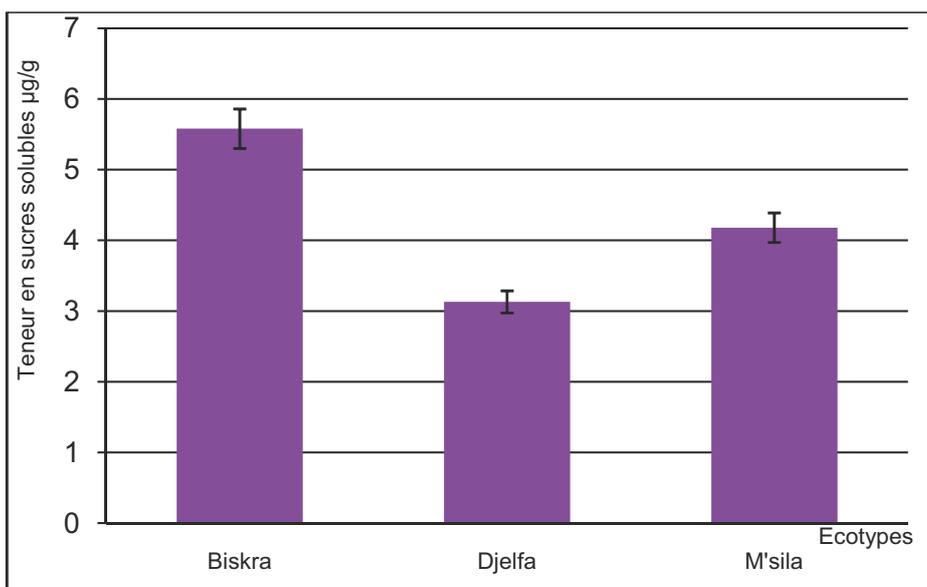


Figure 8 : Teneur en sucres solubles selon les différents écotypes.

D'après nos résultats, l'écotype de Biskra présente un taux de sucres solubles plus élevé ($5.58 \pm 0.48 \mu\text{g/g}$ de MF) comparé au taux le plus faible enregistré de l'écotype Djelfa ($3.13 \pm 0.02 \mu\text{g/g}$ de MF).

L'augmentation de la teneur en sucres chez les plantes des deux écotypes Biskra et M'sila par rapport à l'écotype Djelfa peut provenir de l'hydrolyse de l'amidon [40].

Cette dégradation serait un facteur de résistance au stress abiotique [41]. En effet, l'espèce étudiée peut se retrouver face à un stress hydrique et salin car elle pousse sur des surfaces sèches où nous enregistrons des températures très élevées et de faibles précipitations.

Ainsi, les régions arides et semi-arides caractérisés par une salinité des sols sont une contrainte pour le développement des plantes [42, 43].

DARBYSHIRE, (1974) [40]. signale que les sucres ont un rôle dans l'ajustement osmotique et ils participent également à la préservation de l'intégrité membranaire dans les organes desséchés ainsi qu'une protection des protéines.

Conclusion

L'étude phénologique de la plante montre que les phénophases dépendant des facteurs abiotiques du milieu. Une précocité marquée est observée chez l'écotype Biskra. La physiologie varie également sous les conditions abiotiques selon les étages bioclimatiques.

Nous déduisons qu'en allant de la région semi-aride de Djelfa à la région pré-saharienne de Biskra, une diminution du taux de la chlorophylle et des caroténoïdes est observée.

La plante accumule les sucres, proline et protéines pour surmonter un effet de stress (hydrique / salin). En effet, elle ralentie la croissance de certains de ses organes (réduction des surfaces foliaires).

R E F E R E N C E S BIBLIOGRAPHIQUES

1. Unesco, "Les plantes médicinales des régions arides. Recherches sur les zones arides", Rev., Paris, (1996), 99 p.

2. Quezel P., Babero M., "Variations climatiques au Sahara et en Afrique sèche depuis le Pliocène" : Enseignement de la flore et de la végétation actuelle, Bull. Ecol., 1993 ; 24 : 191-202.

3. Higazy M.; Shehata M.; Allam A. "Free proline relation to salinity of three sugar beet varieties". Egypt J. Agric Res, (1995); 73 : 175-89.

4. Ozenda P. "Observation sur la végétation d'une région semi aride : les hauts plateaux du Sud Algérois". Bull Soc Hist Nat AFN, (1954); 45 : 189-224.

5. Gaucher R. ; Burdin S. "Géologie, géomorphologie et hydrologie des terrains salés". Paris : PUF, (1974); 234 p.

6. Hamdy A. "Saline irrigation and management for a sustainable use. In : Advanced Short Course on Saline Irrigation Proceedings", Thèse de doctorat, Agadir Morocco, (1999): 152-227.

7. Aziz H, Abdelmadjid B., Mostefa S., "Évolution de la pluviosité annuelle dans quelques stations arides algériennes", Science et changements planétaires/ Sécheresse. Volume 18, N° 4, 314-20, Article scientifique DOI : 10.1684/sec., 2007. 99 p.

8. Francis M. "Cooper enzymes in isolated plantes", plant physiol, 24, 1949, (1970), pp 1-15.

9. Djeridane A.M. Yousfi; B. Nadjemi D.; Boutassouna, P.; Stocker and N. VIDAL, "Antioxidant activity of some Algerian medicinal plants extracts containing phenolic compounds", Food Chemistry, (2006), 97: 654-660

10. Afnor, "Recueil de normes françaises des corps gras, oléagineuse, produits dérivés", ed. AFNOR, (1988), 325p.

11. Dubois M.; Gilles K.A.; Hamilton J.K.; Rebers P.A. and Smith E., "Colorimetric method for determination of sugar and related substances", Allal. Chem., (1956), 28, 350-356.

12. Tamara K. et Jade B., "Herbal Remedies", John Wiley & Sons, (1996), 64 p.

13. Beloued, "Plantes médicinales d'Algérie", O.P.U. Alger, (1998), 239p.

14. Chuine L.; Kramer K. and Hänninen H. "Plant development models". In Schwartz (éd.), Phenology : an Integrative Environmental Science, (2003), 217-235.

15. Rotzer T. and Chmielewski F.M., "Phenological maps of Europe", Climate Research, (2001), 18 : 249-257.

16. Lebourgeois F. ; Godfroy P., "Analyse de la variabilité spatiale et temporelle et du déterminisme climatique de la phénologie des peuplements du Réseau National de Suivi à Long Terme des Ecosystèmes Forestiers", (RENECOFOR), 2006, 44p.
17. Reich P. B. and Borchert R., "Water stress and tree phenology in a tropical dry forest in the lowlands of Costa Rica", *Ecol.*, (1984), 72: 61-74.
18. Friedman j., "Folding of newly translated in-vivo: the role of molecular chaperones". *Annu. Rev. biochem.*, (2001), 70: 603-47.
19. Steduto P.; Albrizio R.; Giorio P. and Sorrentino G., "Gas exchange response and stomatal and non-stomatal limitations to carbon assimilation of sunflower under salinity", (2000), 144 (5) 243-255.
20. Akrouf, A., Chemli, R., Simmonds, M., Kite, G., Hammami, M. and Chreif, I., "Seasonal variation of the essential oil of *Artemisia campestris* L.", *J. Essent. Oil. Res.*, (2003), 15: 333-336.
21. Ribereau G., "Les composés phénoliques des végétaux". Ed. DUNOD, Paris, (1968), 173-201.
22. Kramer, Lauchli and Politov C., "Displacement of Ca by Na from plasmalemma of root cells", *plant physiol.*, (1982), 79: 207-211.
23. kramer P.J. , " Drought stress and the origin of adaptation" In : Turner NC. ; Kramer P.J., *Adaptation of plants to water and hight temperature stress*", New york : wiley-interscience, (1980), 7-20.
24. Benrebiha F.Z., " Etude de différents milieux de culture et de la salinité sur la morphogenèse de l'*Atriplex halimus* L.", Thèse de doctorat en Agronomie, (2003), 193p.
25. Nilsen E.T.; David M.; Orcut T., "Physiology of plant unders stress. Abiotics factors", Ed. John Wiley and Sons, INC Newyork, (1996), 689p.
26. Martin P., Gagnard J., et Gaytier P., "Plant analysis as guide the nutrient requirement of temperate and tropical corps", Ed. Lavoisier, Paris, (1987) 122p.
27. Reeman C. and Breakle S.W., "sodium relation in chenopodiaceae : acomparative approach", *Plant. Cei and environment. Grmany. Vol 12*, (1993), 323-328.
28. Lauchli L. & Epstein E. " Plant response to saline conditions". In Tanji K., ed. *Agricultural Salinity Assessment and Management*, (1990), 113-137.
29. Szabolcs I., "Salt affected soils", Boca Raton Florida : C.R.P. Press, (1989), 18-19.