



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO

Instituto de Ciencias Básicas e Ingeniería

“Estudio de la composición
química de cebada cultivada en
Zapotlán, Villa de Tezontepec y
Tultengo, Hidalgo”

Trabajo de investigación

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:

Químico

PRESENTA:

Tania Samanta Hernández Madrigal

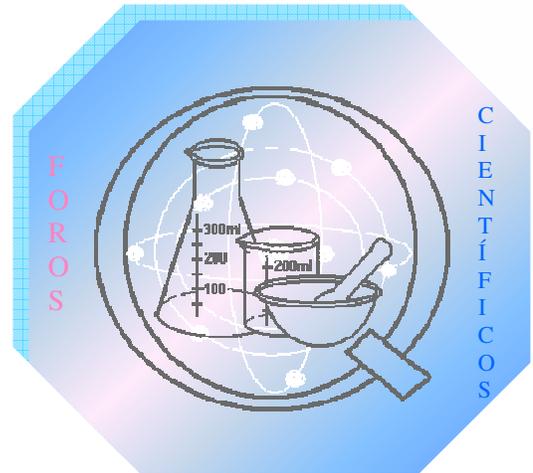
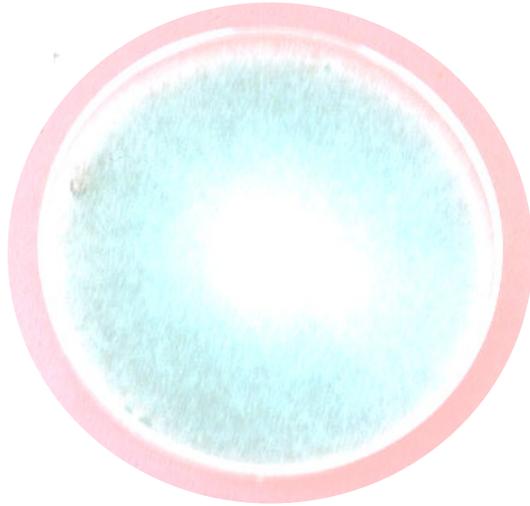
ASESORAS:

Dra. ELIZABETH CONTRERAS LÓPEZ

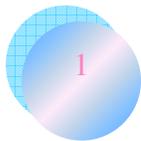
Dra. JUDITH JAIMEZ ORDAZ

PACHUCA. HGO. OCTUBRE 2006





Parte de este trabajo fue aceptado para su presentación en los siguientes congresos:



**2005 Institute of Food Technology (IFT).
Annual Meeting. July 15 – 20.
New Orleans, Louisiana.**



**Congreso Internacional
Inocuidad Alimentaria, 12 – 14 de Octubre del 2005.
Nuevo León, México.**



2005 IFT Annual Meeting

Study of the effect of the tillage system on the chemical composition of wheat and barley cropped in Hidalgo and Tlaxcala, Mexico

E. Contreras López*, J. Jaimez Ordaz, T. S. Hernández Madrigal, M. Jiménez Osorio, M. C. Valadez Vega and R. I. Beltrán Hernández

Centro de Investigaciones Químicas, Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, Carr. Pachuca-Tulancingo, Km. 4.5, CP 42076, Pachuca, Hidalgo, México.
*eliclopez@yahoo.com.mx

INTRODUCTION

The grain production is one of the most important crops in the world, mainly in developing countries. Rice, wheat, barley and corn are considered as the main grain crops produced. Agricultural production has decreased in the last years due to several factors as the low prices, the abandon of the fields crops and land erosion. In Latin America, the losses of land for crop production average 20-60 ton/ha/year. In order to reduce this problem, sustainable tillage systems need to be implemented to provide alternatives to continuous cropping.

The objective of this work was to evaluate the effect of four tillage systems (monoculture, crop rotation, conventional and conservation tillage) on the chemical composition of barley and wheat cropped in the states of Hidalgo and Tlaxcala, Mexico.

METHODOLOGY

SAMPLING

In each zone studied three plots of 1 Ha each one were selected. Fourty randomized samples were taken to make a composite sample according to the method AS-001 proposed in NOM-021-RECNAT-2000. Samples of wheat and barley were hand-harvested, taken to laboratory in plastic bags, dried at 40°C and separated into grains, leaves and stalks. Then, milled and stored in plastic bottles until analyzed.

SAMPLE ANALYSIS

Proximate analysis (protein, fat, fiber, moisture and ash contents) were carried out according to the techniques described by AOAC. Mineral content was determined by using an inductive coupling plasma Spectrophotometer (CEM company, North Caroline, USA).

All determinations were made by triplicate. Standard deviation was less than 5%.

RESULTS

| Samples of barley | Tillage system | Protein content (g/100g) | | | Fiber content (g/100g) | | | Fat content (g/100g) | | | Minerals content in grains and leaves of barley (mg/100g) | | | | | | | | | | | | | | | | | |
|---------------------|--------------------------|--------------------------|--------|--------|------------------------|--------|--------|----------------------|--------|--------|---|------|-------|-------|-------|-------|------|------|----|----|-------|--------|--------|--------|--------|--------|--------|--------|
| | | Grains | Leaves | Stalks | Grains | Leaves | Stalks | Grains | Leaves | Stalks | Cr | Cu | Fe | Ni | Pb | Ca | Mg | K | Na | | | | | | | | | |
| Zapotlan, Hidalgo | Monoculture | 6.27 | 2.22 | 1.58 | 10.72 | 34.54 | 44.69 | 0.97 | 1.65 | 0.69 | ND | 0.22 | 46.50 | 44.77 | 5.09 | 93.70 | 0.26 | 1.77 | ND | ND | 64.60 | 367.67 | 94.00 | 112.00 | 349.00 | 686.00 | 41.27 | 793.57 |
| Zapotlan, Hidalgo | Crop rotation | 6.08 | 2.81 | 1.29 | 10.57 | 31.82 | 40.38 | 0.89 | 1.85 | 0.44 | ND | ND | 43.00 | 84.00 | 4.08 | 60.14 | 0.62 | 1.00 | ND | ND | 94.20 | 338.04 | 125.00 | 190.31 | 276.33 | 1539.9 | 3793 | 140.14 |
| Tezontepec, Hidalgo | Crop rotation | 7.07 | 2.71 | 1.39 | 10.91 | 32.89 | 43.57 | 1.49 | 1.31 | 0.59 | ND | ND | 38.93 | 36.57 | 2.60 | 8.34 | 1.25 | 1.13 | ND | ND | 21.67 | 280.67 | 57.10 | 114.67 | 213.67 | 362.67 | 13.83 | 26.57 |
| Tezontepec, Hidalgo | Crop rotation Var. 10415 | 8.39 | 3.82 | 1.71 | 7.39 | 30.55 | 42.36 | 1.07 | 1.41 | 0.57 | ND | 0.12 | 22.37 | 20.25 | 3.08 | 42.57 | 1.48 | 1.51 | ND | ND | 41.53 | 339.00 | 86.63 | 126.50 | 329.00 | 611.50 | 19.73 | 712.00 |
| Tultengo, Hidalgo | Conventional | 6.63 | 4.93 | 3.28 | 19.51 | 31.78 | 37.63 | 0.60 | 1.36 | 0.49 | 0.44 | 0.68 | 21.03 | 18.13 | 36.93 | 75.23 | 1.20 | 1.36 | ND | ND | 85.40 | 138.00 | 71.63 | 48.53 | 264.00 | 285.33 | 160.20 | 277.83 |
| Tultengo, Hidalgo | Conservation | 9.15 | 7.72 | 3.91 | 16.94 | 28.94 | 35.33 | 1.11 | 0.96 | 0.47 | ND | 0.04 | 14.17 | 13.23 | 7.86 | 22.40 | 1.66 | 1.61 | ND | ND | 75.87 | 203.00 | 101.10 | 84.67 | 510.00 | 710.00 | 41.83 | 123.67 |

| Samples of wheat | Tillage system | Protein content (g/100g) | | | Fiber content (g/100g) | | | Fat content (g/100g) | | | Minerals content in grains and leaves of wheat (mg/100g) | | | | | | | | | | | | | | | | | |
|---------------------|-----------------|--------------------------|--------|--------|------------------------|--------|--------|----------------------|--------|--------|--|------|-------|------|------|-------|------|------|------|----|-------|--------|-------|--------|--------|--------|-------|-------|
| | | Grains | Leaves | Stalks | Grains | Leaves | Stalks | Grains | Leaves | Stalks | Cr | Cu | Fe | Ni | Pb | Ca | Mg | K | Na | | | | | | | | | |
| Tezontepec, Hidalgo | Crop rotation | 6.70 | 1.95 | 1.63 | 11.50 | 41.76 | 42.00 | 1.09 | 1.56 | 0.60 | 1.02 | 0.21 | 18.21 | 2.97 | 4.57 | 33.24 | 1.81 | 1.97 | 4.66 | ND | 38.79 | 272.84 | 84.88 | 118.85 | 333.95 | 951.46 | 20.85 | 44.21 |
| Tezontepec, Hidalgo | Conventional | 7.18 | 1.97 | 1.61 | 11.49 | 31.02 | 43.94 | 6.96 | 1.66 | 0.45 | 0.08 | ND | 2.81 | 2.46 | 1.62 | 11.84 | 0.88 | 1.98 | 0.37 | ND | 51.49 | 291.71 | 92.59 | 119.84 | 421.99 | 853.20 | 21.84 | 51.83 |
| Tlaxcala, Almoloya | Crop rotation* | 7.78 | 2.64 | 2.17 | 12.58 | 30.85 | 44.53 | 0.53 | 1.86 | 0.33 | 0.08 | 0.42 | 2.71 | 4.18 | 1.22 | 6.25 | 0.48 | 1.94 | 0.15 | ND | 46.89 | 250.85 | 84.69 | 84.60 | 283.42 | 777.45 | 20.24 | 33.91 |
| Tlaxcala, Almoloya | Crop rotation** | 7.02 | 6.50 | 3.44 | 14.25 | 31.82 | 36.73 | 0.79 | 1.61 | 0.17 | 0.08 | ND | 2.19 | 2.88 | 1.89 | 23.38 | 0.35 | 2.08 | 0.13 | ND | 53.85 | 289.67 | 84.73 | 102.58 | 321.73 | 620.10 | 18.78 | 48.83 |

* Mature stage ** Unmature stage

CONCLUSIONS

Protein content was higher in grains followed by leaves and stalks of both cereals studied. According to this preliminary first year study results, it seems to be that crop rotation and conservation tillage system have an influence in the protein content of the crops.

Fiber content was higher in the stalks than in leaves and grains of wheat and barley. Grains fiber content was in the order of ten percent, these high values can be explained because of the use of the grains with their husks for the analysis. Leaves showed the higher fat content when compared with grains and stalks, however, it can be possible that fat content of grains be lower due to the presence of their husks.

Minerals found in higher amounts were K, Mg, Ca and Na, of these, potassium was always the most abundant in all the samples analysed. B, Cd and Co amounts were lower than the detection limit of the equipment used. Low levels of Pb were detected only in some samples of grains of wheat from crop rotation system. Ni, Cr, Cu and Fe were detected in small quantities in all samples, excepting for all wheat leaves and some barley leaves where Fe was found in high levels.

This work is part of a study that is been conducted from october 2003 through wheat and barley harvest in 2005. At the end, we expect to obtain enough information in order to give conclusive results about the effect of the tillage system used in these regions of Mexico on the chemical composition of wheat and barley.

BIBLIOGRAPHY

- Official Methods of Analysis of the Association of Official Analytical Chemists (1990). Published by AOAC, Inc. Helrich K. (editor), 15th edition, Arlington, Vol. I y II, 17-18, 40-62, 69-83, 1012.
- NOM-021-RECNAT-2000. 31 de diciembre de 2002. Diario Oficial de la Federación, México.
- Tablas de Valor Nutritivo de los Alimentos. Instituto Nacional de la Nutrición Salvador Zubirán. Editorial Pax, México, 1996.
- Reyes Castañeda, P.; Reyes Mendez C.A.; Reyes Mendez, F.E. Introducción a la agronomía. Editorial Trillas, S.A. de C.V., México, 2002.



CONGRESO INTERNACIONAL DE INOCUIDAD ALIMENTARIA 2005

INCIDENCIA DE HONGOS TOXIGÉNICOS Y AFLATOXINAS EN AVENA, CEBADA Y TRIGO CULTIVADOS EN HIDALGO Y TLAXCALA



Judith Jaimez O.; Elizabeth Contreras L.; Tania S. Hernández M.*; Mariana I. Jiménez O.; Israel O. Ocampo S.; Abraham Cruz V. y Rosa Icela Beltran H.

Centro de Investigaciones Químicas, Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo. Ciudad Universitaria, Pachuca 42076, HIDALGO. MEXICO. e-mail: rjosem@uah.edu.mx

ANTECEDENTES

Los cereales son productos que por su naturaleza y características son susceptibles a la contaminación por hongos filamentosos (mohos), de los cuales, algunos géneros poseen cepas productoras de micotoxinas. Los mohos pueden afectar los granos en estadios tempranos de su desarrollo y en etapas posteriores al almacenamiento y procesamiento.

Los hongos que invaden los granos antes de la cosecha son los llamados hongos de campo, entre los géneros más comunes destacan *Fusarium*, *Alternaria* y *Cladosporium*, aunque algunas especies de los géneros *Penicillium* y *Fusarium* pueden continuar creciendo durante el almacenamiento (hongos intermedios). Los hongos de almacenamiento pueden desarrollarse rápidamente y producir en los granos una disminución en la germinación, decoloración y pérdida de materia seca, cambios nutricionales y producción de micotoxinas. Los hongos que más comúnmente atacan a los cereales en la etapa de almacenamiento son *Penicillium spp.* y *Aspergillus spp.* (Gooding & Davies, 1997).

Debido a esto, se consideró pertinente determinar la incidencia de hongos micotóxicos y contenido de aflatoxinas totales en avena, cebada y trigo cultivados en Hidalgo y Tlaxcala.

METODOLOGÍA

Se analizaron treinta muestras de espigas, de las cuales 10 eran de avena, 10 de cebada y 8 de trigo; recolectadas antes de la cosecha y obtenidas de diferentes regiones de los estados de Hidalgo y Tlaxcala.

10 g de muestra, fueron diluidos en proporción 1:10 en solución salina con Tween 80 y homogeneizados durante 2 minutos. Se efectuaron 4 diluciones decimales sucesivas. Se sembró en agar papa dextrosa mediante la técnica de siembra en superficie. Se incubó durante 5-7 días a 25 °C. El aislamiento e identificación de colonias fúngicas se efectuó en agar extracto de malta y agar Czapek. La identificación de las colonias fúngicas se llevó a cabo a través de sus características macroscópicas y microscópicas. La preparación de la muestra se efectuó según la técnica de la cinta adhesiva (Rodríguez-Tudela & Aviles, 1991).

Para la identificación y clasificación de los hongos, se ha utilizado el tratado de Von Arx (1981) como criterio básico, aunque también se han consultado el manual de Raper y Fenell (1965) y el tratado de Barnett y Hunter (1972).

La determinación del contenido de aflatoxinas se llevó a cabo mediante un inmunoensayo enzimático.



Hidalgo
Zonas de recolección
1. Apam
2. Tultengo
3. Villa de Tezontepec
4. Zapotlán

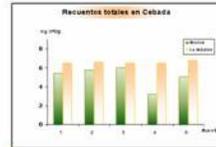


Tabla 1. Muestras: 1. V. Tezontepec (SHS) (PC); 2. Zapotlán var. Bismarck (PC); 3. V. Tezontepec var. Bismarck (PC); 4. Zapotlán var. Bismarck (PC); 5. Tultengo (Estimada) (SC)

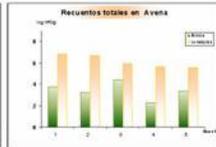


Tabla 2. Muestras: 1. V. Tezontepec (PC); 2. La Unión var. SGA (PC); 3. La Unión var. Osoyaba (PC); 4. Agua Dulce (EMC); 5. Agua Dulce (EMC)

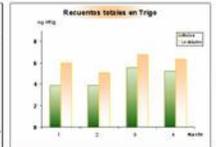


Tabla 3. Muestras: 1. Villa de Tezontepec, rotación 2; La Unión 1, rotación 3; La Unión 1, verde; 4. Villa de Tezontepec, monocultivo



Tlaxcala
Zona de recolección
1. La Unión 1

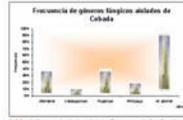


Tabla 4. Frecuencia de los géneros fúngicos aislados de cebada.

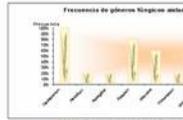


Tabla 5. Frecuencia de los géneros fúngicos aislados de avena.

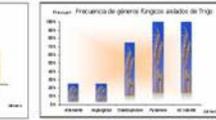


Tabla 6. Frecuencia de los géneros fúngicos aislados de trigo.

RESULTADOS

Las tablas 1 a la 3 muestran las gráficas de los recuentos de hongos y levaduras de los granos de Avena, Cebada y Trigo analizados.

Las gráficas 4 al 6 muestran los datos de frecuencia (%) de los géneros encontrados en las muestras de Avena, Cebada y Trigo analizados.

Las muestras presentaron concentraciones de aflatoxinas totales entre <1.7 y 42.7 ppb. La muestra más contaminada correspondía a una muestra de avena.

Los recuentos totales se encontraron en un rango de 10⁵-10⁶ ufc/g. Los géneros toxigénicos aislados fueron: *Fusarium spp.*, *Alternaria spp.*, *Aspergillus spp.* y *Penicillium spp.* Se aislaron con mayor frecuencia *Fusarium spp.* y *Alternaria spp.* También se aislaron cepas pertenecientes a los géneros no toxigénicos *Cladosporium spp.*, *Mycelia sterilia*, *Rhizopus spp.*, *Trichotecium spp.* y *Scopulariopsis spp.*

CONCLUSIONES

Los resultados de esta investigación demuestran que la calidad sanitaria de los cereales analizados es muy baja (altos recuentos fúngicos y presencia de aflatoxinas) lo cual imposibilita su consumo directo.

La alta incidencia de cepas de *Fusarium spp.* y *Alternaria spp.* indica que sería conveniente estudiar la presencia de micotoxinas como tricotecenos, fumonisinas, zearalenona, alternariol y ácido tenuazonico en los granos de avena, cebada y trigo, debido al riesgo sanitario que presentan.

BIBLIOGRAFÍA

Pan de la Guerra, D. 2000. Contaminantes fúngicos y micotoxinas en granos de trigo. Trabajo especial. Facultad de Ciencias. Universidad de la Republica de Uruguay, Montevideo.; Gooding, M. & Davies, P. 1997. Wheat production and utilization systems, quality and the environment. Cab international editions. pp 1-87.; Rodríguez-Tudela, J. L. & Aviles, P. 1991. Improved adhesive method for microscopic examination of fungi in culture. J. Clin. Microbiol. 29:2604-2605.; Von Arx, J. A. 1981. The genera of fungi sporulating in pure culture. Cramer, J. (Editor), 3rd. Edition, Vaduz, Germany.; Raper, K. B. & Fennell, D. I. 1965. The genus Aspergillus. Ed. Williams and Wilkins Co., Baltimore.; Barnett, H. L. & Hunter, B. B. 1972. Illustrated genera of imperfect fungi. Ed. Burgess 3rd. Edition, Publishing Company, Minnesota.



Dedicatorias

A las personas que a lo largo de mi vida han significado apoyo, amor, comprensión, experiencia y admiración.

A mis padres:

Rodolfo y Paulina

Quienes me han brindado todo el apoyo, amor y paciencia en todos los momentos de mi vida y con su ejemplo me han motivado a superarme, a apreciar las cosas importantes de la vida y me han enseñado a luchar por alcanzar las metas propuestas.

Gracias por el amor incondicional y sincero que me brindan día con día, por esas palabras tan acertadas en los momentos difíciles y sobre todo por ser los mejores padres del mundo y que ni aun con toda la riqueza del mundo podré pagar todo lo que hacen por mí.

A mis hermanos

Adolfo y Fco. Gabriel

Agradezco infinitamente a Dios, por tener dos maravillosos hermanos como ustedes, con quienes he compartido momentos agradables y algunos otros difíciles, los cuales hemos superado y disfrutado siempre.

Se de antemano que no he sido la hermana que ustedes desearon tener, pero créanme que siempre los tengo presentes y que sobre todo los quiero mucho.

Les agradezco su apoyo incondicional y sobretodo el que a diario me dijeran ¿Ya acabaste la tesis?



Agradecimientos

A Dios, por tu amor infinito que me demuestras todos los días permitiéndome estar viva, ser feliz y por la dicha de alcanzar mi más grande sueño.

No puedo dejar de mencionar a los seres que me formaron, quienes me cultivaron la mente y el espíritu, confiaron en mí al integrarme en su proyecto y con su invaluable experiencia, tiempo y dedicación me ayudaron a sacar adelante este trabajo. Con mucho cariño, respeto y admiración a mis asesoras: Dra. Elizabeth y Dra. Judith.

A mis sinodales, por el tiempo prestado a la revisión de este trabajo.

A los doctores y maestros del Centro de Investigaciones Químicas que me enseñaron que para alcanzar nuestras metas los seres humanos debemos realizar una lucha y un esfuerzo constante que nos permitirán lograr nuestros objetivos en la vida, gracias por los recursos prestados para la elaboración de este proyecto.

En especial a la Dra. Rosa Icela y al Dr. Martín, mi reconocimiento y gratitud por la ayuda prestada no solo en la realización de mi proyecto, si no también durante el transcurso de la carrera.

A las laboratoristas del laboratorio central por el apoyo, el tiempo y el material que muy amablemente me prestaron.

A los compañeros del laboratorio de ciencias ambientales: Laura, Julia, Felipe y Javier por la ayuda, el tiempo y el espacio que me brindaron.

A dos compañeros maravillosos del laboratorio de Alimentos 2, que me acompañaron en esta aventura, en especial a Mariana Isabel por ser cómplice de este sueño, por compartir con migo su amistad, conocimientos, consejos y apoyo cada vez que los necesite y sobretodo por enseñarme a ser mejor ser humano cada día.

A Oswaldo por la invaluable ayuda y paciencia, por compartir conmigo sus conocimientos sobre mohos y sobretodo por ser un gran compañero y amigo.

Mil gracias a esos seres especiales que compartieron experiencias con migo y a través de sus consejos me ayudaron a alcanzar mi mas grande sueño, por sus momentos y secretos, por sus risas y lagrimas, por la dicha de haberlos conocido, por que no podían faltar en esta pagina mis amigos: Arturo, Ana Laura, Cristal, Héctor, Katy, Laura y a mi hermana del alma Yasmine. Siempre los recordare y les deseo lo mejor de lo mejor en la vida, hasta siempre.

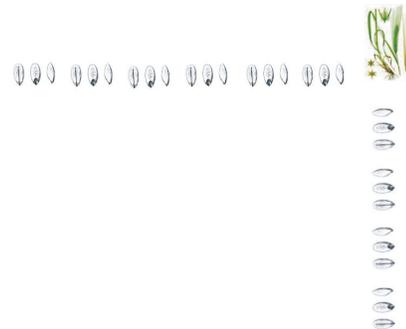


A las personas que en todo momento han estado conmigo mis tíos: Mauro, Chelo, Rosa y Moisés, quienes con su amplia experiencia a sí como sus lecciones de vida, mismas que me han ayudado a identificar y corregir mis errores, su cariño y confianza brindada han sido un motor para alcanzar esta meta. Todo mi respeto, admiración y cariño, los quiero mucho.

A mis abuelos: mamá Nencha y papa Gabriel, quienes han sido el impulso para juntar fuerzas necesarias para poder seguir con este sueño en los momentos difíciles, donde ustedes siempre tenían una palabra de aliento y amor. Dios los bendiga siempre.

A mis primos: Jhonatan, Cintia, Yaneli, Edgar, Azucena, por ser cómplices en todas las travesuras, por hacerme saber que nunca estaré sola, por su ayuda y comprensión, los quiero mucho.

En especial a mi prima, a miiga y confidente Arely Nallely, con quien he pasado momentos inolvidables, por estar siempre a mi lado y tenderme la mano cuando la he necesitado, por su compañía, paciencia y afecto, gracias por ayudarme y apoyarme en la realización de este trabajo, te quiero mucho.



CONTENIDO

ÍNDICE DE FIGURAS Y CUADROS ÍNDICE DE TABLAS

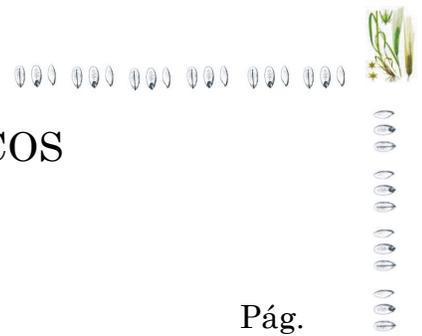
| | Pág |
|--|-----|
| 1. INTRODUCCIÓN | 1 |
| 2. ANTECEDENTES..... | 2 |
| 2.1. Origen de la cebada..... | 2 |
| 2.2. Descripción botánica de la planta de cebada..... | 2 |
| 2.2.1. Clasificación taxonómica de la cebada..... | 2 |
| 2.2.2. Descripción de la estructura de la planta..... | 3 |
| 2.2.3. Variedades de cebada cultivable..... | 7 |
| 2.3. Composición química general del grano de cebada..... | 8 |
| 2.3.1. Contenido de humedad..... | 9 |
| 2.3.2. Contenido de ceniza..... | 9 |
| 2.3.3. Contenido de sustancias minerales..... | 9 |
| 2.3.4. Contenido de proteína..... | 10 |
| 2.3.5. Contenido de lípidos..... | 11 |
| 2.3.6. Contenido de carbohidratos..... | 11 |
| 2.3.7. Contenido de fibra..... | 12 |
| 2.4. Composición química de la paja..... | 12 |
| 2.4.1. Contenido de humedad..... | 13 |
| 2.4.2. Contenido de ceniza..... | 13 |
| 2.4.3. Contenido de minerales..... | 13 |
| 2.4.4. Contenido de proteína..... | 14 |
| 2.4.5. Contenido de fibra..... | 14 |
| 2.4.6. Otros componentes presentes en la paja de cebada..... | 15 |
| 2.5. Características de los elementos químicos de la planta de cebada..... | 15 |
| 2.5.1. Elementos nutritivos en la planta de cebada..... | 15 |
| 2.5.1.1. Clasificación..... | 15 |
| 2.5.1.2. Funciones biológicos de los macronutrientes..... | 16 |
| 2.5.1.3. Funciones biológicas de los micronutrientes..... | 17 |
| 2.5.2. Metales pesados..... | 19 |
| 2.5.2.1. Clasificación..... | 19 |
| 2.5.2.2. Características y toxicología de metales pesados..... | 20 |
| 2.6. Contaminantes fúngicos en la cebada..... | 21 |
| 2.6.1. Hongos productores de micotoxinas..... | 21 |
| 2.6.2. Micotoxinas..... | 23 |
| 2.6.2.1. Definición..... | 23 |
| 2.6.2.2. Toxicidad..... | 23 |
| 2.6.2.3. Condiciones para la formación de micotoxinas..... | 23 |
| 2.6.2.4. Incidencia..... | 24 |
| 2.6.2.5. Prevención..... | 24 |
| 2.7. Aspectos del cultivo de la cebada..... | 25 |
| 2.7.1. Requerimientos del cultivo de la cebada..... | 25 |
| 2.7.1.1. Suelo..... | 25 |



| | |
|--|----|
| 2.7.1.2. Temperatura | 25 |
| 2.7.1.3. Humedad | 25 |
| 2.7.1.4. Altitud | 26 |
| 2.7.1.5. Clima | 26 |
| 2.7.1.6. Época de siembra | 26 |
| 2.8. Sistemas de labranza | 26 |
| 2.8.1. Convencional | 27 |
| 2.8.1.1. Agronómicos | 27 |
| 2.8.1.2. Económicos | 28 |
| 2.8.1.3. Medio ambientales | 28 |
| 2.8.2. Rotación de cultivos | 28 |
| 2.8.3. Labranza mínima de conservación | 29 |
| 2.8.4. Monocultivo | 30 |
| 2.9. Producción de cebada | 31 |
| 2.9.1. Nivel Mundial | 31 |
| 2.9.2. Nivel Nacional | 31 |
| 2.9.3. Nivel Estatal | 33 |
| 2.10. Uso del grano de cebada | 34 |
| 2.10.1. En la industria cervecera | 34 |
| 2.10.2. En ganadería | 34 |
| 2.10.3. En la industria de los alimentos | 34 |
| 2.10.4. Otros usos industriales del grano de cebada | 35 |
| 2.10.5. Otros usos industriales de la paja de cebada | 35 |
| 2.11. Requisitos de calidad | 35 |
| 2.11.1. Calidad para consumo humano | 36 |
| 2.11.2. Calidad de la cebada cervecera | 36 |
| 3. OBJETIVOS | 37 |
| 4. METODOLOGÍA | 38 |
| 4.1. Etapas del desarrollo experimental | 38 |
| 4.2. Obtención y preparación de las muestras para el análisis | 39 |
| 4.2.1. Recolección de las muestras | 39 |
| 4.2.2. Separación de los órganos de la planta | 39 |
| 4.2.3. Obtención de muestras para molienda | 40 |
| 4.2.4. Molienda | 40 |
| 4.3. Técnicas de análisis | 41 |
| 4.3.1. Análisis bromatológico | 41 |
| 4.3.1.1. Humedad | 41 |
| 4.3.1.2. Cenizas | 42 |
| 4.3.1.3. Lípidos | 43 |
| 4.3.1.4. Proteína | 44 |
| 4.3.1.5. Fibra | 46 |
| 4.3.1.6. Carbohidratos | 48 |
| 4.3.2. Análisis de minerales | 48 |
| 4.3.3. Análisis microbiológico y determinación de aflatoxinas | 49 |
| 4.3.3.1. Determinación de hongos y levaduras | 49 |
| 4.3.3.2. Recuento de hongos y levaduras totales | 49 |
| 4.3.3.3. Aislamiento e identificación de colonias fúngicas | 50 |
| 4.3.3.4. Extracción y cuantificación de aflatoxinas | 51 |
| 4.4. Análisis estadístico | 52 |

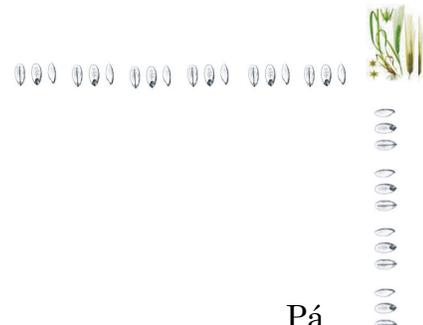


| | |
|--|-----------|
| 4.4.1. Análisis descriptivos | 52 |
| 4.4.2. Análisis de varianza | 52 |
| 4.4.3. Prueba de Tukey | 52 |
| RESULTADOS Y DISCUSIÓN | 53 |
| 5.1. Análisis proximal de espigas | 53 |
| 5.1.1. Humedad | 53 |
| 5.1.2. Cenizas | 54 |
| 5.1.3. Proteínas | 55 |
| 5.1.4. Lípidos | 56 |
| 5.1.5. Fibra | 57 |
| 5.1.6. Carbohidratos | 59 |
| 5.2. Análisis proximal de hojas y tallos | 59 |
| 5.2.1. Humedad en paja de cebada | 60 |
| 5.2.2. Cenizas en paja de cebada | 61 |
| 5.2.3. Proteínas en paja de cebada | 63 |
| 5.2.4. Fibra en paja de cebada | 64 |
| 5.2.5. Lípidos en paja de cebada | 66 |
| 5.2.6. Carbohidratos en paja de cebada | 67 |
| 5.3. Análisis de minerales en espigas, hojas y tallos | 68 |
| 5.3.1. Macronutrientes primarios y secundarios | 68 |
| 5.3.2. Micronutrientes | 74 |
| 5.3.3. Metales pesados sin función biológica conocida | 79 |
| 5.4. Análisis de hongos y aflatoxinas en espiga de cebada | 80 |
| 5.4.1. Recuentos totales de mohos y levaduras | 80 |
| 5.4.2. Géneros fúngicos identificados | 81 |
| 5.5. Análisis del contenido de aflatoxinas en espigas de cebada | 85 |
| 6. CONCLUSIONES | 88 |
| 7. PERSPECTIVAS | 89 |
| 8. BIBLIOGRAFÍA | 90 |
| 9. GLOSARIO | 95 |



ÍNDICE DE FIGURAS Y GRÁFICOS

| | Pág. |
|--|------|
| Figura 1. Tallo principal, nudos e internudos de una planta de cebada..... | 4 |
| Figura. 2. Componentes de una hoja de cebada..... | 4 |
| Figura.3. Espigas de cebada..... | 5 |
| Figura 4. Cariópside de cebada y sus estructuras..... | 6 |
| Figura 5. Diagrama utilizado para el estudio de las muestras analizadas.. | 38 |
| Figura 6. Método de cuarteo para seleccionar la fracción para molienda.. | 40 |
| | |
| Gráfico 1. Distribución de macro elementos en órganos de la planta de cebada | 69 |
| Gráfico 2. Distribución de Potasio en la planta de cebada..... | 71 |
| Gráfico 3. Distribución de Calcio en la planta de cebada..... | 72 |
| Gráfico 4. Distribución de Magnesio en la planta de cebada..... | 73 |
| Gráfico 5. Distribución de Sodio en la planta de cebada..... | 74 |
| Gráfico 6. Distribución de metales pesados en los órganos de plantas de cebada | 78 |
| Gráfico 7. Concentración de aflatoxinas en espigas de cebada..... | 86 |



ÍNDICE DE TABLAS

| | Pá g |
|---|---------|
| Tabla 1. Clasificación taxonómica de la cebada | 3 |
| Tabla 2. Composición química del grano de cebada (en % del extracto seco) | 8 |
| Tabla 3. Composición mineral del grano de cebada (mg/100 g de extracto seco) | 9 |
| Tabla 4. Fracciones proteicas del grano de cebada (% de la proteína total) | 10 |
| Tabla 5. Composición química de la paja de cebada | 13 |
| Tabla 6. Composición mineral de la paja de cebada | 14 |
| Tabla 7. Mohos toxigénicos y micotoxinas en granos de cebada y de malta | 22 |
| Tabla 8. Principales países productores de cebada en el mundo | 31 |
| Tabla 9. Regiones potenciales productoras de cebada en México | 33 |
| Tabla 10. Muestras de cebada obtenidas después de la recolección | 39 |
| Tabla 11. Contenido de humedad en espigas de cebada | 53 |
| Tabla 12. Contenido de cenizas en espigas de cebada | 54 |
| Tabla 13. Contenido de proteínas en espigas de cebada | 55 |
| Tabla 14. Contenido de lípidos en espigas de cebada | 57 |
| Tabla 15. Contenido de fibra en espigas de cebada | 58 |
| Tabla 16. Contenido de carbohidratos en espigas de cebada | 59 |
| Tabla 17. Contenido de humedad en paja de cebada | 60 |
| Tabla 18. Contenido de cenizas en paja de cebada | 61 |
| Tabla 19. Contenido de proteínas en paja de cebada | 63 |
| Tabla 20. Contenido de fibra en paja de cebada | 65 |
| Tabla 21. Contenido de lípidos en paja de cebada | 66 |
| Tabla 22. Contenido de carbohidratos en paja de cebada | 68 |
| Tabla 23. Recuentos de mohos, levaduras y totales en espigas de cebada | 80 |
| Tabla 24. Géneros de mohos aislados en espigas de cebada de E-ZRC | 82 |
| Tabla 25. Géneros de mohos aislados en espigas de cebada de E-ZMC | 83 |
| Tabla 26. Géneros de mohos aislados en espigas de cebada de E-VTRC | 83 |
| Tabla 27. Géneros de mohos aislados en espigas de cebada de 10416-VTRC | 84 |
| Tabla 28. Géneros de mohos aislados en espigas de cebada de E-VTRC | 85 |



1. Introducción

A nivel mundial, la producción de cereales representa uno de los cultivos más importantes, principalmente para los países en vías de desarrollo. Se estima que el consumo de cereales en estos países constituye un porcentaje elevado en la alimentación de la población, debido en parte a su bajo costo.

Entre los principales cereales cultivados en el mundo, la cebada ocupa el cuarto lugar después del trigo, maíz y arroz. Nuestro estudio se enfocará al cultivo de la cebada.

En lo que respecta a este cereal, los principales países productores a nivel mundial alcanzan un volumen de aproximadamente 72 millones de toneladas. En la República Mexicana, los estados con mayor producción de cebada son Hidalgo, Tlaxcala y Puebla. Los dos primeros producen el 41.7% del total de la producción nacional.

Por otro lado, en los últimos años se ha observado que, en general, la producción agrícola ha disminuido. Esto se debe a diversos factores entre los que se encuentran el abandono de los campos de cultivo, los bajos precios en el mercado de los productos agrícolas y el agotamiento del suelo.

Sobre este último factor, la disminución en la productividad del suelo se debe a los procesos de erosión, en los que se pierden las partículas más importantes para la fertilidad del suelo, debido a que éstas son las más pequeñas y las de menor peso.

Se estima que la pérdida de suelo por erosión alcanza en Europa 16 ton/ha/año, en Estados Unidos 1 ton/ha/año, en Asia y África entre 40-50 ton/ha/año y en América Latina entre 20-60 ton/ha/año. En respuesta a este problema y a fin de disminuir esta pérdida de suelos agrícolas, se ha planteado cambiar el sistema de cultivo tradicional por sistemas de cultivo con labranza mínima y rotación de cultivos. Estos sistemas presentan ventajas como: mejora de las características físicas, químicas y biológicas del suelo, potencia el manejo integrado de plagas, propicia la disminución de costos en diferentes etapas del proceso de cultivo, evita que las partículas del suelo contaminen el aire y el agua reteniéndolas en el suelo.

En este trabajo se pretende aportar información sobre la composición química de la planta de cebada (espigas, hojas y tallos) cultivada en Zapotlán, Villa de Tezontepec y Tultengo, pertenecientes al estado de Hidalgo, mediante los sistemas de cultivo: monocultivo, rotación de cultivos, labranza de conservación y convencional. Esto con el objetivo de determinar qué sistema permitirá obtener cultivos con mejores características químicas.



2. Antecedentes

2.1. *Origen de la cebada*

El cultivo de la cebada se produjo desde tiempos muy remotos. Se estima que la cebada comenzó a sembrarse hace unos 10,000 años con los inicios de la agricultura. Cuando el hombre comenzaba a ser sedentario empezó a seleccionar semillas silvestres para utilizarlas en su alimentación, entre las que figuró la cebada por ser una planta de fácil cosecha además de tener un raquis tenaz y por no perder las semillas al llegar a la madurez; a partir de este momento se origina una planta cultivable (Shewry, 1992).

La zona geográfica en la que se produjo este hecho se ha asignado a la región denominada Creciente Fértil (ahora Irak), franja situada entre los valles de los ríos Eufrates y Tigris en Mesopotamia, considerada como la cuna de las civilizaciones antiguas. Investigaciones posteriores establecieron que el fenómeno de la domesticación de la cebada se extendió por una inmensa zona con límite occidental en Marruecos y oriental en las altiplanicies ubicadas en China, Nepal e India, la producción de cebada también se extendió hasta el Atlas Medio, por lo que se puede considerar que la domesticación de la cebada no tiene un centro de origen específico único sino que a la vez, se fue produciendo en diversos lugares del mundo (Molina, 1989).

2.2. *Descripción botánica de la planta de cebada*

2.2.1. *Clasificación taxonómica de la cebada*

La cebada pertenece a la familia *Gramineae* (gramíneas), está representada principalmente por dos especies cultivadas: *Hordeum distichum* L., que se emplea para la obtención de cerveza y *Hordeum hexastichon* L., que se utiliza básicamente como forraje para la alimentación animal, ambas especies pueden agruparse bajo el nombre único de *Hordeum vulgare* L. *spp vulgare* (Nonato, 1992). En la tabla 1 se muestra una de las clasificaciones taxonómicas más utilizada para la cebada.


Tabla 1. Clasificación taxonómica de la cebada.

| REINO | VEGETAL |
|-------------|-------------------------|
| División | <i>Tracheophyta</i> |
| Subdivisión | <i>Pteropsidae</i> |
| Clase | <i>Angiospermae</i> |
| Subclase | <i>Monocotiledoneae</i> |
| Grupo | <i>Gluminiflora</i> |
| Orden | <i>Graminales</i> |
| Familia | <i>Gramineae</i> |
| Genero | <i>Hordeum</i> |
| Especie | <i>Vulgare</i> |

Fuente: Nonato, 1992

2.2.2. Descripción de la estructura de la planta

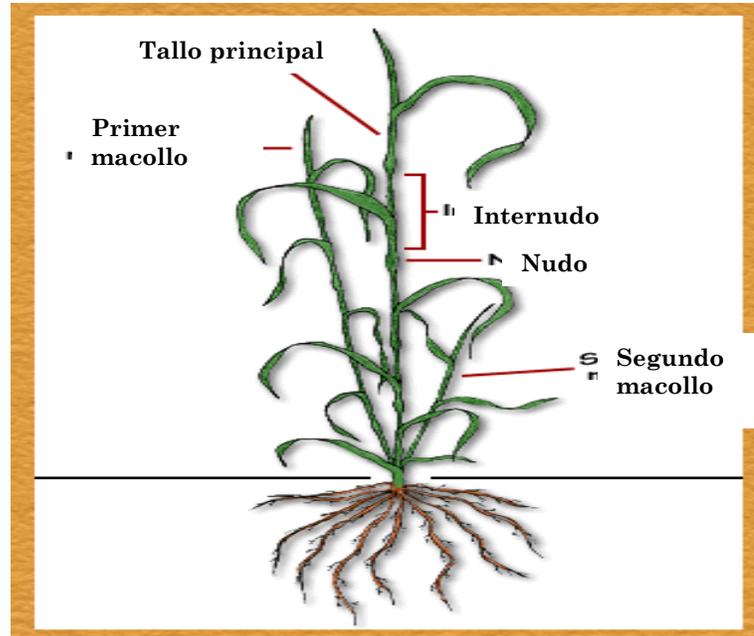
La cebada es una planta gramínea, anual, adaptada a un amplio rango de condiciones ambientales en las zonas templadas y frías, alcanza de 70 a 110 cm de altura, según la variedad y medio ambiente.

Está conformada por las siguientes partes.

Tallo. El tallo es la parte de la planta que sostiene a las hojas y a la espiga (figura 1). Tiene de cinco a seis nudos y entrenudos. Los nudos son los puntos de donde parten las hojas. Los entrenudos o internudos son más cortos en la base y se alargan hacia el ápice. El tallo conduce agua y minerales a las hojas y, de éstas, se conducen diversos compuestos a otras partes de la planta (Molina, 1989; Impulsora agrícola, 2002).



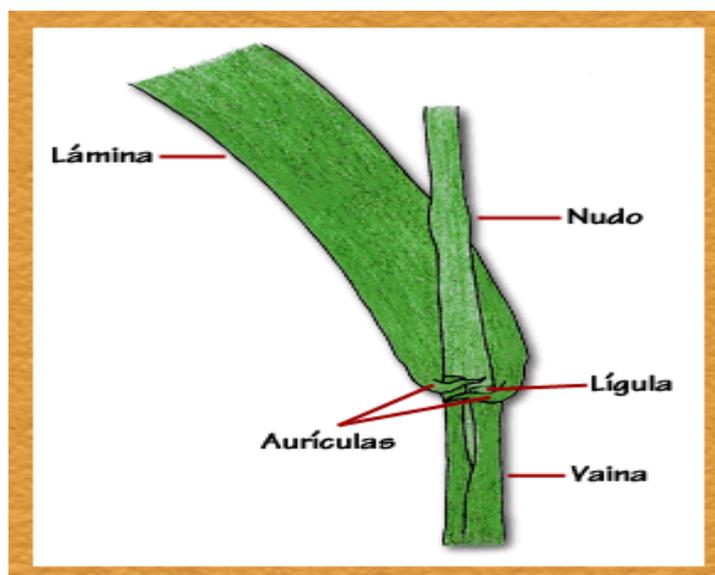
Figura 1. Tallo principal, nudos e internudos de una planta de cebada



Fuente: http://www.uc.cl/sw_educ/cultivos/cereales/cebada.htm

Hoja. Las hojas emergen de cada nudo en posición opuesta una tras otra (figura 2). La parte inferior forma una estructura tubular llamada vaina, la cual rodea y cubre por completo al tallo, ocultándolo; pero el aparente tubo está rasgado por un lado. La lámina se desarrolla en forma horizontal, tiene de 15 a 20 nervaduras, mide de 22 a 30 cm de longitud por 1 a 1.5 cm de ancho. En su extremo inferior se extiende un par de proyecciones largas y abrasadoras llamadas aurículas (Molina, 1989; Impulsora agrícola 2002).

Figura 2. Componentes de una hoja de cebada

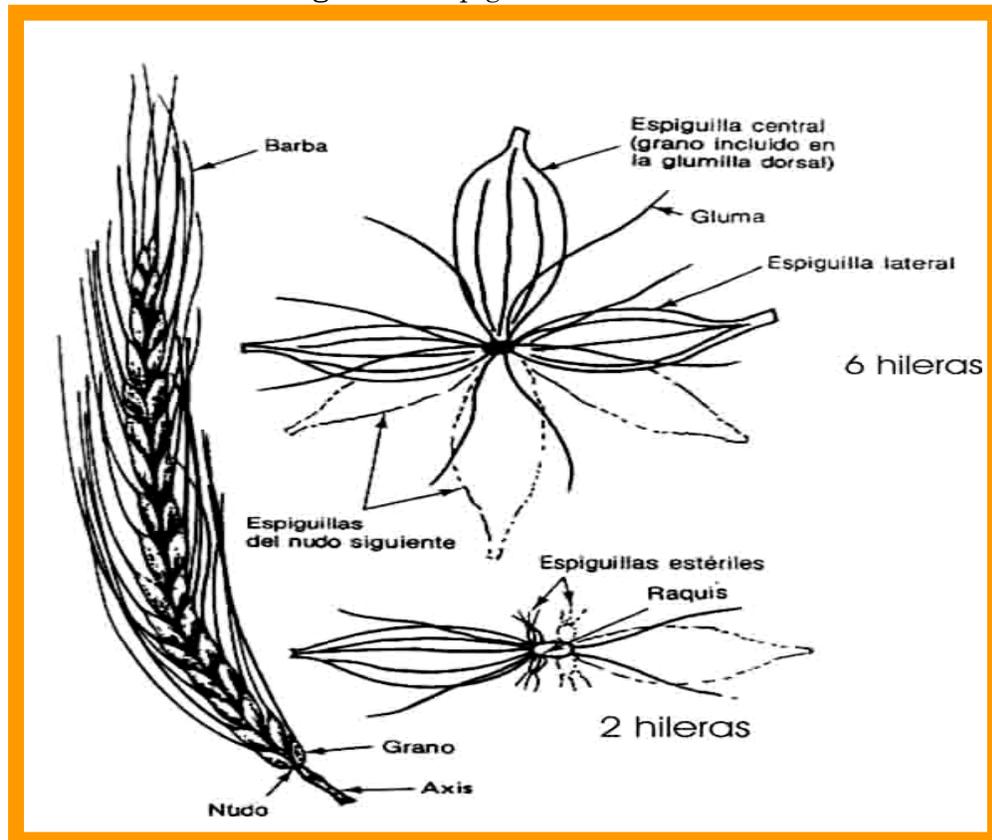


Fuente: http://www.uc.cl/sw_educ/cultivos/cereales/cebada.htm



Espiga. La espiga es cilíndrica, terminal (figura 3), mide de 7.5 a 19 cm de longitud, con barbas o sin ellas. Esta conformada por estructuras llamadas espiguillas, cada una integrada por el grano y dos glumas con barba de longitud variable; lisa o aserrada, las cuales son alternas y están adheridas en forma de zigzag al eje de la espiga llamado raquis (Molina, 1989; Impulsora agrícola 2002).

Figura 3. Espigas de cebada



Fuente: <http://www.agualtiplano.net/cultivos/cebada.htm>

Grano. El grano de cebada maltera está compuesto esencialmente de unas capas secas y duras de naturaleza lignocelulósica (figura 4), su función es la de proteger al grano en desarrollo y maduro, contra agentes externos como insectos, hongos y humedad; estas capas son denominadas glumas y glumillas, las cuales son estructuras florales en forma de hoja que encierra a las cariósides del cereal (Hough, 1990).

Las cubiertas más externas forman el pericarpio, que a su vez se subdivide en epicarpio el cual está protegido por cutículas y vellosidades y el mesocarpio formado por células tubulares.

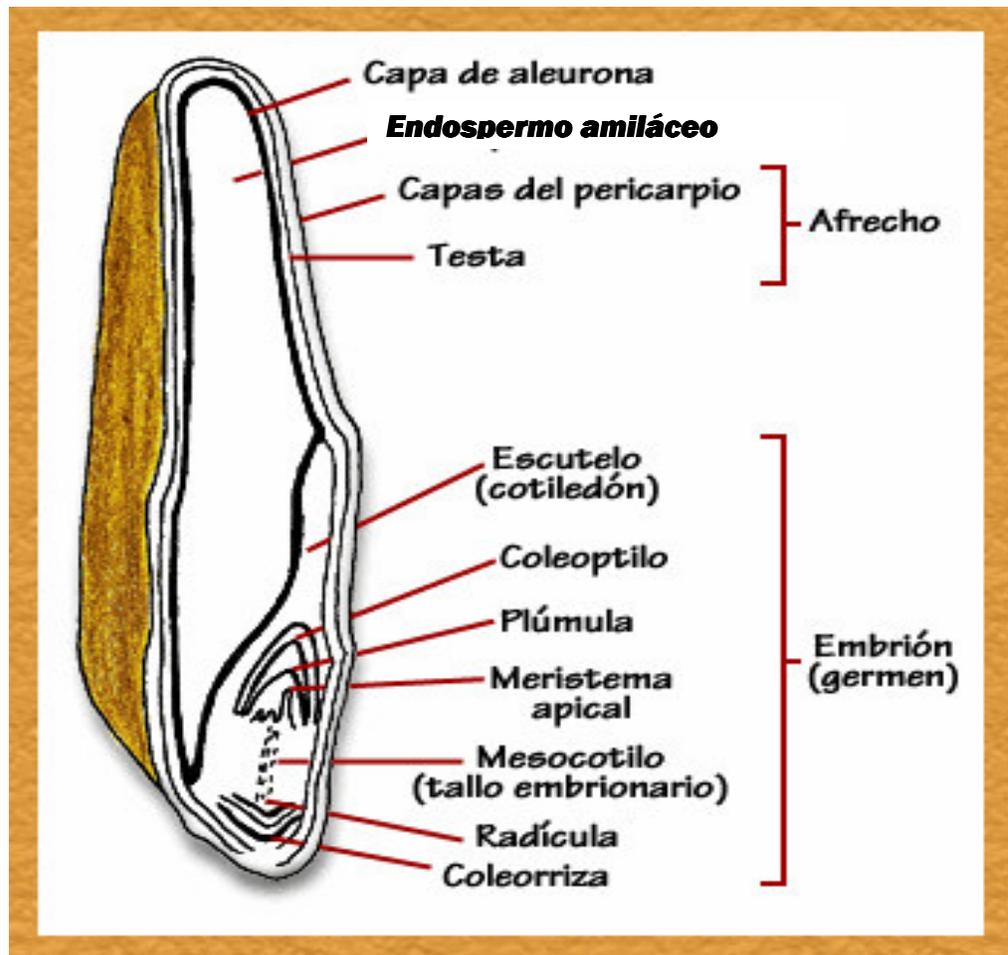
El pericarpio formado por germen y endospermo protege a la semilla contra agentes bióticos externos, impide la pérdida de humedad, conduce y distribuye el agua y otros nutrientes durante la germinación. Otra parte del grano es la testa o envoltura de la semilla, la cual está adherida a la parte



ventral de las células tubulares y consiste en una o dos capas de células (figura 4).

La capa mas externa del endospermo, de naturaleza proteica, es denominada capa de aleurona, la cual esta compuesta por dos o cuatro estratos, a diferencia de la mayoría de los cereales, los cuales poseen una sola capa de células. Esta capa tiene un papel muy importante durante la germinación ya que sintetiza enzimas indispensables para poder lograr desdoblar el almidón que se encuentra en el endospermo (figura 4).

Figura 4. Cariópside de cebada y sus estructuras



Fuente: <http://www.agualtiplano.net/cultivos/cebada.htm>

El endospermo es la parte más desarrollada del grano donde se acumulan las sustancias de reserva, las cuales servirán para el desarrollo de la planta. El endospermo rodea más o menos el germen. El germen se encuentra encerrado en una membrana protectora, contiene el embrión y el escutelo, siendo este último el cotiledón de los cereales. El axis o eje embrionario resulta de la diferenciación del embrión y está formado por la radícula y la plúmula, que formarán las raíces y la parte vegetativa de la planta respectivamente (Callejo, 2002).



El endospermo puede ser vítreo o almidonoso, en el endospermo vítreo no existen espacios de aire y los gránulos de almidón están bien recubiertos por la matriz proteica, por lo que adquieren formas angulares. Esta estructura posee apariencia vítrea o translúcida, esto es debido a que la luz no es difractada cuando pasa a través del endospermo. El endospermo almidonoso se encuentra encerrado en el vítreo, contiene las mismas estructuras del endospermo vítreo, pero las unidades de almidón son de mayor tamaño y menos angulares; la asociación entre los gránulos de almidón y la matriz proteica es más débil y en general tiene menos contenido de proteína que el vítreo (Serna, 2001).

2.2.3. Variedades de cebada cultivable

Las variedades de cebada son extraordinariamente diversas. De la especie y variedad dependen también las características del tratamiento industrial de los granos, el método de elaboración a seguir y la idoneidad para elaborar determinados productos (Tscheuschner, 1999). Es por esto que es necesario obtener variedades de alto rendimiento de grano, para ello se ha llevado a cabo el establecimiento de modelos de ideotipo morfológicos de plantas que puedan maximizar el rendimiento. Tales modelos, evidentemente, no pueden ser universales, dado que necesariamente deben ser distintos según la localización y el ambiente en el que la cebada es cultivada.

Bellido (1991) establece que, de forma general, los principales caracteres que deben poseer las modernas variedades de cebada de alto rendimiento son las siguientes:

- ✦ Talla baja y paja rígida
- ✦ Alto índice de cosecha
- ✦ Buena capacidad de ahijamiento, con elevada proporción de tallos productores de espigas
- ✦ Pocas hojas, pequeñas y erectas, y hoja bandera muy desarrollada
- ✦ Espigas con barbas y aristas muy desarrolladas, y gran desarrollo de glumas para aumentar el área fotosintética
- ✦ Precocidad en la formación de la espiga y de la floración
- ✦ Máxima duración, en fotosíntesis activa, de la hoja bandera y de la espiga
- ✦ Resistencia a enfermedades y plagas
- ✦ Buena respuesta a la aplicación de fertilizantes, especialmente nitrógeno

Las variedades de cebada maltera recomendadas para su cultivo en el Altiplano Central en el ciclo primavera-verano de temporal son: Puebla, Centinela y Esmeralda, siendo esta última la más utilizada (Impulsora agrícola, 2002).



Algunas de las características de la variedad Esmeralda (liberada en 1992) utilizada en la siembra de los diferentes módulos estudiados son las siguientes:

Posee una altura de 0.86-1.05 m, la espiga es de seis hileras de tamaño mediano a largo y se inclina un poco al madurar. Su barba es larga y aserrada. Cuando hay vientos fuertes la barba se cae. El grano es grande, de forma ovoide a alargado, ligeramente arrugado en la parte media dorsal acentuándose hacia el ápice. La cascarilla se adhiere fuertemente al grano. Las venas laterales son dentadas en el último tercio; la vena central es lisa. El pliegue ventral es longitudinal, cerrado en la base y se abre hasta 0.1 cm en el centro del grano y el pelo de ella es unas cuatro veces más largo que la gluma; la raquilla es vellosa, del tamaño de la mitad del grano. Su ciclo vegetativo es de 91-128 días, es resistente al desgrane, tolera el acame y las enfermedades más comunes en los valles altos, además posee buena calidad maltera. Es la primera variedad desarrollada en México para condiciones de temporal, con tolerancia a la roya lineal amarilla (Impulsora agrícola, 2002).

Dentro de este punto cabe mencionar que la otra variedad de cebada analizada: la línea de cebada 10416 está a prueba con la finalidad de sustituir a la variedad esmeralda.

2.3. Composición química general del grano de cebada

La cantidad y calidad de los nutrimentos del grano afecta las propiedades nutritivas, culinarias y funcionales de los cereales (Carpanta, 1998).

En la tabla 2 se muestra la composición química del grano.

Tabla 2. Composición química del grano de cebada (en % del extracto seco).

| | |
|---------------------|-------------|
| Proteínas | 10.5 - 14.5 |
| Lípidos | 1.9 - 2.6 |
| Hidratos de carbono | 72.8 - 82.8 |
| Celulosa | 4.0 - 5.0 |
| Sales minerales | 2.7 - 3.1 |
| Fibra bruta | 4.5 - 7.2 |
| Almidón | 68.0 - 78.0 |
| Azúcares | 1.8 - 2.0 |

Fuente: Tscheuschner, 1999



2.3.1. *Contenido de humedad*

El contenido de humedad en los órganos de la planta de cebada (hojas, tallos y granos de cebada), es un factor importante para predecir su comportamiento en el almacenamiento (Staniforth, 1980).

El contenido de humedad de la cebada puede variar de 10 a 14% en extracto seco (Molina, 1989; Callejo, 2002).

2.3.2. *Contenido de ceniza*

El contenido de sustancias inorgánicas en granos de cebada varía entre 2 y 3% en base seca (Shewry, 1992; Desrosier, 1999). Entre los elementos inorgánicos sobresalen el fósforo, potasio, calcio, hierro, níquel, magnesio. Los cuales se encuentran en la capa de la aleurona y el endospermo (Shewry, 1992).

2.3.3. *Contenido de sustancias minerales*

Las sustancias minerales de los cereales de grano desnudo (sin cáscara) y de grano vestido (con cáscara), están principalmente compuestas por fosfatos y sulfatos de potasio, magnesio y calcio. En ellas, parte del fósforo se encuentra en forma de ácido fítico. La concentración mineral en la cáscara de cebada es superior a la de la semilla, siendo las cenizas particularmente ricas en silicio (Shewry, 1992). En la tabla 3 se presenta la composición mineral del grano de cebada.

Tabla 3. Composición mineral del grano de cebada
(mg/100 g de extracto seco)

| | |
|-----------|-------|
| Calcio | 52.0 |
| Fósforo | 356.0 |
| Potasio | 534.0 |
| Magnesio | 145.0 |
| Azufre | 240.0 |
| Hierro | 4.6 |
| Cobre | 0.7 |
| Manganeso | 2.0 |
| Sodio | 49.0 |
| Silicio | 420.0 |
| Zinc | 3.1 |



2.3.4. Contenido de proteína

Las proteínas son compuestos nitrogenados de alto peso molecular. El papel que desempeñan es fundamental desde el punto de vista nutritivo. Las proteínas se encuentran distribuidas por todos los tejidos del grano, encontrándose en mayor concentración en el germen y en la capa de aleurona que en el endospermo y el pericarpio. Dentro del endospermo su concentración aumenta desde el centro a la periferia. En los cereales se encuentran 18 aminoácidos diferentes, cuya proporción y ordenación en las cadenas peptídicas determinan las propiedades de cada proteína. Cabe destacar el bajo contenido de lisina en el grano y en la harina de los cereales, la alta concentración de ácido glutámico y de prolina y el mayor contenido de aminoácidos azufrados, metionina y cisteína. El valor biológico de la proteína del germen y de la capa de aleurona es superior al de las proteínas del endospermo, al ser la lisina 2-2.5 veces superior en los primeros respecto al endospermo. Existe una relación inversa entre el contenido de proteína y el de lisina (Bellido, 1991).

Las proteínas de los cereales se clasifican, atendiendo a sus características de solubilidad, en cuatro grupos o fracciones: albúminas, globulinas, prolaminas y glutelinas. Las albúminas y globulinas se consideran proteínas solubles, denominándoseles proteínas citoplasmáticas, tienen funciones metabólicas y estructurales y se localizan principalmente, en el embrión y en la periferia del grano. La prolamina y la glutelina son las proteínas insolubles, llamadas proteínas de reserva, que se localizan en las células del endospermo en forma de inclusiones, llamadas corpúsculos o cuerpos proteicos. Éstas constituyen la fracción más importante cualitativa y cuantitativamente, de los cereales. En la tabla 4 se presentan las fracciones proteicas del grano de cebada.

Tabla 4. Fracciones proteicas del grano de cebada (% de la proteína total).

| | |
|------------|---------|
| Albúminas | 3 - 4 |
| Globulinas | 10 - 20 |
| Glutelinas | 35 - 45 |
| Prolaminas | 35 - 45 |

Fuente: Bellido, 1991

Los cuatro tipos de proteínas varían considerablemente en su composición de aminoácidos, en las prolaminas el contenido de lisina es bajo, en tanto que en las albúminas y globulinas es elevado (Bellido, 1991). El contenido de proteína en los granos de cebada madura se encuentra típicamente entre 9 a 15% del extracto seco del grano (Shewry, 1992; Desrosier, 1999).



2.3.5. Contenido de lípidos

Los lípidos o materia grasa, se encuentran en menor proporción en relación a otros constituyentes del grano de cebada; por otro lado este constituyente se concentra principalmente en el embrión y en la capa de aleurona. Los ácidos grasos constituyentes predominantes son el linoleico, el oleico y el palmítico, y los componentes insaturados corresponden casi al 80% del total (Desrosier, 1999). Representando del 1 al 3% del extracto seco total del grano (Shewry, 1992; Desrosier, 1999; Tsheuschner, 1999). Aunque el grano entero sólo tiene el 2% de material extractable en éter de petróleo, los embriones aislados contienen el 15%.

2.3.6. Contenido de carbohidratos

Los carbohidratos representan la mayor reserva de energía en las plantas. Éstos se dividen en simples y complejos, los primeros son inmediatamente utilizados como energía por medio de las vías metabólicas, en tanto que los carbohidratos complejos son reservados para posteriores requerimientos metabólicos. Una de las funciones de los carbohidratos es el mantenimiento de los tejidos estructurales de las plantas (MacGregor y Batí, 1996).

Los carbohidratos de origen vegetal se dividen en dos grupos:

a) Carbohidratos no estructurales

El almidón es un polímero de glucosa y el de mayor importancia por ser el principal constituyente; está constituido por dos cadenas: una lineal que es la de amilosa y una ramificada que es la amilopectina, que representan del 17-28% y del 70-80% respectivamente. Los gránulos de almidón depositados en las células del endospermo se encuentran conformados estructuralmente por amilosa y amilopectina, estos se clasifican según su tamaño en grandes, que van de 20 a 30 μm y pequeños de 1 a 6 μm (Callejo, 2002).

En el endospermo se encuentran en muy bajas concentraciones carbohidratos simples como glucosa y fructosa. La maltosa se encuentra en bajas concentraciones, algunas veces en las regiones adyacentes del endospermo, en el embrión y la capa de aleurona. Durante el desarrollo de la cebada, la galactosa y manosa se presentan en pequeñas cantidades. La rafinosa es el mayor de los oligosacáridos presentes en la cebada y comprende cerca del 25% de los carbohidratos de bajo peso molecular del grano; más del 80% de este oligosacárido se encuentra en el embrión y su metabolismo es rápido durante los estados de germinación (MacGregor y Batí, 1996).



b) Carbohidratos estructurales

Dentro de este grupo se encuentra la celulosa, la cual se localiza exclusivamente en las cubiertas, actuando como sustancia estructural y aporte de fibra dietética. La lignina es un componente importante de la cascarilla y de la paja, la cebada con cascarilla va a ser más rica en fibra y en lignina que la cebada descascarillada

La hemicelulosa se encuentra formando una rígida matriz en las paredes de las células del endospermo y está constituida por:

- ❖ Pentosanos (10-20%) las cuales son polímeros de xilosa y arabinosa, parcialmente hidrolizadas durante la germinación y el malteado.
- ❖ β -glucanos (80-90%) que consisten en largas cadenas de moléculas de glucosa unidas mediante enlaces β (1-3) y β (1-4). Se encuentran estrechamente unidos a la proteína en las paredes celulares del endospermo (Serna, 2001).

El contenido de hidratos de carbono reportado es de 70 - 80% del extracto seco total del grano (Shewry, 1992; Tscheuschner, 1999).

2.3.7. *Contenido de fibra*

La celulosa y hemicelulosa son los principales constituyentes de la pared celular del grano de cereal, los cuales forman parte de los carbohidratos estructurales, y junto con la lignina representan la mayor parte de la fibra bruta (Bellido, 1991). En granos de cebada el contenido de fibra puede variar de 4.5 a 7.2% del extracto seco total del grano (Tscheuschner, 1999).

2.4. *Composición química de la paja*

La paja es la porción superior de la planta del cereal que permanece después de retirado el grano, es sin duda, el subproducto de los cereales más conocido y utilizado.

La longitud de la paja es muy variable entre las especies y dentro de cada especie. La paja de cebada puede alcanzar una longitud de hasta 90 cm, tiende a ser blanda y débil, el color cambia según las variedades, predominando el amarillo-dorado, algunas variedades pueden mostrar un tinte rojizo o púrpura, cuando las cosechas son segadas inmaduras la paja puede tener un color verdoso, pierde su lustre cuando se ha mojado en el campo y suele tener un color grisáceo cuando el cultivo ha sido atacado por una enfermedad fúngica (Staniforth, 1980).



Aún cuando la composición química de la paja no es conocida con exactitud debido a su complejidad, en la tabla 5 se presentan los datos citados por Staniforth (1980) de la composición química de la paja de cebada.

Tabla 5. Composición química de la paja de cebada

| (% de extracto seco) | Primavera | Invierno |
|-----------------------------|-----------|----------|
| Proteína bruta | 3,8 | 3,7 |
| Extracto etéreo | 2,1 | 1,6 |
| Fibra bruta | 39,4 | 48,8 |
| Extracto libre de nitrógeno | 49,3 | 39,2 |
| Ceniza total | 5,3 | 6,6 |
| Energía bruta | 18 | 17,8 |
| Energía metabolizable | 7,3 | 5,8 |

Fuente: Staniforth, 1980

2.4.1. Contenido de humedad

Según las condiciones agrícolas europeas, el contenido en humedad de la paja segada con el grado de maduración apropiada para la cosechadora varía comúnmente desde tan solo 8 % en una temporada seca hasta el 20% en época húmeda (Staniforth, 1980).

2.4.2. Contenido de cenizas

El contenido de cenizas reportado para la paja es de 6.4% de extracto seco, incluyendo sílices que tienen diversos efectos perjudiciales: embota el filo de las máquinas cortadoras, reduce la digestibilidad, dificulta los procesos de preparación de pasta para la fabricación de papel y dificulta la combustión (Staniforth, 1980).

2.4.3. Contenido de minerales

Los elementos minerales existen en pequeñas concentraciones en plantas de cereales y son esenciales para la salud y el crecimiento de las mismas, además de ser una importante fuente de nutrimentos para los animales y el hombre. Entre los componentes mayoritarios se encuentran el fósforo, potasio, calcio, hierro y níquel; en menor cantidad el magnesio, cloro y sodio. Sin embargo, estos elementos se encuentran en cantidades variables en la paja y



en el grano de cebada con funciones nutricionales, tecnológicas y/o toxicológicas (Shewry, 1992). El contenido de minerales de la paja de cebada se presenta en la tabla.

Tabla 6. Composición mineral de la paja de cebada

| Elemento | % Extracto seco | Elemento | ppm |
|-----------|-----------------|----------|-----|
| Nitrógeno | 7,4 | Azufre | 1,4 |
| Fósforo | 1 | Cobre | N.D |
| Potasio | 20 | Magnesio | N.D |
| Magnesio | 0,4 | Zinc | N.D |
| Calcio | N.D | Hierro | N.D |

ND= No detectado

Fuente: Bellido, 1991

2.4.4. Contenido de proteínas

En la paja de cebada se encuentran pequeñas cantidades de proteínas. Estudios realizados en 1967 sobre paja de cebada procedentes del sureste de Inglaterra, reportaron un contenido medio de proteína bruta del 2.9 al 6.5 % (Staniforth, 1980).

2.4.5. Contenido de fibra

La paja de cebada presenta una composición marcadamente celulósica, de la cual el 2.5-3.5% son materias nitrogenadas totales. La mayoría de la materia seca esta constituida por celulosa, hemicelulosa y lignina, que tiene poco valor alimenticio (Bellido, 1991).

Las hemicelulosas actúan como un material cimentador que mantiene unidas las micelas y fibrillas de la celulosa, ésta última proporciona la forma fibrosa estable y la función principal de las ligninas es proporcionar resistencia y rigidez y, posiblemente, alguna defensa contra enfermedades a la materia vegetal.

El contenido de fibra reportado en la paja de cebada es del 39.4 al 48.8 % del extracto seco (Staniforth, 1980).



2.4.6. Otros componentes presentes en la paja de cebada

La paja contiene diversos compuestos orgánicos entre los que se encuentran azúcares, sales y bajas cantidades de ceras cuyo contenido varía entre 0.2 y 0.45 % del extracto seco de las hojas, y se encarga de proteger la epidermis de la misma.

Las ceras son valiosas para muchos fines aunque éstas representen una porción muy pequeña de la paja (Staniforth, 1980).

El valor energético de la paja es muy bajo, varía de 0,15 a 0,2 UF/kg, según las especies y calidad de la recolección (Bellido, 1991).

Desde el punto de vista de la nutrición animal resulta interesante conocer el contenido de los componentes de la paja, esto ha originado que se lleven a cabo estudios sobre su composición y valor nutricional de la misma en los ciclos primavera e invierno (Staniforth, 1980).

2.5. Características de los elementos químicos de la planta de cebada

Entre los elementos que abundan en la planta de cebada sobresalen el fósforo, potasio, magnesio calcio y hierro (Staniforth, 1980), sin embargo las distintas partes de ésta pueden contener cantidades variables de muchos otros elementos con funciones nutricionales, tecnológicas y/o toxicológicas, debido a esto es conveniente llevar a cabo una revisión para saber la función que realizan en la planta de cebada.

2.5.1. Elementos nutritivos en la planta de cebada

Los cultivos vegetales varían considerablemente en su contenido en nutrientes primarios y secundarios, y en micronutrientes. Además, los cultivos pueden absorber nutrientes de diferentes zonas del suelo, realizando de este modo la selección de secuencias del cultivo que son de importancia en la nutrición vegetal (Tisdale y Nelson, 1991).

2.5.1.1. Clasificación

Los elementos requeridos por las plantas se clasifican de la siguiente manera:

- a) Macronutrientes primarios y secundarios. Estos nutrimentos son necesarios en grandes cantidades para el crecimiento de las plantas. Los macronutrientes primarios son el nitrógeno (N), el fósforo (P) y el



potasio (K), estos tienen que ser adicionados por el hombre. Los secundarios, que son el magnesio (Mg), azufre (S) y calcio (Ca), se requieren en grandes cantidades por las plantas pero se encuentran generalmente en el suelo en cantidades considerables, por lo tanto, no es necesario incrementar su contenido (FAO e IFA, 2002).

- b) **Micronutrientes o microelementos.** Estos son requeridos en pequeñas concentraciones y en su manejo es preciso tener prudencia, pues los umbrales de carencia y de toxicidad están bastante próximos (Fuentes, 1989). Dentro de esta categoría se encuentran el hierro (Fe), manganeso (Mn), zinc (Zn), cobre (Cu), molibdeno (Mo), cloro (Cl) y boro (B); forman parte de los compuestos esenciales en el crecimiento de las plantas. Estos son absorbidos en muy pequeñas cantidades del suelo (FAO e IFA, 2002). García y Dorronsoro (1997), incluyen al cromo (Cr) y al cobalto (Co) como micronutrientes.

2.5.1.2. Funciones biológicas de los macronutrientes

Nitrógeno. Es el principal elemento mineral, tiene vital importancia en la nutrición de la planta, además de ser el elemento de mayor influencia en el rendimiento de los cereales. Un adecuado suministro de nitrógeno está asociado con vigorosos crecimientos vegetativos y un intenso color verde. Cantidades excesivas de nitrógeno pueden prolongar el periodo de crecimiento y retrasar el de madurez. El papel principal que desempeña el nitrógeno es la formación de proteínas, además de ser parte integral en la molécula de clorofila (Tisdale y Nelson, 1991). Los cereales absorben aproximadamente 3 kg de nitrógeno para producir 100 kg de grano (Bellido, 1991).

Fósforo. Este se ha asociado con la pronta madurez de los cultivos, particularmente los cereales, y su carencia es acompañada por una marcada reducción del crecimiento de la planta. Se le considera esencial en la formación de la espiga y el grano, además de encontrarse en grandes cantidades en este último. Un buen suministro de fósforo ha sido siempre asociado con un favorable desarrollo radicular, una mayor solidez de la paja de los cereales, aumentando la resistencia a las enfermedades de la planta, además de mejorar la calidad del grano y del forraje (Bellido, 1991; Tisdale y Nelson, 1991).

Potasio. Es un elemento requerido para el crecimiento de las plantas. Mejora el régimen hídrico de las mismas, ayudando a mantener adecuadas cantidades de agua debido a que contribuye al mantenimiento de la turgencia de las plantas para el correcto funcionamiento de los procesos fotosintéticos y metabólicos (Tisdale y Nelson, 1991). Además, tiene especial importancia en



las funciones que aseguran el crecimiento de la planta, ya que forma parte de un gran número de enzimas. Interviene en la fotosíntesis favoreciendo la síntesis de carbohidratos, así como el movimiento de estos compuestos y su acumulación en los órganos de reserva. Ayuda a la formación de proteínas, lo que justifica un adecuado suministro de este elemento para obtener un buen rendimiento del abono nitrogenado (Fuentes, 1989). La disposición de una alimentación rica en potasio, disminuye el porcentaje de granos pequeños, favorece la resistencia a las heladas, la salinidad, los parásitos, el encamado y las enfermedades y contribuye al aumento del peso específico del grano (Bellido, 1991). También se ha observado que el potasio contribuye a que el grano de la cebada maltera no se pele durante la trilla, en comparación con el grano procedente de un cultivo con deficiencia de potasio (Impulsora agrícola, 2002). El exceso de potasio origina deficiencias de magnesio, calcio, hierro y zinc (Fuentes, 1989; Tisdale y Nelson, 1991).

Magnesio. Es considerado como un elemento esencial para el hombre, los animales y las plantas. Es el constituyente mineral de la molécula de clorofila y se halla localizado en el centro de la misma, este elemento se encuentra en apreciables cantidades en los granos. El magnesio se requiere para la activación de muchas enzimas relacionadas con el metabolismo de los hidratos de carbono y es muy importante en el llamado ciclo del ácido cítrico, de importancia en la respiración celular (Tisdale y Nelson, 1991). Además, ejerce un efecto favorable en la formación de proteínas y vitaminas y participa en las reacciones enzimáticas relacionadas con la transferencia de energía de la planta (FAO e IFA, 2002). La escasez de magnesio reeditúa en una reducción de la fotosíntesis, que da lugar a la clorosis entre los nervios de las hojas en donde sólo los nervios permanecen verdes, en estado avanzado el tejido se vuelve uniformemente amarillo pálido luego marrón y necrótico (Fuentes, 1989; Tisdale y Nelson, 1991).

Calcio. Es un elemento requerido por todas las plantas y juega un papel importante en la vida de éstas desde la germinación hasta la madurez. Interviene en el crecimiento de las raíces y en la absorción de los demás elementos nutritivos, participa en la actividad de muchas enzimas, actúa en el transporte de los carbohidratos y proteínas, neutraliza los ácidos que se forman en el metabolismo vegetal y proporciona una mayor consistencia a los tejidos. La deficiencia de calcio se manifiesta en el desarrollo de las raíces, decoloramiento de las hojas (clorosis), sobre todo en las hojas jóvenes. Por lo general, el calcio abunda en el suelo y no debe preocupar al agricultor en lo que se refiere a su papel como alimento de las plantas (Fuentes, 1989).

2.5.1.3. Funciones biológicas de los micronutrientes

Hierro. El hierro es uno de los elementos metálicos más comunes en la corteza terrestre, ocupa el cuarto lugar en abundancia (aproximadamente un 5% en peso). El hierro es bastante abundante en los suelos, aunque su



cantidad varía mucho en función del pH, de la textura del suelo y del régimen hídrico al que esté sometido (Tisdale y Nelson, 1991; Porta *et al.* 1994). En la mayor parte de sus funciones, este mineral interviene para catalizar las reacciones de oxidorreducción gracias al cambio de valencia que le permite de forma reversible pasar del estado bivalente al estado trivalente por la pérdida de un electrón. El hierro interviene de manera esencial en la respiración, la síntesis de clorofila, la fotosíntesis, el metabolismo de las proteínas, la fijación de nitrógeno y la reducción de nitratos, una carencia del mismo perjudica al mecanismo de producción de clorofila (Domínguez, 1988).

Boro. Se halla en la mayor parte de los suelos en cantidades extremadamente pequeñas, es esencial para el desarrollo de las plantas debido a la influencia que ejerce en diferentes procesos fisiológicos, especialmente en la formación de la pared celular. En lo que respecta a los cereales, son poco exigentes en las cantidades requeridas de éste elemento (Fuentes, 1989), tiene muy poca movilidad dentro de la planta; se acumula en los tejidos viejos y su traslado hacia los tejidos jóvenes se hace con dificultad. Como consecuencia de ello, los síntomas de carencia se manifiestan en primer lugar en los brotes y hojas jóvenes, que se atrofian y deforman. Los abonos comunes apenas aportan algo de boro. El estiércol, la lluvia y el agua de riego aportan alguna cantidad. Para prevenir las carencias de ese elemento se aportan al suelo productos boratados específicos (Fuentes, 1989; Tisdale y Nelson, 1991).

Zinc. La presencia de zinc es imprescindible para la formación de la clorofila. Es cofactor de enzimas como la anhidrasa carbónica, cisteína desulfhidrasa, entre otras, e interviene en la síntesis de ácidos nucleicos, proteínas, y hormonas del crecimiento. La deficiencia de zinc provoca anomalías en el desarrollo de las plantas entre las que se encuentran el alargamiento de hojas y acortamiento de entrenudos, al tiempo que las hojas tienden a formar rosetas (Fuentes, 1989). La carencia de éste elemento no es muy común ya que en los últimos años, su producción industrial así como la de sus compuestos han aumentado considerablemente, y con ello, las emisiones al suelo (Estévez *et al.* 1998); Estas últimas debidas a la minería, fundición de plomo y aplicación de lodos residuales a los suelos durante largos periodos de tiempo (Navarro, 1998).

Cobre. Como componente de los minerales de la corteza terrestre, el cobre se encuentra fundamentalmente en forma de sulfuros de naturaleza simple, o junto a otros metales, formando sulfuros complejos. Aparece también como parte de determinados carbonatos y silicatos hidratados (Montañez, 1979; Tisdale y Nelson, 1991).

La misión del cobre en la fisiología de la planta es importante, puesto que forma parte de algunas enzimas, interviene en la fotosíntesis de algunas ligninas, en la fijación de nitrógeno y en la degradación de proteínas (Domínguez, 1988).



Las extracciones de cobre por parte de la planta son muy pequeñas por lo que no suelen presentarse carencias. Este elemento debe mantenerse en el suelo en equilibrio con el hierro el exceso de cobre provoca una mayor oxidación de hierro, que pasa a formas insolubles, su escasez provoca una excesiva asimilación de hierro por parte de las plantas. El cobre es muy tóxico cuando se encuentra en exceso, para inactivarlo es preciso realizar un encalado (Fuentes, 1988).

Cobalto. Este microelemento se encuentra mayoritariamente en formas no asimilables por las plantas. La esencialidad del cobalto es debida, en parte, a la formación de la vitamina B12 (cianocobalamina), este elemento es necesario para la fijación del nitrógeno por las plantas, además de aumentar el crecimiento, la transpiración y la fotosíntesis, aumenta el rendimiento (Tisdale y Nelson, 1991). El cobalto tiene cierta intervención en diversos puntos del metabolismo de carbohidratos y proteínas, por su participación en numerosos procesos enzimáticos (Domínguez, 1988).

Cromo. Este elemento presenta dos estados de oxidación, la forma hexavalente, que se considera la más tóxica (incluso carcinogénica en humanos) y la forma trivalente, la cual es esencial para la nutrición vegetal y humana debido a la participación activa en el metabolismo de carbohidratos y lípidos (Díaz-Barriga, 1997). Este elemento se encuentra presente en la atmósfera, biósfera, hidrósfera y corteza terrestre. Como fuente natural se encuentra en rocas (cromita), y por fuentes antropogénicas como los procesos de curtido, residuos industriales (como los textiles), pigmentos, fungicidas, entre otras (Porta *et al.* 1994). En algunas personas que han ingerido pequeñas dosis de la forma hexavalente por largo tiempo se ha visto la aparición de erosiones amarillas en los dientes, hepatitis, nefritis, irritaciones intensas en la piel, irritaciones gastrointestinales, etc. (Corey y Galvão. 1987b).

2.5.2. Metales pesados

2.5.2.1. Clasificación

Se considera metal pesado a aquel elemento que tiene una densidad igual o superior a 5 g/cm^3 cuando está en forma elemental, o cuyo número atómico es superior a 20 (excluyendo a los metales alcalinos y alcalinotérreos). Su presencia en la corteza terrestre es inferior al 0.1% y casi siempre menor del 0.01%. Algunos metales ligeros o no metales, suelen agruparse junto a los metales pesados por presentar orígenes y comportamientos asociados; este es el caso del boro (García y Dorransoro, 1997). Los metales pesados suelen clasificarse en dos categorías:



- a) **Oligoelementos o micronutrientes.** Metales pesados requeridos en pequeñas cantidades, o cantidades traza por plantas y animales y son necesarios para que los organismos completen su ciclo biológico. Pasado cierto umbral se vuelven tóxicos. Dentro de este grupo están: boro, cobalto, cromo, hierro, cobre y zinc cuyas características ya han sido mencionadas anteriormente.

- b) **Metales pesados sin función biológica conocida.** La presencia de estos metales en determinadas cantidades en seres vivos provoca alteraciones en el funcionamiento de sus organismos. Resultan altamente tóxicos y presentan la propiedad de bioacumulación. En esta categoría se encuentran: cadmio, plomo y níquel, entre otros (García y Dorronsoro 1997).

2.5.2.2. *Características y toxicología de metales pesados*

Cadmio. La presencia del cadmio en el suelo se debe tanto a fenómenos naturales (como alteración de rocas y emanaciones volcánicas), así como a diversas actividades humanas, entre ellas, la minería extractiva y metalurgia, cerámica y fotografía (Navarro, 1998). Es un elemento acumulativo en animales, provoca distintos trastornos según la concentración absorbida. En humanos, las manifestaciones presentadas por la acumulación de éste metal son: enfisema pulmonar, alteraciones hepáticas, daños renales y anemia, se ha visto también que produce osteomalacia, efectos carcinogénicos y mutagénicos (Corey y Galvão, 1987a).

Níquel. Es uno de los contaminantes presentes en las descargas de la industria minera, de la fundición y refinación de elementos metálicos, y de diferentes tipos de industrias que utilizan este metal como materia prima. Su presencia, tanto en las aguas negras utilizadas para riego, como en lodos residuales utilizados como mejoradores del suelo o fertilizantes, es una de las causas de contaminación en suelos y plantas.

En 1998, el níquel se incluyó en la lista de los elementos esenciales para las plantas. Sin embargo, este elemento es fitotóxico cuando está presente en los cultivos en altas concentraciones (>10 ppm). Se absorbe como catión Ni^{2+} y es transportado rápidamente a los sitios metabólicamente activos ocasionando múltiples efectos tóxicos en el crecimiento e interfiriendo en la absorción de otros nutrimentos a los diferentes órganos de las plantas provocando serias deficiencias (Díaz *et al.* 2001). Los efectos más comunes en seres humanos por acumulación de níquel son: trastornos de la piel, bronquitis crónica y cáncer del pulmón (ATSDR, 2003).



Plomo. Es un elemento especialmente importante debido a su amplia utilización en gran variedad de procesos industriales, por lo que su concentración en el ambiente se ha ido incrementando conforme han aumentado sus usos (Navarro, 1998). El plomo es un inhibidor de numerosas enzimas, siendo un agente tóxico que se acumula progresivamente en el ser humano. Algunos de los efectos tóxicos provocados por este elemento son: fatiga, dolores articulares, tos, impotencia sexual, palidez, temblor; algunos de éstos como consecuencia de la alteración que el plomo produce en la síntesis del grupo hemo-sanguíneo (Corey y Galvão, 1987c).

2.6. Contaminantes fúngicos en la cebada

Durante su formación en la planta, su recolección y su almacenamiento, los granos de cebada se encuentran expuestos a la contaminación con una gran variedad de microorganismos, entre ellos, los hongos filamentosos. El grado de contaminación con hongos depende fundamentalmente de las condiciones climáticas a nivel de campo y de las condiciones de almacenamiento y procesamiento post-cosecha. Periodos de cosecha tardíos y lluviosos así como el almacenamiento húmedo predisponen a los granos al ataque por hongos filamentosos. Algunas especies fúngicas que contaminan los granos de cebada, producen efectos negativos sobre sus propiedades, en sus características biológicas (respiración y fermentación) y en las características físico-químicas de los productos derivados (sopas, aderezos, productos de molienda para el pan, malta, etc.) (Ghelfa, 1996). Además, algunas de estas especies fúngicas producen micotoxinas, metabolitos que son tóxicos para el hombre y los animales.

De acuerdo a sus requisitos ecológicos, los hongos que colonizan los granos de cereales pueden ser divididos en tres grupos: de campo, intermediarios y de almacenamiento. La distinción no es taxonómica, se basa fundamentalmente en términos del momento en que invaden el grano y de las condiciones que requieren para crecer.

2.6.1. Hongos productores de micotoxinas

Las micotoxinas son ingeridas con alimentos y forrajes contaminados directa o indirectamente. La contaminación directa con un moho y la consecuente producción de toxinas puede ocurrir durante la producción, el transporte, el almacenamiento o el procesamiento del alimento o forraje mientras que la contaminación indirecta se debe a la presencia de un ingrediente previamente contaminado con un moho toxigénico que ya ha desaparecido y cuya micotoxina persiste (Carrillo, 2003).



Los principales géneros fúngicos que producen micotoxinas de interés en los cereales (tabla 7) son: *Alternaria*, *Aspergillus*, *Fusarium* y *Penicillium* entre otras (Pan de la Guerra, 2000).

La presencia de una micotoxina, y el peligro asociado, solamente puede ser determinada después de la extracción e identificación de la misma porque: a) la presencia del hongo no asegura que exista una micotoxina, b) la micotoxina continúa en el alimento aunque el moho haya desaparecido, c) un hongo dado puede producir más de una micotoxina, d) una determinada toxina puede ser formada por más de una especie de mohos (Carrillo, 2003).

Tabla 7. Mohos toxigénicos y micotoxinas en granos de cebada y de malta

| Especies fúngicas micotoxigénicas | Principales micotoxinas que producen |
|-----------------------------------|--|
| <i>Alternaria alternata</i> | alternarioles, altertoxinas, ácido tenuazonico |
| <i>Arthrrium phaeospermum</i> | ácido 3- nitropopiónico |
| <i>Arthrrium sacchari</i> | ácido 3- nitropopiónico |
| <i>Aspergillus flavus</i> | aflatoxinas B1 y B2 |
| <i>Aspergillus ochraceus</i> | ocratoxina A |
| <i>Eurotium chevalieri</i> | fisionina, equinulina |
| <i>Eurotium rubrum</i> | fisionina, equinulina |
| <i>Fusarium avenaceum</i> | fusarina C, moniliformina |
| <i>Fusarium equiseti</i> | tricotecenos tipo A, zearalenona |
| <i>Fusarium equiseti</i> | tricotecenos tipo A, zearalenona |
| <i>Fusarium graminearum</i> | tricotecenos tipo B, zearalenona |
| <i>Fusarium oxysporum</i> | ácido fusárico, moniliformina |
| <i>Fusarium poae</i> | tricótesenos tipo A |
| <i>Fusarium semitectum</i> | tricotecenos tipo A, zearalenona |
| <i>Penicilium aurantiogriseum</i> | glicopéptidos nefrotóxicos |
| <i>Penicilium brevicompactum</i> | ácido micofenólico, botriodiploidina |
| <i>Penicilium chysogenum</i> | roquefortina C |
| <i>Penicilium citrinum</i> | citrinina |
| <i>Penicilium commune</i> | ácido ciclopiazónico |
| <i>Penicilium oxalicum</i> | ácido D-secalónico, roquefortina |
| <i>Penicilium variabile</i> | rugolisina |
| <i>Phoma sorghina</i> . | ácido tenuazónico |
| <i>Phomopsis</i> sp. | tricótesenos macrocíclicos, fomopsinas |

Fuente: Ghelfa, 1996



2.6.2. Micotoxinas

Las micotoxinas en la mesa del consumidor constituyen un problema que comienza en el campo y continúa durante el acopio, almacenamiento y la comercialización y cuya única solución es previniendo el crecimiento fúngico.

2.6.2.1. Definición

El término micotoxina es originario de la palabra griega “mykes” (hongo) y de la palabra del latín “toxicum” (toxina). La expresión greco-latina “mykes toxicum” significa toxina fúngica o micotoxina. Las micotoxinas son metabolitos secundarios de bajo peso molecular producidos por ciertos hongos filamentosos durante la fase estacionaria del crecimiento (Pan de la Guerra, 2000). Son diversas en su estructura, biosíntesis y toxicidad y los hongos productores de ellas tienen diversa ecología, variando desde patógenos obligados de plantas y endófitos a saprófitos activos en el campo y almacenamiento (Ghelfa, 1996).

2.6.2.2. Toxicidad

Las micotoxinas causan una respuesta tóxica, llamada micotoxicosis cuando son ingeridas por vertebrados superiores y otros animales (Carrillo, 2003).

La ingestión de micotoxinas por humanos, la cual ocurre a través de productos a base de plantas y de residuos y metabolitos presentes en productos derivados de animales; puede llevar al deterioro del hígado y de las funciones renales. Algunas micotoxinas son neurotóxicas, mientras que otras actúan interfiriendo con la síntesis de proteínas, y producen efectos que van desde sensibilidad en la piel o necrosis hasta inmunodeficiencia extrema (Pan de la Guerra, 2000).

2.6.2.3. Condiciones para la formación de micotoxinas

La presencia de micotoxinas en los granos está estrechamente relacionada al crecimiento fúngico. Si no hay desarrollo de hongos no habrá formación de micotoxinas. Aunque esporas o fragmentos de micelio de hongos micotoxigénicos estén presentes en el grano, varios factores determinan su desarrollo y la producción de micotoxinas entre los que se encuentran: actividad hídrica, temperatura, sustrato, pH, oxígeno y presencia de cepas toxigénicas (Ghelfa, 1996; Pan de la Guerra 2000).



Las condiciones que permiten la formación de micotoxinas son más restringidas que aquellas para el crecimiento. El contenido de humedad del sustrato (expresado como actividad acuosa a_w) y la temperatura son dos factores que tienen un efecto crucial sobre el crecimiento del hongo y la producción de micotoxinas. Esta última es favorecida por condiciones de alta a_w .

Los granos cultivados en climas húmedos y calurosos de regiones tropicales y subtropicales son más propensos a la contaminación con micotoxinas que aquellos de regiones templadas. Algunos hongos toxigénicos pueden crecer y producir micotoxinas aún a bajas temperaturas, tal es el caso de *Fusarium*.

Algunos sustratos son pobres para la producción de algunas toxinas mientras que son excelentes para el crecimiento de hongos, otros sustratos soportan pequeñas o ninguna producción mientras que al mismo tiempo soportan un gran crecimiento del hongo. La formación de aflatoxinas por ejemplo, es estimulada por la presencia de ciertos aminoácidos, ácidos grasos y zinc. El pH del sustrato parece no tener una marcada influencia en el crecimiento de los hongos toxigénicos pero sí en la formación de micotoxinas.

La presencia de CO_2 y O_2 altera el crecimiento y la producción de micotoxinas, por ejemplo un nivel del 20% de CO_2 disminuye el crecimiento y la producción de aflatoxinas, pero a niveles de O_2 menores del 1% el crecimiento y la producción de aflatoxinas se inhibe completamente (Pan de la Guerra 2000).

2.6.2.4. Incidencia

La Organización para la Alimentación y la Agricultura de Estados Unidos (FAO, por sus siglas en inglés), ha estimado que el 25% de los granos de cereales en el mundo están, anualmente, contaminados con micotoxinas, provocando serios problemas derivados del deterioro del grano como afecciones al ganado, pérdidas económicas a los productores de aves, productores de alimentos, y daños al consumidor (Ramos *et al.*, 1997).

2.6.2.5. Prevención

El manejo correcto de los cultivos y cosechas, y el control de los alimentos y forrajes para los animales de la granja constituyen los únicos medios de prevención. Una vez formadas las micotoxinas no se pueden eliminar durante el procesamiento culinario o industrial, aunque en unos pocos casos se reduce su contenido. La fermentación alcohólica no destruye micotoxinas como las fumonisinas ni la panificación a la micotoxina de desoxinivalenol, pero algunos *Lactobacillus* inhiben la producción de toxinas (Carrillo, 2003).



2.7. Aspectos del cultivo de la cebada

2.7.1. Requerimientos del cultivo de la cebada

La cebada se adapta casi a cualquier condición ambiental como ningún otro cultivo, puede crecer en lugares donde prácticamente ninguna otra especie podría desarrollarse (Poehlman, 1985). No obstante, cuando la semilla de cebada dispone de condiciones favorables, como suficiente humedad en el suelo, cierta temperatura óptima, tipo de suelo adecuado y altitud, está se desarrolla vigorosamente (Impulsora Agrícola, 2002).

2.7.1.1. Suelo

La cebada crece bien en suelos francos o ligeramente arcillosos, bien drenados. En los suelos arenosos, al no almacenar suficiente humedad, que puede ser rápidamente agotada, se interrumpe el crecimiento uniforme de la planta. Los suelos pesados arcillosos, húmedos y encharcadizos, son desfavorables para la cebada, aunque en ellos pueden ser obtenidos altos rendimientos si se realiza un buen laboreo y se conserva la humedad del suelo. Los suelos con excesivo nitrógeno inducen el encamado de la cebada e incrementan el contenido de nitrógeno del grano hasta niveles inapropiados cuando se destina a la fabricación de malta para cerveza. La cebada es más tolerante que otros cereales a los suelos básicos y menos tolerante a los suelos ácidos. Un pH del suelo comprendido entre 6 a 8.5 es, generalmente, adecuado para el crecimiento de la planta (Bellido, 1991). La cebada es el cereal de mayor tolerancia a la salinidad, estimándose que puede soportar niveles de hasta 8 dS/m, en el extracto de saturación del suelo, sin que sea afectado el rendimiento (SARH, 1983).

2.7.1.2. Temperatura

La temperatura media para el desarrollo óptimo de la cebada es 20°C, pero también soporta temperaturas máximas de 28°C, hasta 35°C y una mínima de 3°C a 4°C en época invernal, debido a esta última, se le atribuye la cualidad de tolerancia a presencia de heladas (Molina, 1989; Nonato, 1992), la temperatura óptima de crecimiento durante el periodo vegetativo es de 15°C y de 17 a 18°C en el espigado (Bellido, 1991).



2.7.1.3. Humedad

Con respecto a la humedad, se reporta que la cebada prospera bien en regiones secas bajo condiciones de riego o temporal; en regiones húmedas y lluviosas favorecen las enfermedades fitopatógenas (Nonato, 1992).

La cebada necesita entre 400 y 1300 mm de agua por año (Parrsons, 1999), estas serían las condiciones óptimas pero estudios realizados por el Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas (INIA, 1982) reporta que se puede producir cebada en condiciones relativas de escasez de agua y con lluvias tardías.

2.7.1.4. Altitud

El rango mencionado de adaptación de cultivo de cebada es de 0 a 4500 msnm. La cebada puede cultivarse a elevadas latitudes y altitudes. En las montañas rocosas tiene un límite de 2500 msnm y en los andes de 3500 msnm (Nonato, 1992)

2.7.1.5. Clima

La cebada es un cultivo de clima templado y crece mejor en los climas frescos y moderadamente secos. Tolera bien las altas temperaturas en clima seco o la elevada humedad en clima fresco, pero se adapta mal a los climas húmedos y cálidos, debido a la incidencia de enfermedades (Bellido, 1991).

2.7.1.6. Época de siembra

El cultivo de la cebada maltera de temporal se realiza en función de la lluvia, el escoger la fecha de siembra es la primera decisión que toma el productor y ésta va a depender del clima concreto de cada zona, y en especial del periodo de heladas, en el que el estado de la planta debe presentar la máxima resistencia (Bellido, 1991). Las lluvias utilizadas para sembrar cebada maltera en México son las que ocurren a partir del 15 de mayo. Para el estado de Hidalgo el periodo de siembra de cebada maltera inicia el 20 de abril, así mismo, es preferible sembrar temprano si las lluvias lo permiten, con el fin de que el grano madure en el periodo libre de heladas (Impulsora agrícola, 2002).

2.8. Sistemas de labranza

Llevar a cabo un manejo adecuado de los suelos es de suma importancia para el éxito de programas de conservación de estos; porque de esta manera se



puede mantener la fertilidad y la estructura del suelo y como consecuencia, la obtención de buenos resultados de producción.

De no ser así, se origina que la estructura del suelo se descomponga y como consecuencia sobreviene la erosión, se eliminan del suelo nutrientes vegetales vitales y materia orgánica; las sustancias nutritivas que son eliminadas pueden ser sustituidas mediante la utilización de fertilizantes minerales, pero la materia orgánica no puede ser resustituida de esta manera y es de suma importancia su cuidado ya que contribuye a la estabilidad de los agregados del suelo.

Una manera de llevar a cabo el manejo del suelo es utilizar prácticas de labranza, cuyo objetivo es romper el suelo para proporcionar un lecho fino para la semilla y que puedan crecer en él los cultivos. Existe una amplia gama de operaciones especiales de labranza para reducir la pérdida de suelo en áreas problemáticas (Hammond, 1965; Tisdale y Nelson, 1991).

La preparación del terreno o labranza se refiere a las diferentes manipulaciones mecánicas de los suelos, teniendo como fin el de mantener en condiciones óptimas el desarrollo de los cultivos. A continuación se describen algunas prácticas de labranza.

2.8.1. Convencional

Es el sistema de labranza mas común en una región, el cual esta basado en resultados de la experiencia práctica a través de los años. Durante muchos años, la preparación del suelo para la siembra con las múltiples labores que se realizan en el laboreo convencional, ha ido poniendo de manifiesto importantes problemas de índole estrictamente agronómica. Actualmente nuevos problemas de tipo económico y medioambiental, cuestionan el laboreo convencional. Este sistema de cultivo presenta los siguientes inconvenientes (Urbano, 2002).

2.8.1.1. Agronómicos

Dentro del aspecto agronómico la labranza ocasiona una fuerte agresión al suelo generando situaciones desfavorables para el desarrollo de la actividad agrícola, a corto y largo plazo, debido principalmente a la pérdida de humedad de los horizontes labrados, degradación de la estructura del suelo, especialmente cuando las labores se hacen sin tempero, formación de suelas de labor, reducción del contenido de materia orgánica en el suelo, aumento de la erosión hídrica y eólica y pérdida de fertilidad del suelo.



2.8.1.2. Económicos

Dentro de este punto cabe destacar el elevado coste de las labores por uso excesivo de la maquinaria, consumo de combustibles y tiempos operativos.

2.8.1.3. Medio ambientales

En el aspecto medioambiental se manifiesta en parcelas labradas, debido al aumento de la escorrentía y formación de cárcavas y torrenteras, arrastre de sedimentos, anegamiento de zonas bajas, colmatación y cegamiento de acequias, canales y embalses y eutrofización y contaminación de aguas superficiales y profundas. Así también contribuyendo a la contaminación del aire.

2.8.2. Rotación de cultivos

Es la renovación regular de los cultivos en el tiempo en el mismo terreno. Es una práctica de labranza muy antigua, controla la erosión y mantiene la productividad de los terrenos (Hammond, 1965; Impulsora agrícola, 2002).

La rotación puede definirse como la sucesión ordenada de cultivos que se repiten en un cierto número de años. Esta repetición puede ser, o no, cíclica.

La rotación de cultivos expresa una relación ordenada en el tiempo y para organizarla puede ser suficiente, conocer los meses del año en que cada planta cultivada se desarrolla (Urbano y Moro, 1992).

El beneficio de esta práctica depende de la selección de los cultivos que van a rotarse y de la secuencia que se siga en su siembra.

Una buena rotación siempre debe incluir leguminosas y áreas de pastos por un tiempo más o menos largo, según la susceptibilidad del terreno a la erosión. Este principio resalta la importancia de la combinación de la agricultura y ganadería en el equilibrio de las unidades productivas. Los criterios que debemos tomar en cuenta en la implementación de un plan de rotación de cultivos son:

- ✦ El efecto sobre la bioestructura del suelo, puesto que hay cultivos que son exigentes a esta propiedad física del suelo (algodón, trigo, caña de azúcar, etc.), otros no son exigentes, sin embargo, lo desgastan (maíz, sorgo y yuca). Hay cultivos que mantienen la bioestructura y otros que ayudan a su recuperación, aquí se incluyen todas las gramíneas forrajeras de porte pequeño y algunas leguminosas.



- ❖ Las exigencias de nutrientes por las plantas, depende de la especie y de la variedad. Es imprescindible que los cultivos de una rotación tengan exigencias nutricionales diferentes, pero los mismos requerimientos de pH; sólo así se puede garantizar un buen balance nutricional y mejores rendimientos.
- ❖ Cada especie vegetal y cada variedad segrega secreciones radicales que les son propias. Estas sirven para "ahuyentar" las raíces de otras plantas que son tóxicas para ellas. Con esto defienden su espacio radicular contra la invasión de otras raíces. Las raíces con exigencias semejantes no se toleran mutuamente, porque también excretan sustancias parecidas.
- ❖ El agotamiento del agua del suelo, se produce cuando dentro de la rotación hay dos cultivos exigentes en agua. Por ello es importante considerar dentro del plan de rotación la disponibilidad de humedad en el suelo y las exigencias del cultivo (Urbano, 2002).

2.8.3. *Labranza mínima de conservación*

Es todo sistema de laboreo que disminuye el número de pasos de maquinaria agrícola, sin que esto afecte la buena germinación de la semilla y la producción del cultivo (Kirkby y Morgan, 1984).

El laboreo de conservación engloba los métodos de labranza que solamente entierra una parte de los residuos de los cultivos y dejan en la superficie del terreno otra parte que se mantiene hasta la siembra y durante el desarrollo del cultivo siguiente. La meteorización descompone parte de estos residuos pudiéndose llegar a la siembra del cultivo siguiente con una fracción pequeña de residuos. En cualquier caso, el método requiere que se mantenga en todo momento, al menos, el 30% de los residuos que dejó el cultivo anterior o que, como mínimo, el 30% de la superficie de terreno quede cubierta con los residuos del cultivo anterior (Urbano, 2002).

Entre las ventajas agronómicas y económicas del laboreo de conservación destacan:

- ❖ Mejora notable del régimen de humedad del suelo, ya que aumenta la infiltración del agua y se reduce la evaporación.
- ❖ Aumento del contenido de materia orgánica del suelo. Este método es especialmente recomendable para suelos con menos del 2.5 % de materia orgánica.
- ❖ Mejora la estructura del suelo y su estabilidad.
- ❖ Aumento de la conductividad y difusión térmica del suelo.
- ❖ Efecto positivo sobre la actividad de las lombrices en el suelo y su influencia sobre la macroporosidad vertical que favorece la



aireación, infiltración del agua y desarrollo radicular de los cultivos.

- Incremento del beneficio neto de la explotación debido, fundamentalmente a la reducción de costes.

Se admite, además, que desde un punto de vista medioambiental, el laboreo de conservación presenta los siguientes aspectos positivos:

- Reducción de la erosión hidráulica y eólica del suelo.
- Reducción de las emisiones de CO₂ y N₂ a la atmósfera.
- Reducción de la contaminación de las aguas superficiales.
- Reducción de las pérdidas de N₂ mineral del suelo por lixiviación.
- Mejora de la biodiversidad: aves, macrofauna y microfauna edáfica.

Actualmente se practican distintas modalidades de laboreo que, al dejar cantidades suficientes de residuos superficiales, pueden aceptarse como un laboreo de conservación. Atendiendo a la diferente forma en que se realizan y a las características agronómicas tan variadas que presentan, estas modalidades son (Urbano, 2002):

- Laboreo con cubierta de rastrojos
- Laboreo en bandas
- Laboreo en caballones o camellones
- No laboreo (labranza cero)

2.8.4. *Monocultivo*

El monocultivo se define como la repetición anual del cultivo de la misma especie.

La cebada es cultivada sobre sí misma en numerosos sistemas cerealistas, sin que se hayan puesto en evidencia inconvenientes severos o agravaciones de problemas sanitarios, sin embargo, este sistema sólo puede ser válido en regímenes de explotación muy extensivos y justificarse en caso de tierras marginales y pobres (Bellido, 1991).

A la sucesión de distintas especies de cereales tales como el trigo harinero, trigo duro, cebada, avena, etc., se le denomina monocultivo no estricto. La experiencia demuestra que la cebada no es mejor precedente para el trigo que otro cultivo de trigo, por el contrario, la cebada y la avena son tradicionalmente cultivadas después del trigo, estos cereales, llamados por ello secundarios no sólo parecen afectarse sino que está contraindicada su siembra en suelos muy fértiles, después de un cultivo o abonado orgánico que eleve fuertemente la cantidad de nitrógeno disponible en el suelo.



La posibilidad del monocultivo de cereales no debe restar importancia a la práctica de rotación de cultivos ya que ésta última aporta numerosos beneficios al suelo (Bellido, 1991).

2.9. Producción de cebada

2.9.1. Nivel Mundial

De los diferentes cereales que se consumen por el hombre, la cebada ocupa el cuarto lugar en importancia después del trigo, maíz y arroz, esto debido a su amplia adaptación ecológica y a la diversidad de sus aplicaciones.

En la tabla 8 se presentan los principales países productores de cebada en el mundo.

Tabla 8. Principales países productores de cebada en el mundo

| Países | Producción (millones de toneladas) |
|----------------|---------------------------------------|
| Alemania | 13,589.000 |
| Australia | 5.893.000 |
| Canadá | 11,103.300 |
| China | 4,000.000 |
| España | 6,944.500 |
| Estados Unidos | 5,737.510 |
| Francia | 9,851.000 |
| Reino Unido | 6,690.000 |
| Suecia | 1,600.000 |
| Turquía | 6,600.000 |
| Uruguay | 225.200 |

Fuente: FAO, 2002

México en 2001 tuvo tan sólo una participación del 0.30% de la producción mundial (Bustamante *et al*, 2003).

2.9.2. Nivel Nacional

La cebada fue introducida en México por los españoles y fue sembrada primeramente en la región conocida como Mesa Central, Valles Altos o



Altiplano Central, el cual está limitado al norte por las planicies y laderas de Tulancingo, Hidalgo, siendo el límite la Sierra Madre Oriental, la cual separa las zonas bajas húmedas y semi-tropicales del golfo, de la parte alta, seca y templada del altiplano. El centro comprende las laderas de Otumba, México, los llanos de Apan, Hidalgo, los valles y laderas de Tepeyahualco, Hueyotlipán y Apizaco, Tlaxcala. Al sur, la zona cebadera llega hasta Texcoco, Chalco y Amecameca en el estado de México. El oriente comprende las llanuras de Oriental, Libres y Cuyoaco en Puebla, hasta los lomeríos de Perote, Veracruz: justo antes de iniciarse el declive hacia el golfo de México. El occidente lo demarca Polotitlán, Acambay y Atlacomulco en el Estado de México, caracterizado por los parajes altos y montañosos con clima templado - frío y una altitud de 2000 a 2500 msnm (Impulsora Agrícola, 2002).

En México se tienen dos periodos para la producción de esta gramínea, los mejores rendimientos se obtienen durante el ciclo otoño – invierno, en áreas de cultivo que cuentan con sistema de riego; aún cuando la mayor producción se obtiene en el ciclo primavera – verano en lugares predominantemente de temporal.

Las épocas de siembra y cosecha dependen de la variedad seleccionada y de la región en la que se localice el cultivo, para el ciclo primavera - verano es del mes de abril al mes de agosto, mientras que para el ciclo otoño invierno abarca los meses comprendidos entre octubre y enero (Terroba, 1994).

Actualmente la cebada ocupa el cuarto lugar de producción después del maíz, sorgo y trigo, los principales productores de cebada maltera de temporal se encuentran en el Altiplano Central.

En México, en el periodo de 1980-2002, el promedio de superficie sembrada de cebada fue de 299,005 hectáreas. De ésta, un mayor porcentaje corresponde al cultivo de tipo temporal y se encuentra en los estados de Hidalgo, Tlaxcala, Estado de México y Puebla, los cuales suman un total del 69% de la superficie sembrada.

La producción nacional promedio en este mismo periodo fue de 532,241 toneladas, la mayor parte de esta producción se observó en el 2001 con un total de 762,156 toneladas de cebada, siendo el Estado de Hidalgo el mayor productor con una aportación del 31.58% seguida por Guanajuato con el 15.83% y Puebla con el 7.12% (Ramírez, 2004).

En el 2003, México contó con una superficie sembrada de más de 370,000.00 hectáreas de cultivo de cebada maltera y obtuvo una producción de alrededor de 770,000.00 toneladas y el consumo nacional fue de cerca de 750,000.00 toneladas; siendo nuevamente Hidalgo, Guanajuato y Tlaxcala los estados con mayor producción en el cultivo de cebada maltera de temporal (SAGARPA, 2003). Cabe destacar que el estado de Hidalgo y Tlaxcala aportan casi la tercera parte de la producción nacional de cebada de entre 20 estados productores en (SIACON, 2004). En la tabla 9 se presentan las principales regiones productoras de cebada en México.

**Tabla 9.** Regiones potenciales productoras de cebada en México

| Región | Estados |
|----------------|---|
| Norte | Coahuila, Chihuahua, Durango, Nuevo León, Tamaulipas y Zacatecas |
| Golfo | Veracruz |
| Pacífico Norte | Baja California Norte, Nayarit y Sonora |
| Pacífico Sur | Oaxaca |
| Centro | Aguascalientes, Distrito Federal, Guanajuato, Hidalgo, Jalisco, México, Michoacán, Morelos, Puebla, Querétaro y Tlaxcala. |

Fuente: Esparza, 1978

2.9.3. Nivel Estatal

La cebada en el Estado de Hidalgo es uno de los cultivos principales por ser la base económica de miles de familias, debido a su cercanía a las fabricas de malta que utilizan como materia prima este cereal, ya que por su precocidad la cebada puede desarrollarse con escasa e irregular precipitación, escapar a las heladas y ofrecer al agricultor mayor seguridad de producción de grano.

En el periodo de 1995-2003 la producción de cebada de temporal ha tenido variaciones. En el estado de Hidalgo, en 1999 la producción fue de 150,124 toneladas (ton.) y en el 2000 se observó un incremento en la producción a 265,430 ton. Después de este año al 2002 bajo la producción hasta 152,360 ton., para posteriormente en 2003 obtener una recuperación con 206,605 ton. Por otra parte, también el estado de Tlaxcala en el periodo de 1995-2003 presentó la misma tendencia que el estado de Hidalgo, siendo el 2003 el año con mayor producción de cebada con 150,626 ton. En el 2002 la producción bajó obteniendo 58,511 ton., producción inferior a la del 2000-2001 que fue de 139,000 toneladas aproximadamente (SIACON, 2004).

Así mismo, durante el ciclo 2003, en el estado de Hidalgo se sembraron 120,154 hectáreas (ha.) y se obtuvo una superficie de cosecha de 115,913 ha., dando como resultado una producción de 206,605 ton. de cebada en grano, ocupando así el segundo lugar a nivel nacional en producción total de cebada después de Guanajuato con 425,7001 ton. de producción. Por su parte el estado de Tlaxcala ocupó el tercer lugar con una producción total de grano de cebada de 150,626 ton., a partir de 58,763 ha. de superficie sembrada, de las cuales 57,749 ha. fueron cosechadas (SIACON, 2004).



2.10. Usos del grano de cebada

2.10.1. En la industria cervecera

El principal uso que se le ha dado a la cebada es para la elaboración de malta (cebada germinada y tostada) la cual es empleada en la preparación de la cerveza principalmente; debido a las características que posee, alto contenido en almidón, que es la sustancia que da origen al extracto cervecero; por la alta actividad diastásica, la cual es la mayor dentro de todos los cereales (Hough, 1990).

La industria cervecera utiliza granos con alto extracto cervecero es decir que estos contengan un elevado contenido de azúcares, con bajo contenido de proteínas (9 a 11.5%), con una cantidad enzimática apropiada y finalmente con escaso contenido de β -glucanos (Hornsey, 2002).

2.10.2. En ganadería

Aproximadamente del 80 al 90% de la producción de cebada es empleada en la alimentación del ganado en algunos países, tanto en verde como madura y con o sin grano para forraje (Tremere y Baty, 1989).

- ✦ La aplicación de la cebada en la alimentación del ganado vacuno de carne es muy utilizada por ser una fuente de energía, proteínas y principalmente de fibra para rumiantes.
- ✦ En la alimentación porcina también es utilizada como fuente de energía y proteínas.
- ✦ En avicultura la cebada es utilizada para la producción de huevos y como materia prima para piensos (Munck, 1981).

2.10.3. En la industria de alimentos

La harina de este cereal sirve como materia prima para la fabricación de diferentes alimentos como:

- ✦ En confitería.
- ✦ En la panificación se ha utilizado en la elaboración de harinas compuestas, es decir que una porción es de trigo y la otra de cebada debido a que la cebada no posee un alto contenido de proteínas especialmente gluten, el cual es necesario para la



obtención de pan con textura deseable (Dendy y Dobraszcyk, 2004).

- ❖ Como sustituto del café (Walker y Westwood, 1991).
- ❖ Elaboración de azúcares (Walker y Westwood, 1991).
- ❖ Preparados de productos alimenticios como agua de cebada, sopas, etc. (Walker y Westwood, 1991).

2.10.4. Otros usos industriales del grano de cebada

La cebada tiene la capacidad de ser usada como materia prima en diferentes procesos industriales distintos a los alimenticios, entre los que destacan (Munck, 1993):

- ❖ Obtención de almidón para aplicarlo en la industria textil.
- ❖ Síntesis de polímeros.
- ❖ En destilería para obtener alcohol Whisky, ginebra y vinagre.
- ❖ En la preparación de maltas especiales.

2.10.5. Otros usos industriales de la paja de cebada

Al igual que el grano la paja de cebada tiene diferentes usos industriales entre los que destacan:

- ❖ La paja es empleada como fuente de calefacción (Bellido, 1991).
- ❖ Tiene un papel importante en el mantenimiento de la materia orgánica (agrícola) del suelo y en la formación de humus (Bellido, 1991).
- ❖ En la industria de la construcción (adobes) (Munck, 1993).
- ❖ En la industria del papel (Munck, 1993).

2.11. Requisitos de calidad

La calidad requerida para los granos de cebada, estará determinada por el proceso industrial al que se destine. Para consumo humano y el más importante en cuanto a la cebada, es el proceso de la elaboración de cerveza. Para ello existen métodos analíticos que permiten valorar la calidad objetiva del grano.



2.11.1. Calidad para consumo humano

En México, la comercialización de la cebada para consumo humano esta regido por la norma NMX-FF-043-SCFI-2003, la cual establece los parámetros que debe cumplir la cebada y el grado que puede adquirir si cumple con todos los parámetros estipulados por dicha norma. Los grados que establece la norma NMX-FF-043-SCFI-2003 son: grado México y grado México no clasificado. El grado da una indicación de la calidad y el estado de salud del grano, mientras que la clase esta relacionada con el uso potencial del mismo (Serna, 2001).

2.11.2 Calidad de la cebada cervecera

En la calidad de la cebada para cerveza hay que considerar, dos aspectos: el aspecto maltero y el cervecero, que son complementarios. En la calidad cervecera propiamente dicha, hay que considerar el rendimiento en extracto, el contenido y calidad de las proteínas, el porcentaje de glumillas, actividad amilolítica, etc.

Las principales características de calidad de la cebada para la cerveza son las siguientes:

1. Calidad maltera:

a) Características físicas del grano:

- ✦ Tamaño grueso y uniforme
- ✦ Forma redondeada
- ✦ Cascarilla (glumilla) fina y rizada
- ✦ Color amarillo claro
- ✦ Ausencia de infecciones de microorganismos

b) Características bioquímicas del grano:

- ✦ Ausencia de letargo
- ✦ Buena capacidad de absorción de agua
- ✦ Germinación rápida y uniforme
- ✦ Máximo rendimiento en malta
- ✦ Desagregación (digestión enzimática de las paredes celulares y matriz proteica) máxima y uniforme
- ✦ Elevada actividad proteolítica y citolítica



- ✦ Índice de Kolbach (relación porcentual entre el nitrógeno total del grano de malta y el nitrógeno del mosto) elevado y equilibrado

Para evaluar la calidad cervecera de la cebada en el grano, la malta y el mosto, el *Comité de Cebada y Malta de la Convención Cervecera Europea* (EBC), ha desarrollado un índice de calidad que se denomina Q , que mide con una sola cifra, de 1 a 9, la calidad global de una variedad. Para establecer dicho índice, se utilizan 5 parámetros con diferentes coeficientes de ponderación (rendimiento en extracto, índice de Kolbach, atenuación límite, viscosidad y poder diastásico). De esta forma las variedades se clasifican en:

- ✦ Cebadas pienso: $1 < Q < 5$
- ✦ Cebadas cerveceras de calidad moderada: $5 < Q < 7$
- ✦ Cebadas cerveceras de alta calidad: $7 < Q < 9$

Desde el punto de vista agronómico, es de gran importancia la pureza de la variedad para conseguir las características de calidad mencionadas, así como la consecución de un alto poder germinativo del grano. Este puede ser afectado por una trilla inadecuada, por un secado a temperatura excesiva o por el calentamiento, al conservar el grano con humedad elevada. Los granos partidos o con la cáscara dañada, la falta de uniformidad en el color, el desarrollo de hongos y los olores a moho, indican que las operaciones anteriores no han sido correctas (López, 1991).



3. Objetivos

3.1. *Objetivo general*

- ✦ Determinar la composición química de cebada cultivada en Zapotlán, Villa de Tezontepec y Tultengo, pertenecientes al Estado de Hidalgo.

3.2. *Objetivos Específicos*

- ✦ Determinar la composición bromatológica de las hojas, tallos y espigas de cebada de las diferentes regiones y sistemas de cultivo tales como: Monocultivo, Rotación de Cultivos y Labranza de conservación.
- ✦ Cuantificar el contenido de micronutrientes (cobalto, cromo, hierro, cobre y zinc), metales pesados (cadmio, níquel y plomo), metales alcalinos (sodio y potasio) y alcalino-térreos (calcio y magnesio) en los diferentes órganos de las plantas de cebada estudiadas.
- ✦ Proponer la posible utilización de las cebadas estudiadas en función de su composición química.
- ✦ Determinar la calidad microbiológica de las espigas de cebada mediante el recuento de mohos y levaduras.
- ✦ Estudiar la presencia de aflatoxinas en las cebadas estudiadas.

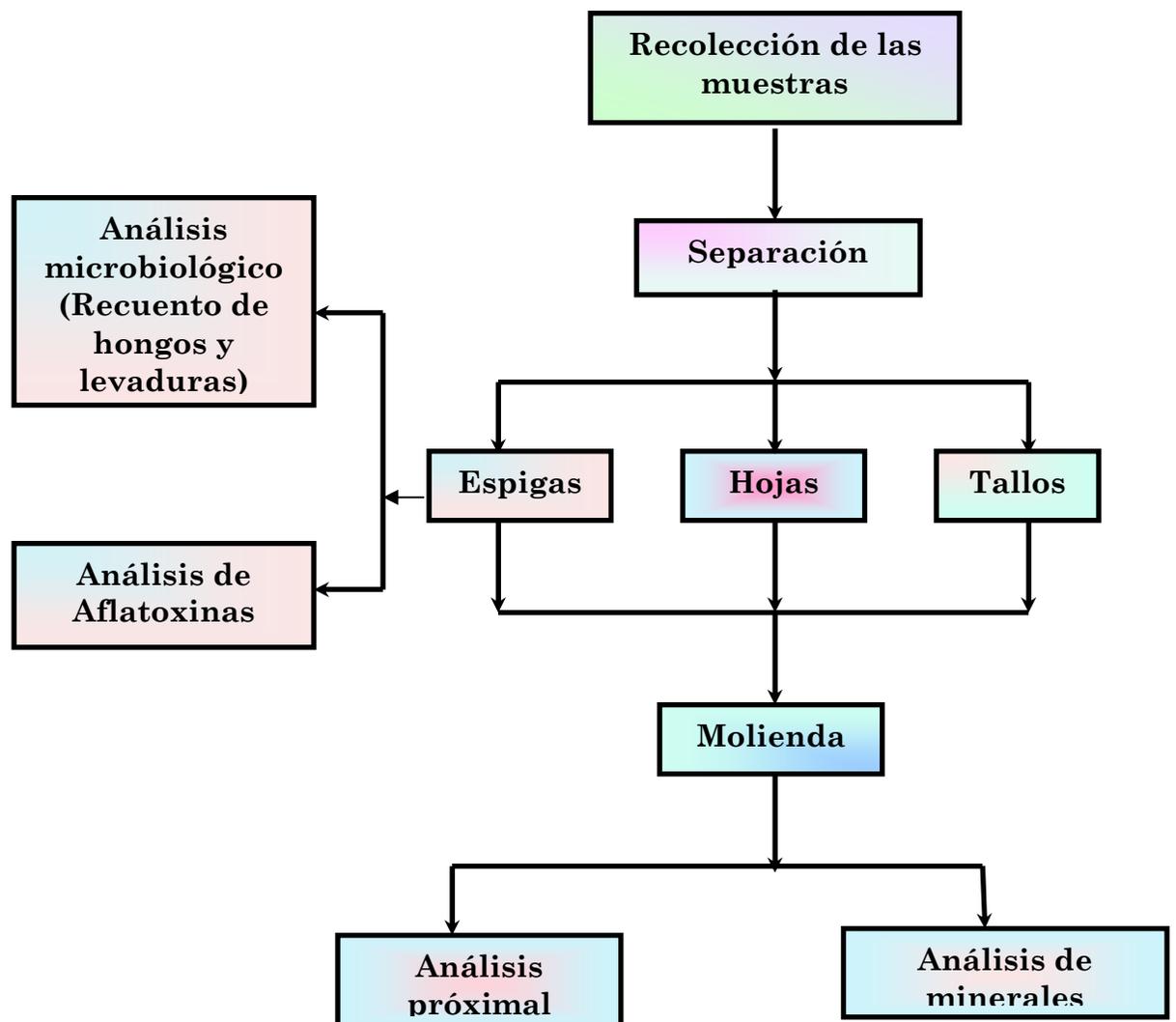


4. Metodología

4.1. *Etapas del desarrollo experimental*

En la figura 5 se presenta el diagrama de la metodología utilizada a lo largo del estudio.

Figura 5. Diagrama utilizado para el estudio de las muestras de cebada analizadas





4.2. *Obtención y preparación de las muestras para el análisis*

4.2.1. *Recolección de las muestras*

El cultivo de las muestras estuvo a cargo de los agricultores de cada región con la supervisión del Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias (INIFAP). Los muestreos en campo fueron realizados durante los días 5 y 6 de octubre del ciclo de cultivo 2003, en las regiones de Zapotlán, Villa de Tezontepec y Tultengo pertenecientes al estado de Hidalgo; para diferenciar las muestras se tomó como base el sistema de cultivo empleado en cada región (tabla 10).

Tabla 10. Muestras de cebada obtenidas después de la recolección

| Código | Módulo | Variedad | Sistema de cultivo | Fecha de colecta |
|------------|---------------------|-------------|---------------------------------------|------------------|
| E-ZMC | Zapotlán | Esmeralda | Monocultivo (MC) | 05 Octubre 03 |
| E-ZRC | Zapotlán | Esmeralda | Rotación (RC) | 05 Octubre 03 |
| E-VTRC | Villa de Tezontepec | Esmeralda | Rotación (RC) | 06 Octubre 03 |
| 10416-VTRC | Villa de Tezontepec | Línea 10416 | Rotación (RC) | 06 Octubre 03 |
| E-TCV | Tultengo | Esmeralda | Convencional (CV) | 06 Octubre 03 |
| E-TLMC | Tultengo | Esmeralda | Labranza mínima de Conservación (LMC) | 06 Octubre 03 |

El muestreo que se llevó a cabo fue aleatorio, considerando cinco puntos diferentes, tomando aproximadamente 1 kg de plantas de cebada extraídas desde la raíz.

4.2.2. *Separación de los órganos de la planta*

Para realizar los análisis correspondientes a los órganos de las plantas de cebada recolectadas en los diferentes módulos fue necesario llevar a cabo la separación de cada parte de la planta, esta etapa se realizó manualmente. Consistió en separar primeramente la raíz puesto que no se incluiría en los análisis, posteriormente la espiga con el fin de no perder el grano, y finalmente separar las hojas del tallo.

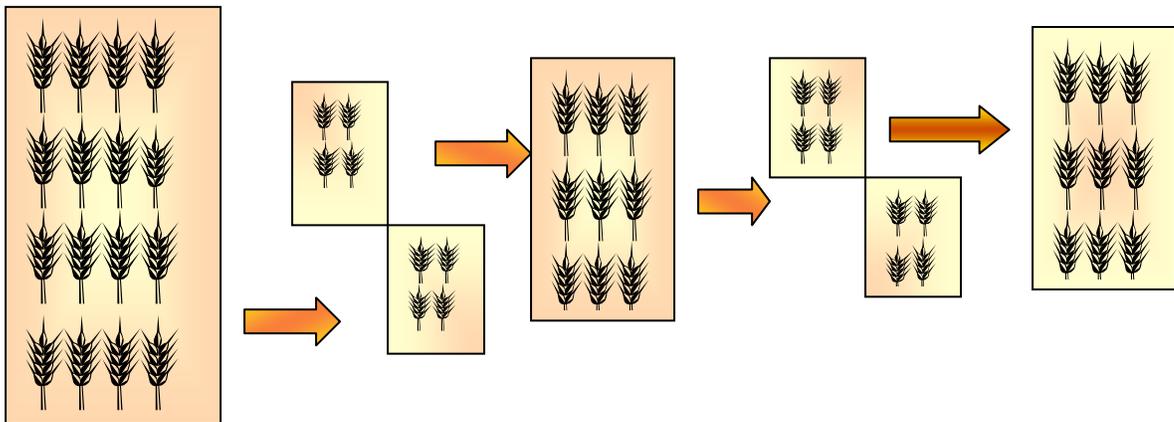


4.2.3. *Obtención de muestras para molienda*

Para la selección de la muestra que se utilizó en la molienda, se llevó a cabo un método de cuarteo (Fig. 6). Este método consiste en fraccionar el total de la muestra hasta obtener una parte representativa de la población, para llevar a cabo este método se realiza un extendido de las espigas, hojas y tallos en cada caso, hasta formar un cuadrado de densidad homogénea, este cuadrado es dividido en cuatro y se separan dos cuadrantes opuestos entre sí, los cuadrantes restantes se vuelven a mezclar para formar un cuadrado como el del inicio. Este cuadrado es dividido nuevamente en cuadrantes y se retiran dos de ellos, pero del sitio que anteriormente no se habían retirado. En los dos casos, la fracción retirada fue desechada. Los cuadrantes restantes constituyen una fracción representativa del total del conjunto. Es de esta fracción, que se utiliza la cantidad necesaria para llevar a cabo los análisis.

De cada uno de los conjuntos finales de cada órgano obtenidos por el método de cuarteo, se tomaron 100 gramos para ser destinados a la etapa de molienda. La fracción restante se desechó, a excepción de las espigas ya que las restantes se almacenaron adecuadamente para llevar a cabo el análisis microbiológico.

Figura 6. Método de cuarteo para seleccionar la fracción para molienda



4.2.4. *Molienda*

La molienda se llevó a cabo en un molino Moulinex®, las porciones resultantes de la molienda, se tamizaron a fin de homogenizar el tamaño de partícula. El tamiz utilizado fue del número 60, de 0.0098 pulgadas y con un tamaño de partícula final de 250µm. Posteriormente las fracciones molidas se almacenaron en recipientes de plástico hermético a una temperatura no mayor a 24°C. Para llevar a cabo los análisis correspondientes se tomaron muestras de estos recipientes.



4.3. *Técnicas de análisis*

4.3.1. *Análisis bromatológico*

4.3.1.1. *Humedad*

Fundamento

Esta determinación se basa en la pérdida de agua que sufre la muestra al ser calentada a $105^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$ hasta peso constante. Generalmente a la pérdida del material que se volatiliza bajo estas condiciones, se le denomina humedad.

Material y equipo

Estufa Fisher Scientific con recirculación de aire, balanza analítica, desecador, charolas de aluminio, pinzas para crisol, espátula.

Procedimiento

El método utilizado fue el 925.10 de la Association of Official Analytical Chemists (AOAC, 1990).

Para la determinación de humedad se utilizaron charolas de aluminio a peso constante, a las cuales se agregaron 2.5 g de la muestra molida, y se sometió a calentamiento en una estufa Fisher Scientific con recirculación de aire a $105^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$ hasta peso constante. Transcurrido este tiempo, las charolas se enfriaron a temperatura ambiente, en un desecador, por un espacio de 10 minutos aproximadamente y fueron pesadas.

Observaciones:

- ✦ Se considera a peso constante cuando al pesar en la balanza analítica sólo presente variación en la cuarta cifra decimal. Las muestras de cebada alcanzan el peso constante transcurridas 24 hrs.
- ✦ Se obtuvo un peso constante de las charolas de aluminio transcurrido un tiempo de 4-6 hrs.

Cálculos

El porcentaje de humedad se calculó utilizando la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Humedad} = \frac{\text{Pi} - \text{Pf}}{m} \times 100$$



Donde:

Pi = peso de la charola con muestra antes del secado (g)

Pf = peso de la charola con muestra después del secado (g)

m = peso de la muestra (g)

4.3.1.2. Cenizas

Fundamento

La determinación se basa en la incineración de la muestra hasta la obtención de un residuo inorgánico el cual corresponde a la fracción de las cenizas de la misma.

Material

Crisoles de porcelana, mufla marca Fisher Scientific, desecador, balanza analítica, parrilla de calentamiento, pinzas para crisol, espátula.

Procedimiento

La determinación se llevó a cabo mediante el método 923.03 de la AOAC (1990).

Para la determinación de cenizas se utilizaron crisoles limpios previamente puestos a peso constante en la mufla a 600°C. Se pesaron de 2-3 g de espigas, para hojas y tallos se colocaron 1.5-1.8 g, se realizó una incineración en una parrilla de calentamiento a su máxima temperatura, bajo una campana de extracción, hasta observar que todo el humo de la muestra haya sido eliminado. Es entonces cuando los crisoles con muestra son introducidos, con ayuda de las pinzas, en la mufla, a una temperatura de 550°C hasta obtener cenizas de color homogéneo, el cual iba del blanco al grisáceo oscuro según el tipo de muestra. El punto final de esta determinación está indicado por el peso constante del crisol. Los crisoles se sacaron, se colocaron en el desecador y finalmente se pesaron.

Cálculos

El contenido de cenizas se calculó mediante la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Cenizas} = \frac{\text{Pf} - \text{Po}}{m} \times 100$$

Donde:

Pf = Peso del crisol con la muestra después de incinerada (g)

Po = Peso del crisol a peso constante (g)

m = peso de la muestra (g)



4.3.1.3. Lípidos

Fundamento

La cantidad de grasa cruda de una muestra se determina sometiéndola a reflujo con éter etílico o éter de petróleo. Este extracto etéreo, incluye una gran cantidad de compuestos orgánicos, de los cuales solo unos pocos tienen interés nutricional; aquellos que se encuentran en gran cantidad incluyen la grasa verdadera, ácidos grasos y sus ésteres, vitaminas liposolubles y provitaminas tales como los carotenoides.

Material

Dispositivo de extracción Soxhlet, cartuchos de celulosa de 22 x 80 mm, estufa (Fisher Scientific con recirculación de aire), canastilla de calentamiento, regulador de temperatura, balanza analítica, vaso de precipitado (250 mL, KIMAX), pinzas para crisol, matraces de fondo redondo de borde esmerilado (250 mL PYREX), soporte universal, pinzas de tres dedos, rotavapor, algodón.

Reactivos

Éter de petróleo, J.T. Baker® (0.001 máximo de residuos después de la evaporación)

Procedimiento

La determinación se llevó a cabo mediante el método Soxhlet 920.39 de la AOAC (1990).

Para esta determinación se utilizaron matraces limpios, secos, a los cuales se les introdujeron dos perlas de vidrio. Para evitar un peso erróneo fue conveniente en todo momento utilizar guantes al manipular los matraces. Los matraces se colocaron en la estufa a $105^{\circ}\text{C} \pm 5^{\circ}\text{C}$ para ponerlos a peso constante, una vez que se registró el peso constante del matraz, se montó el dispositivo de extracción. Posteriormente se pesaron de 3 a 5 g de muestra previamente seca (se recomienda utilizar la que proviene del análisis de humedad), la cual se colocó en el fondo de un cartucho de celulosa tapándolo con una torunda de algodón, posteriormente se introdujo en el compartimiento de extracción; al matraz se le agregó suficiente éter de petróleo como solvente para producir varias descargas sin que el matraz llegara a sequedad, se colocó dentro de la canastilla de calentamiento y se terminó de armar el dispositivo cuidando que el flujo de agua sea constante, para mantener el refrigerante lo más frío posible y se procedió a un calentamiento moderado, regulando que el reflujo se llevara a cabo gota a gota y fuera constante hasta el término del calentamiento. Una vez terminado el calentamiento se dejó enfriar el matraz para posteriormente retirarlo, procediendo a recuperar el disolvente con ayuda del rotavapor, para finalmente colocar el matraz en la estufa a $80^{\circ}\text{C} \pm 1^{\circ}\text{C}$ para una completa



eliminación del solvente y la humedad, hasta la obtención del peso constante para proceder a pesar el matraz.

Observaciones

Los periodos óptimos de extracción encontrados para las diferentes muestras fueron los siguientes: para granos de 8-9 horas y para hojas y tallos de 4-5 horas.

Cálculos

El porcentaje de extracto etéreo o grasa cruda se determinó con la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Grasa} = \frac{\text{Pf} - \text{Po}}{m} \times 100$$

Donde:

Pf: Peso del matraz después de la extracción (g)

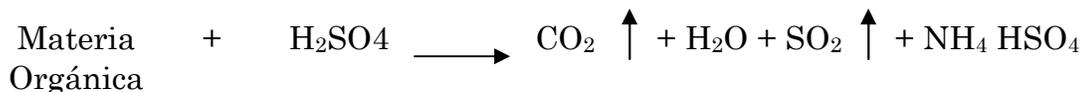
Po: Peso del matraz antes de la extracción (g)

m: Peso de la muestra previamente seca (g)

4.3.1.4. Proteína

Fundamento

El método utilizado fue el método Kjeldahl. El procedimiento consiste en una oxidación de la materia orgánica por acción de ácido sulfúrico para la formación de dióxido de carbono, agua y la liberación de nitrógeno como amoníaco; el amoníaco existe en la solución ácida como sulfato ácido de amonio, debido a que en la mezcla de reacción siempre hay un exceso de ácido. La destilación de este amonio se consigue en un método fuertemente alcalino con sosa y el amonio es titulado con ácido clorhídrico.



Material

Digestor Kjeldahl 80, modelo Din 08 y Destilador Gherhardt®, modelo Vapodest 20. Tubos para digestión SEVE, balanza analítica, espátula, pinzas para bureta, bureta de 50 mL, soporte universal, matraz erlenmeyer (250ml KIMAX), pipeta graduada de 10 mL, matraces volumétricos (0.5 y 1 L), parrilla de agitación, agitador magnético, vaso de precipitado de 1 L.



Reactivos

Peróxido de hidrógeno al 30%, sulfato de potasio, solución de hidróxido de sodio al 50%, solución de ácido clorhídrico valorado (0.01 N), mezcla digestiva (a), solución indicadora (b) y glucosa o sacarosa.

(a) Mezcla digestiva. Se disolvieron 3 g de sulfato de cobre pentahidratado (el cobre actúa como catalizador) en 20 mL de agua destilada, posteriormente se agregaron 50 mL de ácido ortofosfórico (H_3PO_4), una vez disuelta la sal, se adicionó con mucho cuidado 430 mL de ácido sulfúrico concentrado. Esta mezcla se dejó agitando por aproximadamente 30 minutos.

(b) Solución indicadora. Se pesaron 5 g de ácido bórico y se disolvió en agua destilada. Se adicionó 35 mL del indicador A (100 mg de fenoftaleina aforados a 100 mL con alcohol etílico) y 10 mL del indicador B (33 mg de verde de bromocresol + 66 mg de rojo de metilo aforados a 100 mL con alcohol etílico). Esta mezcla se ajustó a un café rojizo con ácido o álcali según se requiriera y se aforó a 1 L con agua destilada.

Procedimiento

El método empleado fue el 46.10 de la AOAC (2001) por el proceso Kjeldahl.

Digestión. Se pesaron 65 - 70 mg de muestra y se colocaron en un tubo de digestión seco al cual se le agregaron 0.5 g de sulfato de potasio, este último aumenta la ebullición y 3 mL de mezcla digestiva. Se colocaron los tubos en el digestor a una temperatura de 400 °C, transcurridos 15 minutos se retiraron los tubos y se dejaron enfriar un poco, se adicionaron 1.5 mL de peróxido de hidrógeno al 30% y se colocaron nuevamente en el digestor a la temperatura antes mencionada por 4 hrs. Una vez que las muestras tenían un color transparente y no se apreciaron puntos negros (materia orgánica no digerida) se consideró que la digestión estaba completa. Del mismo modo se realizan los blancos sólo que se sustituye la muestra por sacarosa o glucosa.

Destilación. Se llevó a cabo en un destilador automático. La muestra digerida se colocó en el tubo de destilación limpio y lavado con agua destilada, se introdujo en un matraz Erlenmeyer con 50 mL de la solución indicadora, como recipiente de la destilación. El destilador automático se programó para adicionar al contenido del tubo 50 mL de sosa al 50% con un tiempo de destilación de 6 minutos al 60% de potencia de vapor.

Titulación. El contenido del matraz de recolección se tituló con HCl 0.01 M hasta el vire de verde esmeralda a rojo claro.

Observaciones:

El material debe ser lavado previamente con agua destilada a fin de eliminar las sales del agua corriente que pudieran contribuir en el vire del indicador.



Comprobar que el agua destilada que se utiliza no vire al agregarle unas gotas de indicador, si esto sucede conseguir agua con un mayor grado de pureza.

Colocar la muestra en el fondo de los tubos con ayuda de conos de papel ya que la muestra, al tener un tamaño de partícula muy fina, se adhiere fácilmente a las paredes, esto provoca que no se lleve a cabo una completa digestión y queden residuos de materia orgánica no digerida (puntos negros).

Cálculos

El contenido de proteínas se determinó empleando la siguiente fórmula.

$$\% N_2 = \frac{(P-B) \times N \times \text{meq} \times 100}{m}$$

$$\% \text{ PROTEINA} = \% N_2 \times F$$

Donde:

P = mL de la titulación de la muestra

B = mL de la titulación del blanco

N = Normalidad de la solución de HCl

meq = Miliequivalente de nitrógeno (0.014)

m = Peso de la muestra (g)

F = Factor de conversión (5.85)

4.3.1.5. *Fibra*

Fundamento

La fibra cruda equivale a la pérdida, por ignición, del residuo seco remanente después de la digestión de la muestra con ácido sulfúrico al 1.25% e hidróxido de sodio al 1.25%, bajo condiciones específicas.

Dentro del interés analítico de un alimento, podemos dividir los carbohidratos de origen vegetal en dos partes: por un lado los carbohidratos no-estructurales como son los almidones, azúcares y fructosanas, por otro lado los carbohidratos estructurales, tales como la celulosa y hemicelulosa, que corresponde a lo que se denomina fibra cruda.

Material

Equipo de digestión LABCONCO®, mufla (Fisher Scientific), vasos de Berzelius (600 mL, KIMAX), estufa (Fisher Scientific con recirculación de



aire), cápsulas de porcelana, espátula, perlas de ebullición, probeta de 25 mL, tela de lino, parrilla de calentamiento, dispositivo de filtrado al vacío.

Reactivos

Solución de ácido sulfúrico (1.25% P/V), solución de hidróxido de sodio (1.25 % P/V), antiespumante, alcohol etílico, asbesto preparado, agua destilada.

Preparación del asbesto: Se extendió una porción de asbesto crudo sobre una cápsula de porcelana y se colocó en la mufla para su calcinación a 600°C durante 16 hrs. Posteriormente se sometió a una digestión ácida, seguida de una digestión alcalina bajo el mismo procedimiento que la muestra, sin adicionar más de 1 g de asbesto en cada vaso y para una cantidad mayor se llevó a cabo la ebullición con agitación en parrilla de calentamiento. Finalmente se secó en la estufa y se calcino a 600°C durante 2 horas.

Procedimiento

La determinación del contenido de fibra se llevó a cabo mediante el método 962.09 de la AOAC (1990).

Para esta determinación se utilizaron de 2 a 3 g de muestra desengrasada, los cuales se colocaron en un vaso de Berzelius que contenía 0.45 a 0.5 g de asbesto preparado, unas perlas de vidrio y unas gotas de antiespumante. Posteriormente se le adicionaron 200 mL de H₂SO₄ (1.25% p/v) en ebullición e inmediatamente se colocó el vaso en el digestor, que se calentó previamente; se dejó digerir por espacio de 30 minutos, transcurrido este tiempo se realizó una filtración al vacío a través de la tela de lino, lavando con agua destilada caliente, hasta eliminar por completo el ácido (hasta que el lavado tuvo un pH neutro, después de la adición de aproximadamente 600 mL de agua). El residuo se transfirió a un vaso de Berzelius al cual se adicionaron 200 mL de NaOH al 1.25% p/v; en ebullición mas unas gotas de antiespumante, el vaso se colocó en el digestor, retirándose 30 minutos después, y se filtró nuevamente al vacío sobre tela de lino limpia, el residuo se lavó con agua destilada caliente, siguiendo el mismo procedimiento que en el caso anterior, en este último se retiraron las perlas de ebullición, una vez completado el lavado se le adicionaron 25 mL de alcohol etílico con el fin de ayudar a eliminar una mayor cantidad de humedad. El residuo se transfirió a una cápsula de porcelana (a peso constante) y se colocó en la estufa para su secado a 65° C. El peso de la cápsula se registró cuando ésta se encontró a peso constante, esto se logró en un tiempo de 6 – 8 hrs. Una vez a peso constante, la cápsula con el residuo se colocó en la mufla a 550 °C para su calcinación y la determinación se dió por terminada cuando se alcanzó el peso constante de la cápsula nuevamente (aproximadamente después de 4-6 hrs. para granos y al menos 12 hrs. después para hojas y tallos).



Cálculos

La cantidad de fibra cruda se calculó mediante la siguiente fórmula:

$$\% \text{ FIBRA} = \frac{(\text{Ps} - \text{Pc})}{m} \times 100$$

Donde:

Ps = Peso de la cápsula con residuo después de secado (g)

Pc = Peso de la cápsula con residuo después de calcinado (g)

m = Peso de la muestra (g)

4.3.1.6. Carbohidratos

Estos fueron calculados por diferencia como sigue:

Cálculos

$$\% \text{Carbohidratos asimilables} = 100 - (\% \text{Fibra} + \% \text{Grasa} + \% \text{Proteína} + \% \text{Cenizas})$$

4.3.2. Análisis de Minerales

El análisis de minerales, se llevó a cabo mediante Espectrofotometría de Emisión Acoplada a Plasma, para lo cual la muestra se sometió a un método de digestión en microondas.

El método utilizado fue el EPA 3051

Los minerales a determinar fueron: boro, cadmio, cobalto, cromo, cobre, hierro, níquel, plomo, zinc, potasio, sodio, magnesio y calcio.

Método de digestión

Para la digestión se utilizó un microondas marca Marsx-X con una potencia de 1200W y un carrusel para 14 vasos de teflón.

Se pesaron 0.5 g de cada órgano de la planta de cebada molida, se colocaron en el vaso de digestión previamente lavado con HNO₃ al 5% y se adicionaron 10 mL de HNO₃ concentrado. En cada corrida se introdujo al menos un vaso con la misma cantidad de ácido y sin muestra, a fin de obtener una cantidad considerable de blancos para el cálculo del límite de detección



del método. Una vez preparados los vasos se colocan en el carrusel del microondas según sus instrucciones y se procede a la digestión.

El microondas fue programado, mediante un método diseñado por la compañía CEM (North Carolina, U.S.A.) que consiste en tres etapas:

1. En la primera las muestras alcanzan una temperatura de 200°C en 7 minutos
2. En la segunda se mantiene esta temperatura durante 10 minutos
3. Finalmente una etapa de 5 minutos de enfriamiento.

Al cabo del proceso, el carrusel es retirado siguiendo las instrucciones de despresurización del microondas.

El producto de la digestión, una vez enfriado, se filtró con papel Whatman No. 42 con ayuda de un embudo de plástico de tallo corto. Este filtrado finalmente se aforó a 50 mL con agua desionizada y se vertió a un recipiente de plástico, previamente lavado con HNO₃ al 5% y se refrigeró hasta que se sometió al análisis espectrofotométrico.

Análisis espectrofotométrico de emisión

El equipo empleado para la lectura de los elementos fue un espectrofotómetro de Emisión Acoplado a plasma (ICP por sus siglas en inglés) marca Perkin-Elmer modelo "Optima xl-3000" mediante el método de flama. Las curvas de calibración se prepararon de 0 a 30 ppm para el caso del Ca, K, Mg y Na y de 0 a 10 ppm para el resto de los elementos, partiendo de estándares de referencia marca Solutions con una pureza de 99.98%, preparados en una matriz nítrica al 4%.

4.3.3. Análisis microbiológico y determinación de aflatoxinas

4.3.3.1. Determinación de hongos y levaduras

Para el análisis micológico de las plantas de cebada se utilizaron las espigas.

4.3.3.2. Recuentos de hongos y levaduras totales

Equipos

Autoclave Scientific Co., modelo SM 200; Stomacher 400, Circulator, Seward, Inglaterra; incubadora Lab-Line, imperial III.



Medio de cultivo y diluyente:

Medio de cultivo y diluyente: Agar Papa Dextrosa (APD), DIBICO®. Se rehidrata y se esteriliza a 121 °C por 15 minutos.

Solución salina con Tween 80. Se pesaron 0.90 g de cloruro de sodio, 0.1 g de Tween 80 (MERCK®) y se disolvieron en 100 mL de agua destilada. La mezcla anterior se esterilizó a 121°C por 15 minutos.

Procedimiento

Se pesaron 10 g de espigas de las distintas muestras, posteriormente, cada muestra fue diluida en una proporción 1:10 en solución salina con Tween 80 y homogeneizada en el Stomacher durante 2 minutos. Esta dilución se consideró la primera dilución decimal, a partir de la cual se efectuaron 4 diluciones sucesivas, utilizando el mismo diluyente. Se sembró 0.1 mL de cada una de las diluciones de cada muestra, por duplicado, en placas petri con medio de cultivo APD (recomendado por la Norma Oficial Mexicana NOM-111-SSA1-1994); mediante la técnica de siembra en superficie. Todas las placas sembradas fueron incubadas durante 5-7 días a 25°C. Transcurrido este tiempo se procedió al recuento de todas las colonias de mohos y levaduras crecidas. Las placas utilizadas para llevar a cabo el recuento fueron aquellas que contenían entre 10 y 300 colonias. Los resultados se expresaron como unidades formadoras de colonias por gramo de muestra (UFC/g). Cabe destacar que se realizó este análisis sólo a cinco muestras de cebada, debido a que la muestra perteneciente a Tultengo (CV) no poseía suficientes espigas.

4.3.3.3. *Aislamiento e identificación de colonias fúngicas*

Medios de cultivo:

Agar malta (MA) MERCK®. Se rehidrata y se esteriliza a 121 °C durante 15 minutos.

Agar Czapek (CZ), BIOXON®. Se rehidrata y esteriliza a 121 °C durante 15 minutos.

Una vez efectuado el recuento, se procedió al aislamiento de cada una de las colonias de hongos que a simple vista se observaron diferentes. Para ello se utilizaron placas de petri con los medios MA y CZ en los que se depositaron inóculos de esporas y se incubaron durante 2-7 días a 25 °C.

La identificación de las colonias se llevó a cabo a través de sus características macroscópicas y microscópicas.

El estudio macroscópico se llevó a cabo a simple vista, observando la morfología y el tipo de crecimiento de las colonias. Inmediatamente se procedió a realizar el estudio microscópico. La preparación de la muestra se efectuó según la técnica de la cinta adhesiva (Rodríguez-Tudela y Avilez,



1991), la cual consiste en aplicar una porción de cinta adhesiva transparente sobre la superficie de la colonia y pegarla posteriormente, por presión, sobre un portaobjetos al cual previamente se le colocó una gota de azul de metileno.

Para la identificación y clasificación de los hongos, se utilizó el tratado de Von Arx (1981) como criterio básico. También se consultaron los manuales de Raper y Fenell (1965), y los tratados de Barnett y Hunter (1972) y Samson *et al.*, (2000).

4.3.3.4. Extracción y cuantificación de aflatoxinas

La extracción de las aflatoxinas se llevó a cabo siguiendo la metodología descrita en el kit-comercial utilizado para su determinación (r-biopharm, RIDASCREEN®FAST, Aflatoxinas totales): se pesaron 5 g de espigas recientemente molidas, se les agregaron 25 mL de metanol (grado analítico, Técnica Química, High Purity de México, S.A.) al 70%, y se agitaron vigorosamente durante 3 minutos. El extracto se filtró por gravedad utilizando papel Whatman No. 1, se tomó 1 mL del filtrado y se diluyó con 1 mL de agua destilada en un vial estéril, se utilizaron 50 µL de este extracto diluido por cada micropozo. La determinación del contenido de aflatoxinas totales se llevó a cabo inmediatamente siguiendo el procedimiento establecido en el inmunoensayo enzimático.

Para la cuantificación de las aflatoxinas totales (B1 + B 2 + G 1 + G 2) se realizó el inmunoensayo enzimático competitivo ELISA, que se basa en una reacción antígeno-anticuerpo. Los micropozos utilizados están recubiertos con anticuerpos de captura contra anticuerpos anti-aflatoxina. Se agregan estándares de aflatoxina o la solución de las muestras, conjugado aflatoxina-enzima y anticuerpos anti-aflatoxina a los micropozos. La aflatoxina libre y el conjugado aflatoxina-enzima compiten para unirse a sitios del anticuerpo anti-aflatoxina. Al mismo tiempo, los anticuerpos anti-aflatoxina se unen a los anticuerpos de captura inmovilizados sobre la placa. El conjugado aflatoxina-enzima que no se unió es removido posteriormente en un proceso de lavado. El sustrato/cromógeno es agregado a los micropozos e incubado. El conjugado aflatoxina-enzima unido a los micropozos a través de los anticuerpos, convierte el cromógeno en una sustancia azul; la adición de la solución stop provoca un cambio de color de azul a amarillo y la medición del color se realiza fotométricamente a 450 nm, en este caso se utilizó el lector manual MICROWELL (tipo El 301). La absorción es directamente proporcional a la concentración de aflatoxina en la muestra.



4.4. Análisis estadístico

Para efectos de análisis estadístico, en el estudio bromatológico, cada determinación se realizó al menos por triplicado. Para analizar estadísticamente los resultados, se utilizó el paquete SPSS versión 12.0.

4.4.1. Análisis descriptivos

Con las tablas obtenidas de los resultados de cada determinación analítica, se realizó como primer paso un análisis descriptivo de los datos; para cada una la media, la desviación estándar, los intervalos de confianza con un 95% de confiabilidad y el coeficiente de variabilidad o porcentaje de error relativo, para el cual se obtuvieron valores menores al 5%.

4.4.2. Análisis de varianza

El análisis de un factor (ANOVA de una vía) determina si la diferencia entre las medias es demasiado grande como para deberse únicamente a los errores aleatorios cometidos en la obtención de los datos. La hipótesis nula del ANOVA particular de este estudio es que todas las medias obtenidas para cada componente de la cebada, forman parte de una misma población con una misma varianza. De aceptarse esta hipótesis para cada ANOVA efectuado, se probaría la igualdad en la composición química de los diferentes tipos de cebada.

Todos los conjuntos de datos cumplieron con el supuesto de normalidad. Puesto que cada órgano de la planta de cebada, tiene una composición distinta, los análisis de varianza se hicieron de manera independiente para hojas, tallos y espigas. En cada ANOVA, la variable de respuesta tomó el papel de variable dependiente y las distintas muestras el del factor, por lo cual éste siempre tuvo seis niveles.

4.4.3. Prueba de Tukey

Como parte del análisis estadístico, también se aplicó la prueba de comparación múltiple de Tukey con un 95% de confiabilidad, la cual nos ayuda a encontrar la diferencia significativa mas importante (Pérez, 2001).



5. Resultados y discusión

5.1. Análisis proximal de espigas

5.1.1. Humedad

En la tabla 11 se muestran los porcentajes de humedad obtenidos para las espigas de cebada estudiadas.

Tabla 11. Contenido de humedad en espigas de cebada.

HUMEDAD EN ESPIGAS (%)

| CÓDIGO | MEDIA | SD | %CV |
|------------|--------------------|------|------|
| E-ZMC | 9.57 ^a | 0.07 | 0.77 |
| E-ZRC | 7.60 ^b | 0.13 | 1.73 |
| E-VTRC | 9.71 ^a | 0.03 | 0.26 |
| 10416-VTRC | 10.18 ^c | 0.12 | 1.17 |
| E-TCV | 9.34 ^d | 0.13 | 1.39 |
| E-TLMC | 9.64 ^a | 0.13 | 1.31 |

SD= Desviación estándar. %CV= Coeficiente de variabilidad (máximo aceptable 5%). Superíndices iguales indican medias estadísticamente semejantes.

El ANOVA realizado nos indicó que las medias de las muestras de espigas difieren significativamente, por lo que la composición de humedad no es igual para todas las muestras de espigas de cebada. Con la prueba de Tukey se observó que sólo algunas de ellas poseen valores que se pueden considerar semejantes: las espigas de E-ZMC, E-VTRC, E-TLMC. Por otra parte, las espigas de E-ZRC y 10416-VTRC presentaron el menor y mayor porcentaje de humedad respectivamente.

La variación en el contenido de humedad de las muestras de espigas analizadas puede estar influenciada por las condiciones ambientales durante el crecimiento de la planta; su estado de maduración con respecto a su cosecha y por las condiciones de almacenamiento (Molina, 1989; Shewry, 1992).

Los porcentajes de humedad obtenidos de las espigas de los módulos muestreados (Tabla 11) fueron menores a los establecidos en la norma NMX-FF-043-SCFI-2003, la cual establece un rango de humedad máxima en granos de cebada de 11.5 – 13.5 % y a los valores promedio reportados por distintos autores, los cuales van desde 10 hasta 14% (Molina, 1989; Shewry, 1992; Callejo, 2002).



El hecho de que los resultados del contenido de humedad para las muestras sean inferiores a los reportados no tiene un efecto negativo, puesto que variedades que poseen un contenido de humedad menor al crítico, que es de 14% para cereales; implican menos gasto en el manejo del grano, además de ser menos propensos a deteriorarse (Callejo, 2002).

5.1.2. Cenizas

Las cenizas del grano representan el contenido de sales minerales en el mismo expresado en tanto por ciento (Bellido, 1991). En la tabla 12 se presenta el contenido de cenizas de las muestras de espigas de cebada.

Tabla 12. Contenido de cenizas en espigas de cebada.

| CENIZAS EN ESPIGAS (%) | | | |
|------------------------|-------------------|------|------|
| CÓDIGO | MEDIA | SD | %CV |
| E-ZMC | 4.02 ^a | 0.02 | 0.40 |
| E-ZRC | 5.34 ^b | 0.12 | 2.24 |
| E-VTRC | 2.38 ^c | 0.06 | 2.55 |
| 10416-VTRC | 3.73 ^d | 0.09 | 2.33 |
| E-TCV | 5.27 ^b | 0.08 | 2.58 |
| E-TLMC | 4.63 ^e | 0.14 | 2.97 |

SD= Desviación estándar. %CV= Coeficiente de variabilidad (máximo aceptable 5%). Todos los resultados se presentan en base húmeda. Superíndices iguales indican medias estadísticamente semejantes.

El ANOVA correspondiente nos indicó que los valores de cenizas de las espigas de cebada difieren significativamente entre sí. Corroborando dichos resultados con la prueba de Tukey se observó que sólo un par de ellas tienen valores que pueden considerarse semejantes: E-ZRC y E-TCV, además de ser las muestras que poseen el mayor contenido de cenizas; E-VTRC presentó el contenido de cenizas más bajo.

Los valores promedio reportados por distintos autores para el contenido de cenizas en granos de cebada (en base seca) varían del 2 al 3% (Shewry, 1992; Desrosier, 1999). La muestra de E-VTRC fue la única que se encontró dentro de este valor. En lo que respecta a las demás muestras, las medias experimentales son más altas que los valores arriba mencionados. Esto podría deberse en gran parte a que el contenido de cenizas resulta mayor mientras más cantidad de componentes fibrosos posea el grano al momento de su análisis (Shewry, 1992). En este caso, las muestras analizadas fueron espigas y no sólo granos.

Esta variación en el resultado de las diferentes muestras puede estar influenciada por factores genéticos (variedad), la composición del suelo en el cual fueron cultivadas las muestras de cebada (riqueza en humus y



disponibilidad de nutrientes), agronómicos (fertilizantes utilizados, densidad de siembra y cultivo anterior) y factores ambientales que puedan influir en el contenido de material inorgánico de este cereal (insolación, humedad relativa) (Shewry, 1992; Serna, 2001).

Puesto que todas las muestras analizadas se cultivaron en condiciones climáticas semejantes, el factor que pudo tener mayor influencia en el contenido de ceniza de las espigas es el sistema de cultivo, por ser quien define distintos factores edafológicos (naturaleza del suelo, riqueza en humos y disponibilidad de nutrientes).

5.1.3. *Proteínas*

El contenido de proteínas es de suma importancia para poder determinar el uso más apropiado que se debe dar a los granos de cebada. Granos con un alto contenido proteico son aptos para fines de alimentación animal, panificación; mientras que los granos con un contenido menor de proteínas (8.7-10.3%) son utilizados para la elaboración de maltas pálidas de alta calidad, además, las proteínas tienen influencia en el aporte de turbidez de las cervezas. También el potencial de extracción de malta disminuye con el aumento de proteínas en el grano de cebada, por lo que los requerimientos comerciales normales de cebada para malta estipulan como máximo 11.5% (Hornsey, 2002). En la tabla 13 se presenta el contenido de proteínas de las muestras de espigas de cebada analizadas.

Tabla 13. Contenido de proteínas en espigas de cebada.

| PROTEÍNAS EN ESPIGAS (%) | | | |
|---------------------------------|-------------------|-----------|------------|
| CÓDIGO | MEDIA | DS | %CV |
| E-ZMC | 6.27 ^a | 0.04 | 0.64 |
| E-ZRC | 6.08 ^a | 0.06 | 0.93 |
| E-VTRC | 7.07 ^b | 0.04 | 0.52 |
| 10416-VTRC | 8.39 ^c | 0.07 | 0.80 |
| E-TCV | 6.63 ^d | 0.13 | 1.95 |
| E-TLMC | 9.15 ^e | 0.06 | 0.70 |

Ds=Desviación estándar. %CV= Coeficiente de variabilidad (máximo aceptable 5%). Todos los resultados se presentan en base húmeda. Superíndices iguales indican medias estadísticamente semejantes.

El ANOVA realizado a los resultados indicó que el contenido de proteína difiere significativamente en las diferentes muestras de espigas de cebada analizadas. La prueba de Tukey, indicó que sólo el par de medias de las espigas de E-ZMC y E-ZRC se pueden considerar semejantes. Estas muestras presentaron los niveles proteicos más bajos junto con la muestra correspondiente a E-TCV. El mayor contenido proteico lo presentaron las



muestras pertenecientes a E-TLMC seguido de 10416-VTRC y finalmente E-VTRC.

Los valores de proteína en los granos de cebada madura se encuentran típicamente entre 9 a 15% del peso seco total del grano (Shewry, 1992; Desrosier, 1999). La muestra de espiga perteneciente a E-TLMC es la única que se encuentra dentro de este rango, así mismo se encuentra dentro del rango estipulado para la elaboración de maltas pálidas de alta calidad. Con lo que respecta a las demás muestras, se encuentran por debajo del intervalo indicado esto probablemente es debido a que se estudiaron las espigas y no los granos, la cascarilla aporta un mayor volumen a la muestra sin contribuir significativamente con el porcentaje de proteína. Staniforth (1980) reporta que la proteína abunda más en glumas y raquis.

La variación del contenido de proteína entre las muestras se atribuye a diferentes factores entre los que se encuentran: las condiciones de crecimiento y la relación lineal entre la cantidad de fertilizante nitrogenado aplicado al suelo (Shewry, 1992). Las variaciones climáticas afectan considerablemente el contenido de nitrógeno en el grano (Bellido, 1991; Shewry, 1992), altas temperaturas en etapas de sequía se reflejan en un incremento del porcentaje de proteínas en el grano, mientras que abundantes lluvias durante el periodo de desarrollo del grano propicia un bajo contenido de proteínas (Shewry, 1992). Este último punto es de gran importancia para nuestras muestras, puesto que las lluvias abundaron durante el crecimiento de la cebada analizada.

5.1.4. Lípidos

Los lípidos o materia grasa, se encuentran en menor proporción en relación a otros constituyentes del grano de cebada. En la tabla 14 se presentan los valores medios del contenido de lípidos obtenidos en las diferentes muestras de espigas de cebada.

Tabla 14. Contenido de lípidos en espigas de cebada.

| LÍPIDOS EN ESPIGAS (%) | | | |
|-------------------------------|-------------------|-----------|------------|
| CÓDIGO | MEDIA | SD | %CV |
| E-ZMC | 0.97 ^a | 0.00 | 3.05 |
| E-ZRC | 0.89 ^b | 0.01 | 4.47 |
| E-VTRC | 1.40 ^c | 0.05 | 2.89 |



| | | | |
|------------|-------------------|------|------|
| 10416-VTRC | 1.07 ^d | 0.02 | 3.49 |
| E-TCV | 0.60 ^e | 0.00 | 2.75 |
| E-TLMC | 1.11 ^d | 0.01 | 3.46 |

SD= Desviación estándar. %CV= Coeficiente de variabilidad (máximo aceptable 5%). Todos los resultados se presentan en base húmeda. Superíndices iguales indican medias estadísticamente semejantes.

El ANOVA correspondiente indicó que no existe homogeneidad entre el contenido de lípidos de las muestras. Sólo un par de ellas, pertenecientes a 10416-VTRC y E-TLMC es considerado similar a simple vista. Llevando a cabo la prueba de Tukey observamos que las medias de todas las muestras son significativamente diferentes entre sí. A partir de esto, se determinó un orden creciente de contenido de lípidos en las muestras de espigas:

$$E-TCV < E-ZRC < E-ZMC < 10416-VTRC = E-TLMC < E-VTRC.$$

El contenido de lípidos de las muestras arriba mencionadas (Tabla 14) presentan valores por debajo de los reportados para granos, que van del 2 al 3 % del peso seco total según distintos autores (Shewry, 1992; Desrosier, 1999; Tscheuschner, 1999).

A diferencia de otros parámetros, no se encontraron reportes que justifiquen la variación en el contenido de grasa en la cebada. Las diferencias encontradas pueden estar primeramente basadas en el contenido de componentes estructurales de la espiga, los cuales contribuyeron a diluir un poco el contenido de grasa que presentarían los granos solos. También la época en que se efectúa la siega es un factor que debe también ser considerado (Shewry, 1992).

5.1.5. *Fibra*

En la tabla 15 se presentan los valores medios del contenido de fibra obtenidos en las diferentes muestras.

Tabla 15. Contenido de fibra en espigas de cebada.

| FIBRA EN ESPIGAS (%) | | | |
|-----------------------------|--------------------|-----------|------------|
| CÓDIGO | MEDIA | SD | %CV |
| E-ZMC | 10.72 ^a | 0.33 | 3.05 |
| E-ZRC | 10.57 ^a | 0.47 | 4.47 |
| E-VTRC | 10.91 ^a | 0.32 | 2.89 |
| 10416-VTRC | 7.39 ^b | 0.26 | 3.49 |
| E-TCV | 19.51 ^c | 0.54 | 2.75 |
| E-TLMC | 35.33 ^d | 1.41 | 3.45 |



SD= Desviación estándar. %CV= Coeficiente de variabilidad (máximo aceptable 5%). Todos los resultados se presentan en base húmeda. Superíndices iguales indican medias estadísticamente semejantes.

El ANOVA correspondiente al contenido de fibra cruda (Tabla 15), demostró una vez más que las muestras no son homogéneas. Mediante la prueba de Tukey observamos que existe un grupo de medias estadísticamente semejantes pertenecientes a las muestras de: E-ZMC, E-ZRC y E-VTRC.

Las muestras pertenecientes a E-TCV y E-TLMC presentaron el mayor contenido de fibra cruda y la muestra perteneciente a 10416-VTRC fue la que presentó el menor contenido de fibra cruda, todas estas muestras difieren significativamente.

Los valores reportados para el contenido de fibra en granos de cebada se encuentran entre el 4.5 a 7.2% del peso seco total del grano (Tscheuschner, 1999).

Comparando dichos valores de las medias de las espigas presentadas en la Tabla 15, se observa que la muestra 10416-VTRC es quien presentó un porcentaje de fibra más próximo al reportado para granos de cebada.

Con respecto a las demás muestras, se observa que se encuentran por arriba del valor reportado para granos. El alto porcentaje de fibra en las espigas de cebada (Tabla 15) puede deberse a que la cebada con cascarilla es más rica en fibra y en lignina que la cebada descascarillada (Serna, 2001), así mismo, se deduce que el 80% del contenido de fibra reportado en la tabla 15 pertenece al raquis, glumas y aristas de la espiga.

El orden decreciente de contenido de fibra cruda en las muestras de espigas se presentó de la siguiente manera:

E-TLMC > E-TCV > E-VTRC = E-ZMC = E-ZRC, quienes presentaron valores muy próximos entre sí.

El mayor contenido de fibra en espigas se observó en las muestras pertenecientes a E-TCV y E-TLMC; el elevado contenido de fibra encontrado se debe muy probablemente a que cuando se recolectaron las muestras, las condiciones climáticas no permitieron cosechar las plantas en el tiempo exacto de su maduración, ocasionando posiblemente pérdida de grano, originando una menor cantidad de harina y mayor cantidad de fibra.

5.1.6. Carbohidratos

En la tabla 16 se presenta el contenido de carbohidratos (calculados por diferencia) obtenidos en las diferentes muestras de espigas estudiadas.

Tabla 16. Contenido de carbohidratos en espigas de cebada.

CARBOHIDRATOS EN ESPIGAS (%)



| CÓDIGO | % CARBOHIDRATOS |
|------------|-----------------|
| E-ZMC | 68.45 |
| E-ZRC | 69.52 |
| E-VTRC | 68.30 |
| 10416-VTRC | 69.24 |
| E-TCV | 58.58 |
| E-TLMC | 40.14 |

Los carbohidratos son el mayor constituyente de los granos de cereales. En la cebada puede existir una variación de 72.8-82.8% (Tsheuschner, 1999), todas las medias de las muestras se encuentran por debajo de este valor. En cervecería es deseable un mayor contenido de carbohidratos y una menor cantidad de proteína. Por otra parte, una mayor cantidad de carbohidratos implica mayor cantidad de almidón. En general los resultados obtenidos en nuestro estudio indican que a más alto contenido de carbohidratos menor contenido de proteína. La muestra de E-TLMC es la que presentó el contenido de carbohidratos más bajo, no por esto sería poco probable su utilización en la industria cervecera dado que su contenido de proteína se encuentra dentro del rango de 9 a 11.5 % mencionado por Hornsey (2002) para la elaboración de maltas.

5.2. *Análisis proximal de hojas y tallos*

Las hojas y tallos de la cebada, son comúnmente conocidos en forma conjunta como paja. Su composición química es compleja, para estudiarla se han empleado métodos analíticos diferentes y los resultados no han sido siempre estrictamente comparables ni incluso coincidentes. La paja ha sido analizada químicamente para determinar su valor para dos fines principales: alimentación y preparación de pasta para papel (Staniforth, 1980).

Existen escasos trabajos de investigación acerca de la composición proximal de la paja de cebada.

5.2.1. *Humedad en paja de cebada*

La humedad en la paja de cebada, es un factor importante para predecir su comportamiento durante su almacenamiento. La importancia de reportar la humedad en diversos estudios es con el fin de reportar otros componentes en una base fija (húmeda o seca).

Los valores de humedad encontrados para la paja de cebada se muestran en la tabla 17.

**Tabla 17.** Contenido de humedad en paja de cebada.

| HUMEDAD EN PAJA (%) | | | | | | |
|---------------------|-------------------|------|------|-------------------|------|------|
| CÓDIGO | HOJAS | | | TALLOS | | |
| | MEDIA | SD | %CV | MEDIA | SD | %CV |
| E-ZMC | 7.49 ^a | 0.08 | 1.02 | 7.21 ^a | 0.17 | 2.32 |
| E-ZRC | 5.88 ^b | 0.13 | 1.54 | 5.88 ^b | 0.03 | 0.54 |
| E-VTRC | 8.68 ^c | 0.10 | 1.15 | 7.59 ^c | 0.14 | 1.87 |
| 10416-VTRC | 8.32 ^d | 0.11 | 1.37 | 5.30 ^d | 0.07 | 1.30 |
| E-TCV | 7.89 ^e | 0.02 | 0.32 | 9.69 ^e | 0.17 | 1.77 |
| E-TLMC | 9.10 ^f | 0.11 | 1.21 | 9.38 ^f | 0.10 | 1.04 |

SD= Desviación estándar. %CV= Coeficiente de variabilidad (máximo aceptable 5%). Superíndices iguales indican medias estadísticamente semejantes.

El ANOVA correspondiente al contenido de humedad en hojas y tallos (Tabla 17) indicó que los resultados difieren significativamente.

La prueba de Tukey para las medias del porcentaje de humedad, indicó que ningún porcentaje puede considerarse semejante a otro. Esto permite asegurar que existe un orden creciente en el contenido de humedad en las muestras de las hojas analizadas:

$$E-ZRC < E-ZMC < E-TCV < 10416-VTRC < E-VTRC < E-TLMC.$$

En cuanto a los tallos, todas las muestras son estadísticamente diferentes, según la prueba de Tukey. Las muestras de E-TCV y E-TLMC fueron las muestras que poseen el mayor porcentaje de humedad. A partir de esto, también se puede determinar un orden creciente de contenido de humedad para las muestras de tallos:

$$10416-VTRC < E-ZRC < E-ZMC < E-VTRC < E-TLMC < E-TCV.$$

Un estudio realizado bajo condiciones agrícolas europeas reportó que el contenido en humedad de la paja segada con el grado de maduración apropiada para la cosecha varía comúnmente desde tan solo 8% en una temporada seca hasta el 20% en época húmeda (Staniforth, 1980), comparando los resultados de este estudio con el contenido de humedad de las muestras analizadas, podemos afirmar que las muestras que se encuentran dentro de este rango son: muestras de hojas pertenecientes a E-VTRC, 10416-VTRC, y E-TLMC y muestras de tallos provenientes de E-TLMC y E-TCV.

Estas variaciones pueden estar influenciadas por las condiciones atmosféricas a las que estuvieron expuestas las plantas, a las variaciones en la estructura e histología de las pajas de distintas especies y variedades, además de la maduración fisiológica de la planta de cebada con respecto a su cosecha (Staniforth, 1980).

Una paca con un contenido de humedad inferior al 15% en la paja (hojas y tallos) es menos susceptible a sufrir un enmohecimiento según experiencias prácticas efectuadas en Inglaterra (Staniforth, 1980). Todas



las muestras estudiadas, tanto de hojas como de tallos, están por debajo de este valor, por lo que sería menos probable un deterioro por presencia de hongos.

5.2.2. Cenizas en paja de cebada

El contenido de cenizas para la paja de cebada se muestra en la tabla 18.

Tabla 18. Contenido de cenizas en paja de cebada.

| CENIZAS EN PAJA (%) | | | | | | |
|---------------------|--------------------|------|------|-------------------|------|------|
| CÓDIGO | HOJAS | | | TALLOS | | |
| | MEDIA | SD | %CV | MEDIA | SD | %CV |
| E-ZMC | 15.15 ^a | 0.02 | 0.11 | 5.72 ^a | 0.09 | 1.58 |
| E-ZRC | 17.47 ^b | 0.16 | 0.93 | 6.74 ^b | 0.09 | 1.28 |
| E-VTRC | 16.48 ^c | 0.40 | 2.41 | 7.23 ^c | 0.02 | 0.31 |
| 10416-VTRC | 18.56 ^d | 0.10 | 0.55 | 8.18 ^d | 0.19 | 2.29 |
| E-TCV | 12.48 ^e | 0.17 | 1.33 | 5.64 ^a | 0.08 | 1.37 |
| E-TLMC | 12.20 ^e | 0.19 | 1.52 | 4.56 ^e | 0.13 | 2.85 |

SD= Desviación estándar. %CV= Coeficiente de variabilidad (máximo aceptable 5%). Todos los resultados se presentan en base húmeda. Superíndices iguales indican medias estadísticamente semejantes.

Las muestras de hojas de cebada presentaron un alto contenido de cenizas comparado con el encontrado en los tallos.

Mediante el ANOVA correspondiente tanto para hojas como para tallos se pudo determinar que los porcentajes de cenizas para ambos órganos no son equiparables. La prueba de Tukey indicó que sólo un par de medias, las correspondientes a las hojas de E-TLMC y E-TCV, pueden considerarse estadísticamente similares. El porcentaje de cenizas de las muestras de hojas en orden creciente sería:

$$E-TCV = E-TLMC < E-ZMC < E-VTRC < E-ZRC < 10416 VTRC.$$

La prueba de Tukey para tallos de cebada demostró que al igual que las hojas, sólo hay un par de medias de porcentaje de cenizas estadísticamente similares, las cuales corresponden a: E-ZMC y E-TCV. A partir de esto, también se puede determinar un orden creciente de contenido de cenizas para las muestras de tallos:

$$E-TLMC < E-ZMC = E-TCV < E-ZRC < E-VTRC < 10416-VTRC.$$

El contenido de cenizas reportado para la paja de cebada es de 6.4% de sustancia seca (Staniforth, 1980). Así mismo, estudios realizados a la paja, desde el punto de vista nutricional, reportaron un contenido de ceniza de



5.3% del peso seco en cebada de primavera y 6.6% del peso seco de cebada de invierno. En dicho estudio se analizaron las diferentes fracciones de la paja de cebada las cuales presentaron un contenido de ceniza de 6.8% en hojas, 5.1% en nudos y de 2.7% en entrenudos (Staniforth, 1980). Comparando estos valores con los obtenidos en las muestras (Tabla 18), observamos que el porcentaje de cenizas es superior al reportado anteriormente (6.4%) por Staniforth, (1980).

La cebada muestreada pertenece al ciclo de invierno, tomando en cuenta este aspecto, sólo los tallos de las muestras pertenecientes a: E-ZMC y E-TCV se encuentran dentro del rango reportado para cebada de invierno (6.6%). La muestra perteneciente a E-TLMC es la que contiene el menor porcentaje de cenizas encontrándose por debajo del rango mencionado anteriormente. En lo que respecta a las restantes muestras de tallos, los resultados obtenidos en las muestras de cenizas se encuentran por arriba del valor establecido (6.6%) para cebada del ciclo de invierno.

Estas variaciones entre las diferentes muestras, tanto de hojas como de tallos, pudieron estar influenciadas por la composición del suelo en el cual fueron cultivadas las muestras de cebada, los fertilizantes aplicados, las cantidades de polvo presentes en la paja, el contenido de cenizas en hojas también está influenciado por la proporción de limbos y vainas de las hojas que, junto con las espigas y panículos, son más ricas en cenizas que las restantes proporciones de la paja (Staniforth, 1980).

En la determinación experimental de cenizas, se observó que las muestras presentaron una coloración distinta que iba del blanco al gris y esto puede ser atribuido a las diferencias en su composición. Durante la incineración de la muestra; las sales metálicas de los ácidos orgánicos se convierten en óxidos y carbonatos o pueden reaccionar para formar fosfatos, sulfatos y haluros. Algunos de estos compuestos son coloridos y al variar su proporción en la muestra, pueden proporcionar distintos aspectos.

Asimismo, se pudo observar que los mayores contenidos de cenizas en hojas y tallos, se presentaron en los cultivos de labranza de rotación.

Cabe destacar que en las cenizas de hojas y tallos de las muestras analizadas predominan sales principalmente de potasio y de calcio, debido a que son los elementos más absorbidos por las plantas (Fuentes, 1989), además del contenido de sílice, el cual es un componente insoluble de las cenizas de la paja de cereales y que interesa a nutriólogos como a tecnólogos porque inhibe la digestión de los carbohidratos e interfiere en los procesos de la preparación de pasta para papel a partir de la paja (Staniforth, 1980).

5.2.3. Proteínas en paja de cebada

El contenido de proteínas en la paja de cereales es un componente de mucha importancia en la nutrición del ganado. Debido a esto se ha



generado el interés por regular los porcentajes de proteína que se requieren en la paja para la crianza de animales (Gooding y Davies, 1997).

Los valores de proteínas encontrados para la paja de cebada se muestran en la tabla 19.

Tabla 19. Contenido de proteínas en paja de cebada.

| PROTEÍNAS EN PAJA (%) | | | | | | |
|-----------------------|-------------------|------|------|-------------------|------|------|
| CÓDIGO | HOJAS | | | TALLOS | | |
| | MEDIA | SD | %CV | MEDIA | SD | %CV |
| E-ZMC | 2.22 ^a | 0.08 | 3045 | 1.58 ^a | 0.06 | 3.98 |
| E-ZRC | 2.81 ^b | 0.05 | 1.89 | 1.29 ^b | 0.06 | 4.40 |
| E-VTRC | 2.71 ^b | 0.06 | 2.09 | 1.39 ^b | 0.05 | 3.83 |
| 10416-VTRC | 3.82 ^c | 0.01 | 0.22 | 1.71 ^c | 0.00 | 0.08 |
| E-TCV | 4.93 ^d | 0.06 | 1.16 | 3.28 ^d | 0.01 | 0.25 |
| E-TLMC | 7.72 ^e | 0.05 | 0.59 | 3.91 ^e | 0.06 | 1.41 |

SD= Desviación estándar. %CV= Coeficiente de variabilidad (máximo aceptable 5%). Todos los resultados se presentan en base húmeda. Superíndices iguales indican medias estadísticamente semejantes.

Como se puede observar en la tabla 19, en general el contenido de proteína de las hojas fue mayor al de los tallos.

De acuerdo al ANOVA realizado, existen diferencias significativas en el contenido de proteínas en muestras de hojas y tallos. La prueba de Tukey nos indicó que sólo un par de medias pueden considerarse semejantes en ambos órganos y pertenecen a las muestras de: E-ZRC y E-VTRC.

En estudios realizados en 1977 sobre las pajas procedentes del sureste de Inglaterra se reportó un contenido medio de proteína bruta en paja de 2.9 al 6.5 %. Otro estudio realizado a las diferentes fracciones de esta paja de cebada, reporta un contenido proteico de 4.2 % en hojas, 1.5 % en entrenudos del tallosy 2.7 % en nudos del tallo (Staniforth, 1980).

Al comparar los resultados de proteínas en hojas (Tabla 19) con los datos reportados por Staniforth (1980) para paja de cebada de invierno (3.7%), se observó que las muestras pertenecientes a E-ZRC, E-VTRC y E-ZMC presentaron un porcentaje inferior. Las muestras que se encuentran dentro de este rango son: 10416-VTRC y E-TCV con un porcentaje de proteínas de 3.82 y 4.93 % respectivamente. La muestra perteneciente a E-TLMC presentó el mayor contenido de proteínas.

En lo que respecta a las muestras de tallos, se observó que las muestras de E-ZRC, E-VTRC, E-ZMC y 10416-VTRC presentan un porcentaje de proteínas inferior al reportado por Staniforth (1980) para paja de invierno (3.7%); las muestras que se encuentran dentro de este rango son: E-TCV y E-TLMC.



Las variaciones observadas en el contenido de proteínas se atribuyen: a que la proteína abunda generalmente más en hojas, glumas y raquis que en nudos y entrenudos; fertilizantes aplicados; estado de maduración, cuando las muestras no han alcanzado la madurez presentan un mayor porcentaje de proteína cruda (Staniforth, 1980).

5.2.4. *Fibra en paja de cebada*

La fibra se considera un reflejo del contenido de celulosa, que es el componente esencial de las hojas y de los tallos de todos los cereales, así como de otros muchos tejidos vegetales (Staniforth, 1980).

En la tabla 20 se presentan los valores de fibra obtenidos para la paja de cebada analizadas.

Tabla 20. Contenido de fibra en paja de cebada.

| FIBRA EN PAJA (%) | | | | | | |
|-------------------|--------------------|------|------|--------------------|------|------|
| CÓDIGO | HOJAS | | | TALLOS | | |
| | MEDIA | SD | %CV | MEDIA | SD | %CV |
| E-ZMC | 34.54 ^a | 3.08 | 3045 | 44.69 ^a | 0.91 | 2.04 |
| E-ZRC | 31.82 ^b | 2.56 | 1.89 | 40.38 ^b | 0.73 | 1.80 |
| E-VTRC | 32.89 ^b | 2.41 | 2.09 | 43.57 ^a | 1.11 | 2.55 |
| 10416-VTRC | 30.55 ^b | 2.55 | 0.22 | 42.36 ^a | 1.01 | 2.39 |
| E-TCV | 31.78 ^b | 2.29 | 1.16 | 37.63 ^c | 1.51 | 4.01 |
| E-TLMC | 28.94 ^c | 0.78 | 0.59 | 35.33 ^c | 1.41 | 4.00 |

SD= Desviación estándar. %CV= Coeficiente de variabilidad (máximo aceptable 5%). Todos los resultados se presentan en base húmeda. Superíndices iguales indican medias estadísticamente semejantes.

Mediante el ANOVA realizado a los conjuntos de muestras (hojas y tallos) se observó que no existe homogeneidad entre ellas.

La prueba de Tukey realizada para las medias del conjunto de las hojas, indicó que existe sólo una agrupación de muestras que pueden considerarse semejantes estadísticamente; las muestras que conforman dicho grupo son: E-ZRC, E-VTRC, 10416-VTRC, E-TCV. Las muestras restantes son E-TLMC y E-ZMC las cuales presentaron el menor y mayor porcentaje de fibra respectivamente.



Todos las muestras de hojas (Tabla 20) presentaron niveles de fibra por debajo de lo reportado por Staniforth (1980) en sus estudios de fibra para paja de cebada (46.9 al 58.5 %).

Para el conjunto de tallos, la prueba de Tukey, indicó que existen dos agrupaciones estadísticamente similares, el grupo uno lo integran las muestras de E-ZMC, E-VTRC y 10416-VTRC, además de ser el grupo que presentó el mayor contenido de fibra. El grupo dos esta integrado por muestras pertenecientes a E-TCV y E-TLMC La muestra de E-ZRC difiere estadísticamente de ambos grupos.

Staniforth (1980) reporta un contenido medio de fibra en paja de cebada del 46.9 al 58.5 %, en estudios realizados en 1977 sobre las pajas procedentes del sureste de Inglaterra, así mismo, llevó a cabo otro estudio de las diferentes fracciones de esta paja de cebada encontrando un contenido de 48.7% de fibra en nudos, de 57.9% en entrenudos y de 47.3% en hojas.

El porcentaje de fibra determinado en las muestras de hojas y tallos, se encuentra por debajo de los valores encontrados por Staniforth (1980). Observándose una mayor acumulación de fibra en tallos, coincidiendo este último punto con lo mencionado en los estudios realizados por Staniforth (1980), los cuales reportan que la concentración de fibra fue mayor en tallos que en hojas.

El bajo contenido de fibra en la paja de cebada puede deberse a las diferencias entre variedades, la influencia de suelos, fertilizantes e irrigación y de las proporciones de las distintas fracciones de la paja presentes en la muestra, ya que la fibra es más abundante en los entrenudos y la época en que se efectúa la siega tiene un efecto considerable tanto sobre el rendimiento como sobre la composición de la paja recolectada (Staniforth, 1980).

5.2.5. Lípidos en paja de cebada

Los lípidos o extracto etéreo constituye una fracción muy pequeña en la composición química de la paja de cebada, es de gran valor como aporte nutricional después de las proteínas para el ganado; tiene gran importancia en el ámbito industrial ya que la paja contiene cantidades pequeñas de ceras las cuales son valiosas para muchos fines y podrían adquirir importancia económica si fuesen tratadas cantidades importantes de paja (Staniforth, 1980).

En la tabla 21 se presentan los valores de lípidos para la paja de cebada obtenidos en las muestras analizadas.


Tabla 21. Contenido de lípidos en paja de cebada.

| LÍPIDOS EN PAJA (%) | | | | | | |
|---------------------|-------------------|------|------|-------------------|------|------|
| CÓDIGO | HOJAS | | | TALLOS | | |
| | MEDIA | SD | %CV | MEDIA | SD | %CV |
| E-ZMC | 1.46 ^a | 0.01 | 0.35 | 0.69 ^a | 0.01 | 1.52 |
| E-ZRC | 1.85 ^b | 0.00 | 0.10 | 0.64 ^b | 0.02 | 2.39 |
| E-VTRC | 1.31 ^c | 0.00 | 0.40 | 0.59 ^c | 0.01 | 0.65 |
| 10416-VTRC | 1.41 ^d | 0.02 | 1.53 | 0.57 ^c | 0.01 | 0.68 |
| E-TCV | 1.36 ^e | 0.01 | 0.49 | 0.49 ^d | 0.00 | 0.33 |
| E-TLMC | 0.96 ^f | 0.01 | 0.72 | 0.47 ^d | 0.00 | 0.35 |

Ds= Desviación estándar. %CV= Coeficiente de variabilidad (máximo aceptable 5%). Todos los resultados se presentan en base húmeda. Superíndices iguales indican medias estadísticamente semejantes.

El contenido de lípidos en hojas es hasta dos veces más alto que el contenido de los tallos (Tabla 21). Nuevamente mediante el ANOVA realizado a cada conjunto, se encontró que los contenidos de grasa no son iguales entre las distintas muestras de hojas y son particularmente diferentes entre las muestras de tallos.

La prueba de Tukey para hojas indicó que ningún porcentaje se puede equiparar a otro; se trata de un grupo de resultados totalmente heterogéneo. Esto permite asegurar que existe un orden creciente en el contenido de grasa en las muestras de hojas analizadas:

$$E-TLMC < E-VTRC < E-TCV < 10416-VTRC < E-ZMC < E-ZRC.$$

En el caso de los tallos, la prueba de Tukey indicó que existen dos agrupaciones de medias estadísticamente similares, una agrupación está conformada por las muestras de E-VTRC y 10416-VTRC y la segunda agrupación de muestras integrada por E-TCV y E-TLMC.

Los porcentajes de lípidos para las muestras de ambos órganos (hojas y tallos) se encuentran por debajo de los datos reportados por Staniforth (1980) en estudios realizados a paja entera de cebada de invierno (1.6 % de extracto etéreo), a excepción de la muestra perteneciente a E-ZRC que posee un contenido de extracto etéreo de 1.85%. Las hojas de las muestras analizadas son las que más se acercan a este valor y es debido a que poseen cantidades pequeñas de cera, lo cual contribuye a elevar el porcentaje de grasa en este órgano, esto concuerda con lo que puntualiza Staniforth (1980), en cuanto a que los resultados de analizar la paja en conjunto no son los mismos al analizar sus componentes por separado.

Estas variaciones entre las diferentes muestras tanto de hojas como de tallos pudieron estar influenciado por el sistema de cultivo empleado, ya que éste puede repercutir en las características de la paja, así mismo, el estado de maduración es otro factor importante, ya que conforme avanza la



maduración disminuye el contenido etéreo en la paja de cereales (Shewry, 1992; Staniforth, 1980).

5.2.6. Carbohidratos en paja de cebada

El contenido de carbohidratos, obtenido por diferencia para la paja de cebada se presenta en la tabla 22.

Tabla 22. Contenido de carbohidratos en paja de cebada.

| CARBOHIDRATOS EN PAJA (%) | | |
|---------------------------|-------|--------|
| CÓDIGO | HOJAS | TALLOS |
| E-ZMC | 39.04 | 40.33 |
| E-ZRC | 40.17 | 45.08 |
| E-VTRC | 37.98 | 39.63 |
| 10416-VTRC | 37.48 | 41.96 |
| E-TCV | 41.57 | 43.27 |
| E-TLMC | 41.09 | 46.35 |

Con estos resultados se puede concluir que los tallos, contienen mayores porcentajes de carbohidratos que las hojas.

No existen reportes que indiquen el contenido de hidratos de carbono más conveniente en la paja de cebada, ni inconvenientes por tener altos porcentajes de los mismos.

5.3. Análisis de minerales en espigas, hojas y tallos

La composición mineral de los diferentes órganos de la planta de cereal, en particular el grano y la paja en la recolección, permite conocer las cantidades de elementos absorbidos, durante el ciclo de cultivo (Bellido, 1991). El contenido de sales minerales en las plantas, es muy variable y depende de muchos factores como el clima, variedad, tipo de terreno y la fertilización (Tisdale y Nelson, 1991).



La discusión de los resultados, se realiza de acuerdo a la agrupación de los minerales mencionada previamente en los antecedentes.

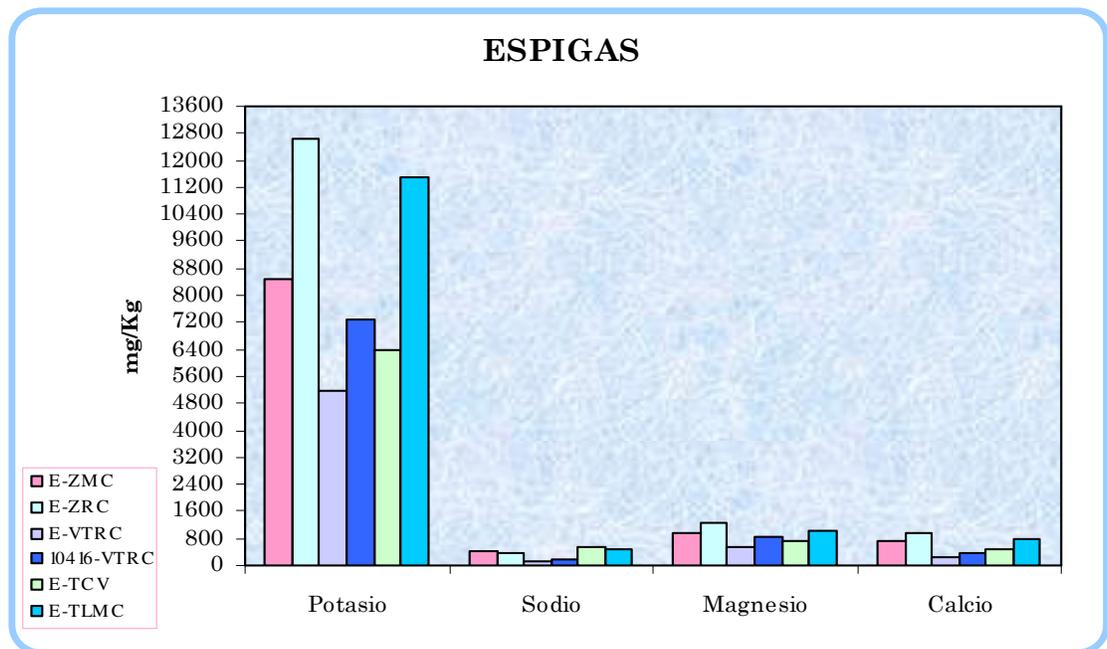
5.3.1. *Macronutrientes primarios y secundarios*

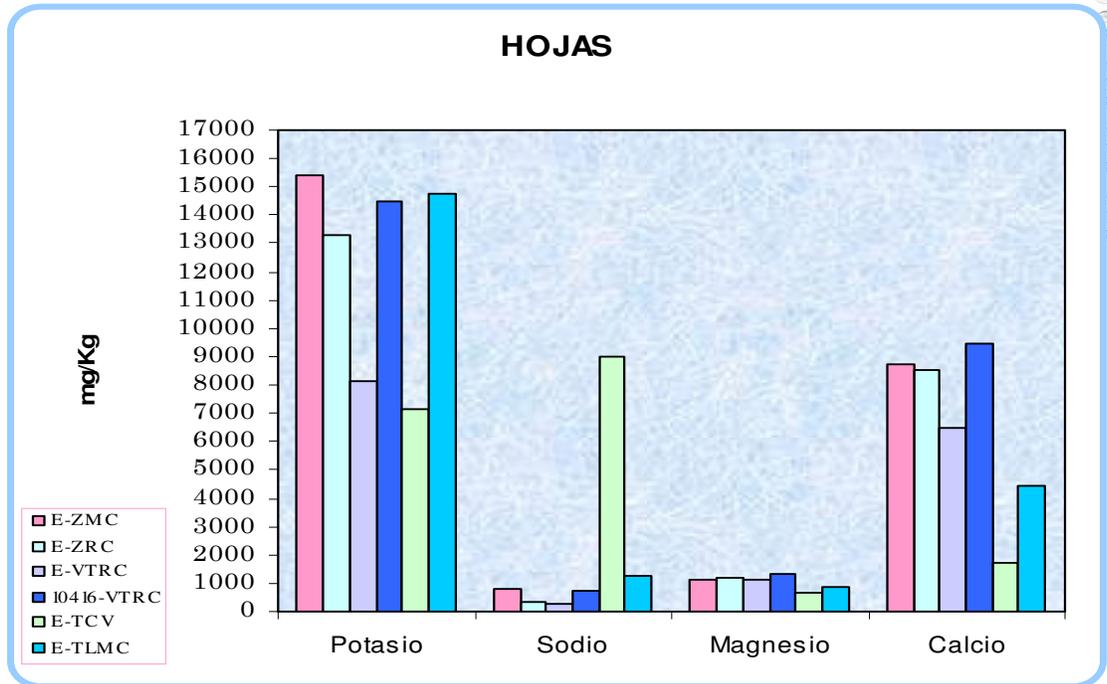
Los elementos que se encuentran en este grupo, son requeridos en grandes cantidades para el crecimiento de las plantas, esto origina que contribuyan de manera significativa en la composición mineral.

El potasio (K), el calcio (Ca), el magnesio (Mg), y, en cierto grado el sodio (Na), juegan un papel importante en la relación suelo – planta. Estos elementos no sólo son esenciales para el complejo bioquímico de la planta en crecimiento, sino que su presencia en el suelo en cantidades adecuadas y en equilibrio, propician que el suelo sea un medio adecuado para el desarrollo de planta – raíz (Montañez, 1979; Tisdale y Nelson, 1991).

El K fue el elemento que presentó los valores más altos de los minerales cuantificados en cada órgano de las plantas (Gráfico 1).

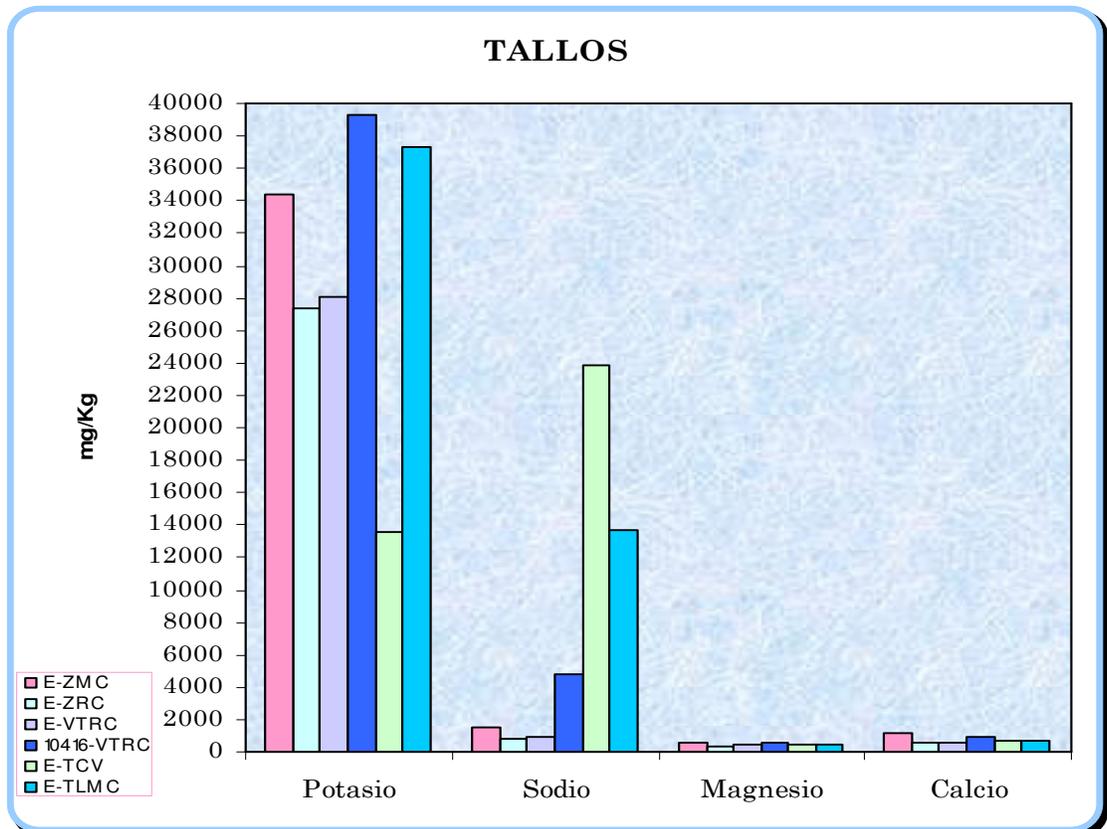
Gráfico 1. Distribución de macro elementos en órganos de la planta de cebada





Muestras: E-ZMC: Zapotlán (MC) variedad Esmeralda, E-ZRC: Zapotlan (RC) variedad Esmeralda, E-VTRC: 10416-VTRC: Villa de Tezontepec (RC) Línea 10416, E-TCV: Villa de Tezontepec (RC) variedad Esmeralda, E-TCV: Tultengo (CV) variedad Esmeralda, E-TLMC Tultengo (LMC) variedad Esmeralda.

(Continuación de grafico 1)



Muestras: E-ZMC: Zapotlán (MC) variedad Esmeralda, E-ZRC: Zapotlan (RC) variedad Esmeralda, E-VTRC: 10416-VTRC: Villa de Tezontepec (RC) Línea 10416, E-TCV: Villa de Tezontepec (RC)

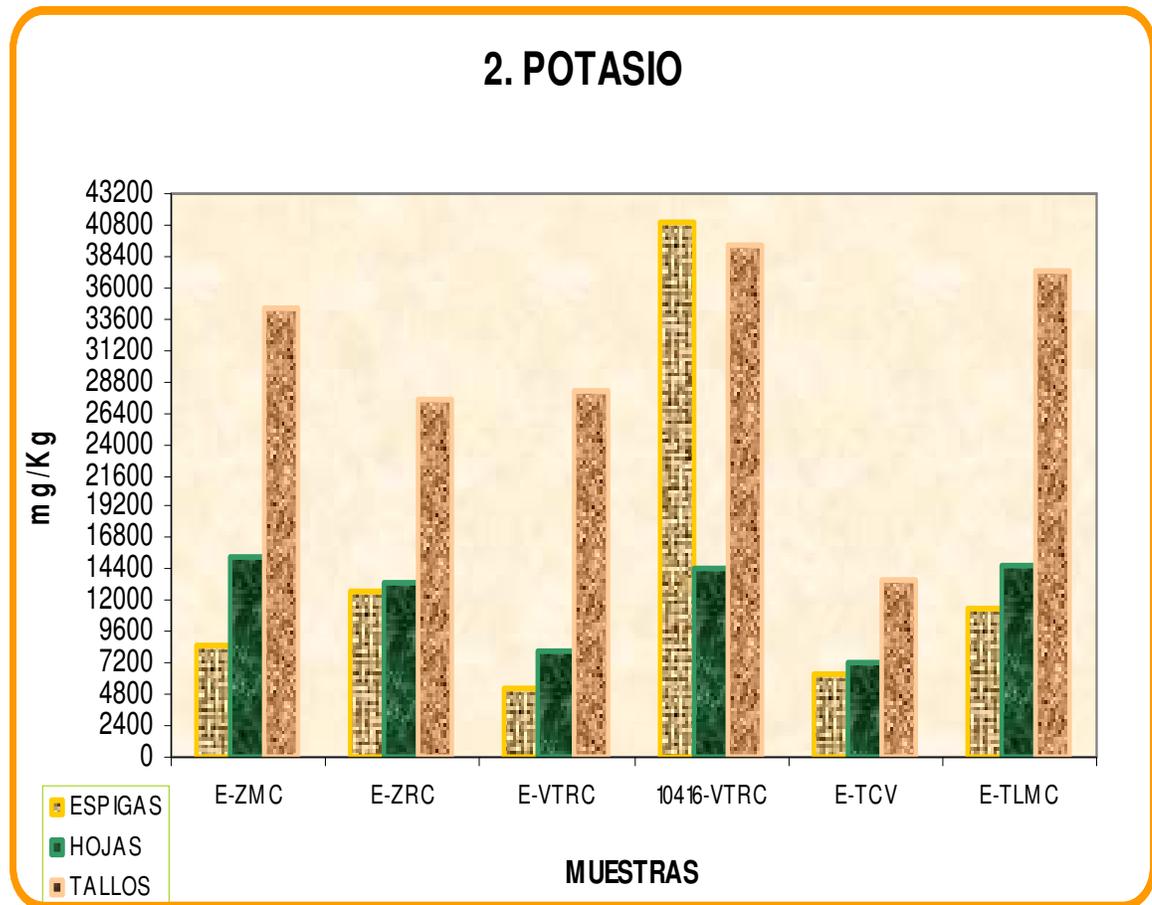


variedad Esmeralda, E-TCV: Tultengo (CV) variedad Esmeralda, E-TLMC Tultengo (LMC) variedad Esmeralda.

Las concentraciones de Mg, Ca y Na fueron variables para los diferentes órganos de las plantas pero menores a las concentraciones de K en todos los órganos de las plantas (Gráfico 1). Por tanto, se puede establecer el siguiente orden creciente de dichos elementos en los diferentes órganos de la cebada: para las espigas el $\text{Na} < \text{Ca} < \text{Mg} < \text{K}$; en hojas el $\text{Na} < \text{Mg} < \text{Ca} < \text{K}$ y finalmente para tallos el $\text{Mg} < \text{Na} < \text{Ca} < \text{K}$.

El K es absorbido por las plantas en elevadas concentraciones más que cualquier otro elemento mineral, exceptuando el nitrógeno, se moviliza rápidamente dentro de la planta y se acumula con facilidad en las zonas de mayor actividad vegetativa (Tisdale y Nelson, 1991; Fuentes, 1989), por ello se observó una menor acumulación en las espigas que en hojas y tallos, estos últimos presentan la mayor acumulación de este mineral (Gráfico 2). El K se encuentra en los suelos en grandes cantidades y su disponibilidad es alta, las plantas absorben suficientes cantidades que permiten el aporte necesario de éste elemento para humanos y animales (Tisdale y Nelson, 1991; Gooding y Davies, 1997). Una cantidad excesiva de K en la planta puede originar deficiencias de Mg, Ca, Fe y Zn (Fuentes, 1989). Deficiencias de este mineral originan frecuentemente debilitamiento de la paja de los cereales, lo cual repercute en la cosecha de pequeños granos, el rendimiento de los cultivos y disminución de la resistencia de la planta a las enfermedades (Tisdale y Nelson, 1991).

Gráfico 2. Distribución de Potasio en la planta de cebada



Muestras: E-ZMC: Zapotlán (MC) variedad Esmeralda, E-ZRC: Zapotlan (RC) variedad Esmeralda, E-VTRC: 10416-VTRC: Villa de Tezontepec (RC) Línea 10416, E-TCV: Villa de Tezontepec (RC) variedad Esmeralda, E-TCV: Tultengo (CV) variedad Esmeralda, E-TLMC Tultengo (LMC) variedad Esmeralda.

Como se puede observar, el Ca ocupó el segundo lugar después del K, en cuanto a la composición de hojas y tallos (Gráfico3), lo que concuerda con lo reportado por Tisdale y Nelson (1991), quienes también reportaron que el Ca, se encuentra en abundantes cantidades en las hojas de las plantas de cereales. La cantidad asimilable de Ca en los suelos, determina el nivel de acumulación del elemento en los órganos de la planta (Fuentes, 1989). El Ca es un mineral extremadamente importante en la nutrición de las plantas y la presencia de este elemento en los granos va a ser siempre de gran valor para el consumo humano y para el ganado cuando la planta es utilizada como forraje (Tisdale y Nelson, 1991).

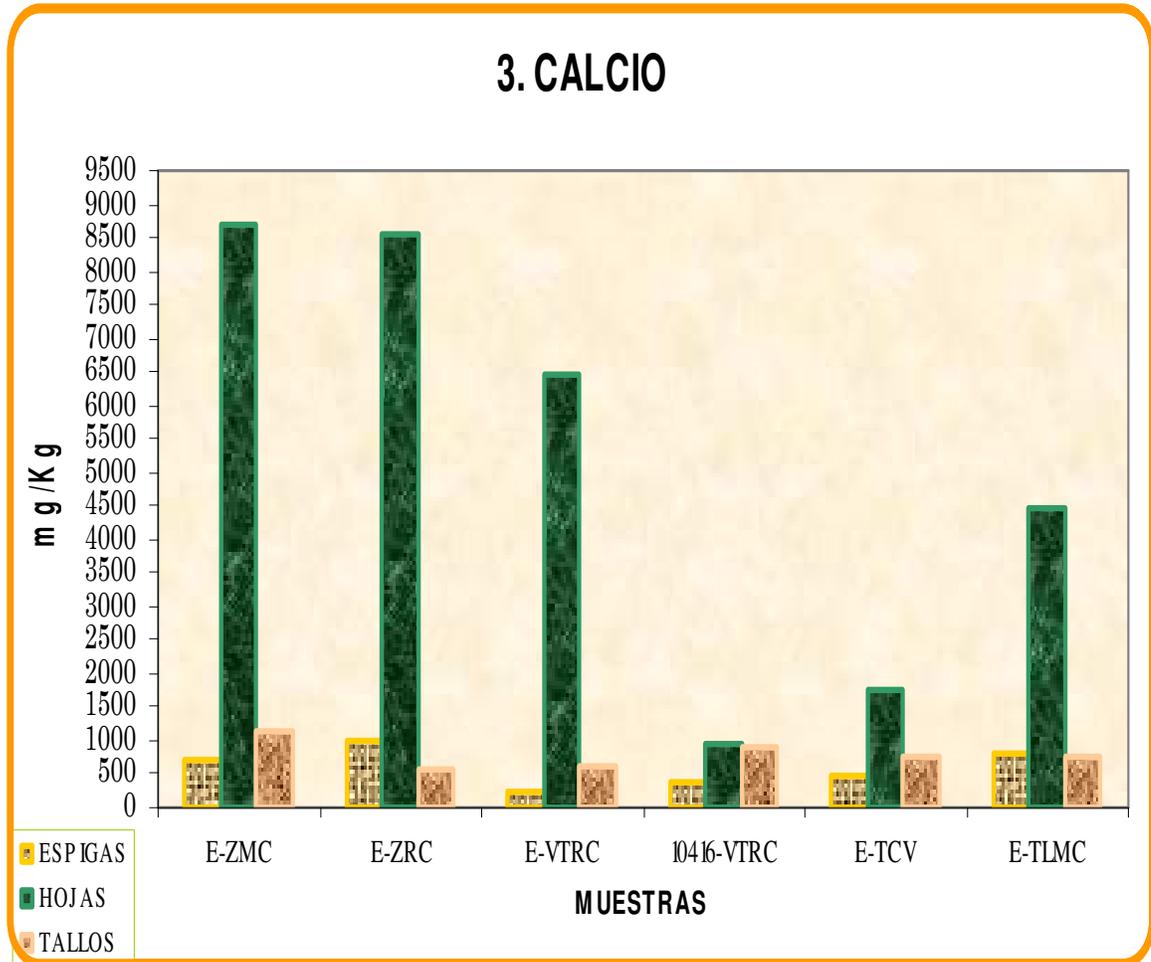
Los factores del suelo que se creen son de máxima importancia en determinar la disponibilidad del calcio para las plantas son los siguientes: la cantidad de calcio intercambiable presente y el grado de saturación del complejo de intercambio.

El crecimiento de las plantas cesa en ausencia de un adecuado suministro de este elemento, el camino más obvio para corregir esta deficiencia es mediante la aplicación de cal. En el caso de que el calcio sea



requerido sin aumentar el pH, el yeso es también una fuente satisfactoria de este elemento.

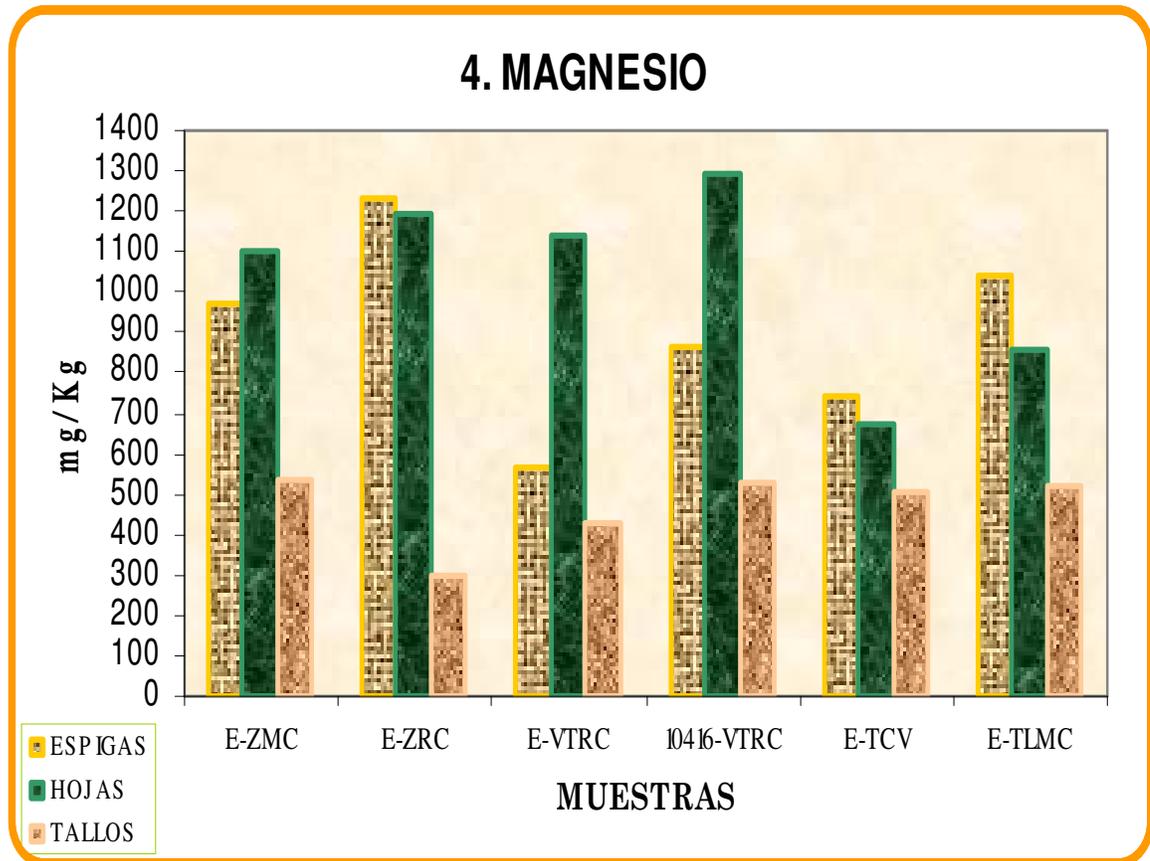
Gráfico 3. Distribución de Calcio en la planta de cebada



Muestras: E-ZMC: Zapotlán (MC) variedad Esmeralda, E-ZRC: Zapotlan (RC) variedad Esmeralda, E-VTRC: 10416-VTRC: Villa de Tezontepec (RC) Línea 10416, E-TCV: Villa de Tezontepec (RC) variedad Esmeralda, E-TCV: Tultengo (CV) variedad Esmeralda, E-TLMC Tultengo (LMC) variedad Esmeralda.

El Mg ocupó el segundo lugar después del K en espigas de cebada (Gráfico 4) lo que concuerda con lo reportado por Tisdale y Nelson (1991), quienes mencionan que gran parte del magnesio de la planta se encuentra en apreciables cantidades en las semillas. En la paja, la concentración de Mg es mayor en hojas que en tallos; en consecuencia, la deficiencia de este mineral aparece a menudo en primer lugar en las hojas. La absorción del magnesio por las plantas depende de la cantidad presente, del grado de saturación de magnesio y de la naturaleza de los otros iones cambiabiles (Tisdale y Nelson, 1991).

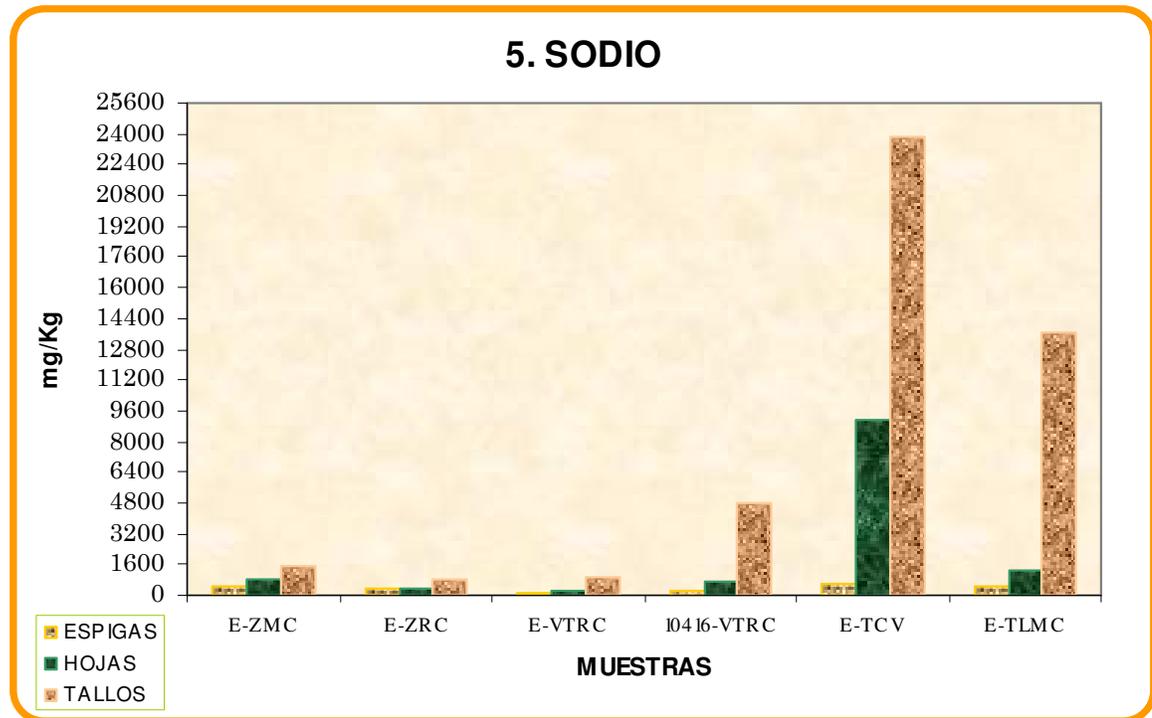
Gráfico 4. Distribución de Magnesio en la planta de cebada



Muestras: E-ZMC: Zapotlán (MC) variedad Esmeralda, E-ZRC: Zapotlan (RC) variedad Esmeralda, E-VTRC: 10416-VTRC: Villa de Tezontepec (RC) Línea 10416, E-TCV: Villa de Tezontepec (RC) variedad Esmeralda, E-TCV: Tultengo (CV) variedad Esmeralda, E-TLMC Tultengo (LMC) variedad Esmeralda.

El contenido de Na (Gráfico 5) presente en los granos de cebada se encuentra dentro de los valores reportados en la Tabla 3 El contenido de Na presente en paja de cebada no es reportado en la bibliografía, probablemente debido a que la cebada es el cereal de mayor tolerancia a la salinidad (SARH, 1983), además de que la salinidad no afecta al rendimiento de la paja ni del grano de cebada (Isla, 1998).

Gráfico 5. Distribución de Sodio en la planta de cebada



Muestras: E-ZMC: Zapotlán (MC) variedad Esmeralda, E-ZRC: Zapotlan (RC) variedad Esmeralda, E-VTRC: 10416-VTRC: Villas de Tezontepec (RC) Línea 10416, E-TCV: Villas de Tezontepec (RC) variedad Esmeralda, E-TCV: Tultengo (CV) variedad Esmeralda, E-TLMC Tultengo (LMC) variedad Esmeralda.

5.3.2. *Micronutrientes*

Los vegetales varían considerablemente en su contenido de micronutrientes, debido a que en los suelos existen cantidades suficientes. Sin embargo, es muy frecuente la aparición de síntomas de escasez de estos elementos (Fuentes, 1989; Tisdale y Nelson, 1991).

Los microelementos analizados con funciones biológicas conocidas, son a su vez metales pesados: Fe, Zn, Cu, B, Cr, y Co.

Los elementos que representaron la fracción mayoritaria de los elementos analizados fueron el Cu y Fe (Gráfico 6). Esto contrasta con los resultados de la composición mineral de cereales reportados, los cuales indican que el orden frecuente de incidencia de minerales en estas plantas es: Cu < Zn, B < Fe (Domínguez, 1988).

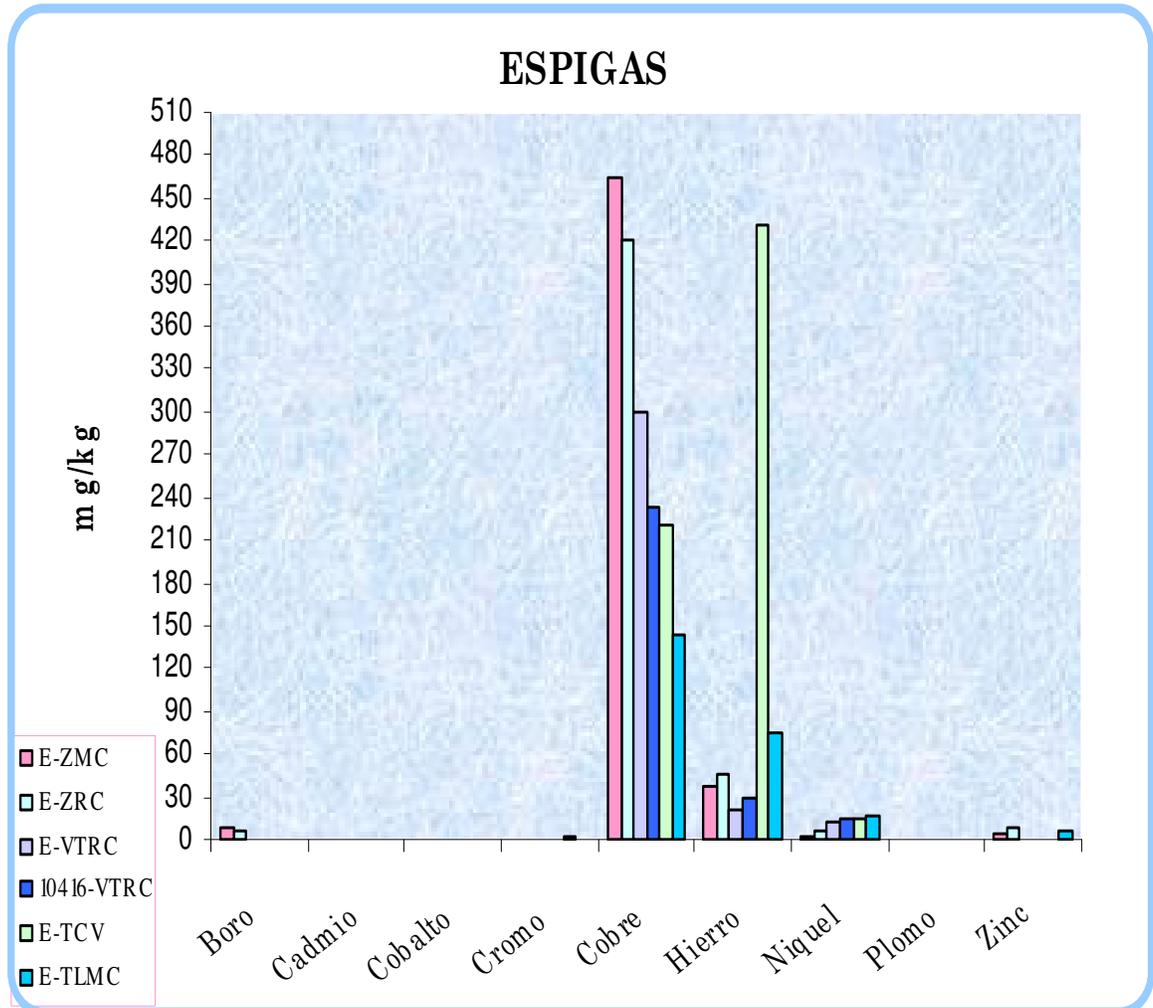
Entre los factores que mayormente influyen sobre la asimilación de estos elementos, se encuentran la actividad microbiana, las variaciones climáticas (a mayor temperatura, mayor absorción), las precipitaciones y las interacciones entre elementos (Domínguez, 1988; Tisdale y Nelson, 1991).



La concentración de hierro en las muestras presentó el siguiente orden decreciente de acumulación en las espigas de cebada (Gráfico 6);

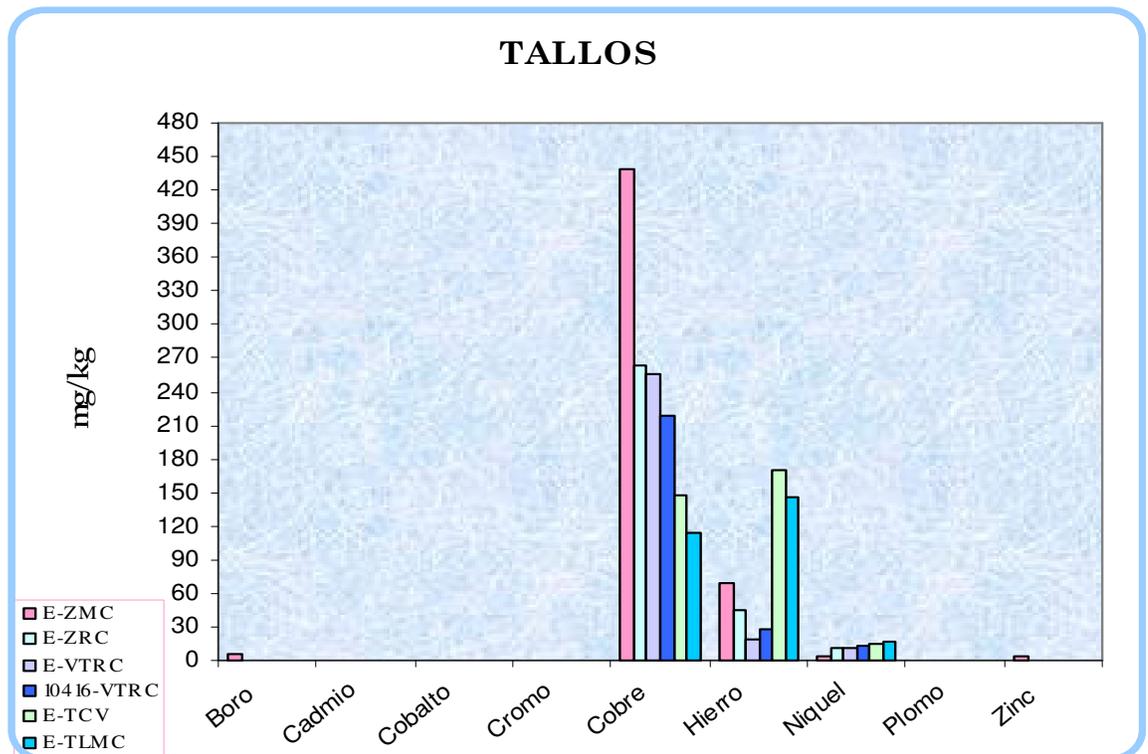
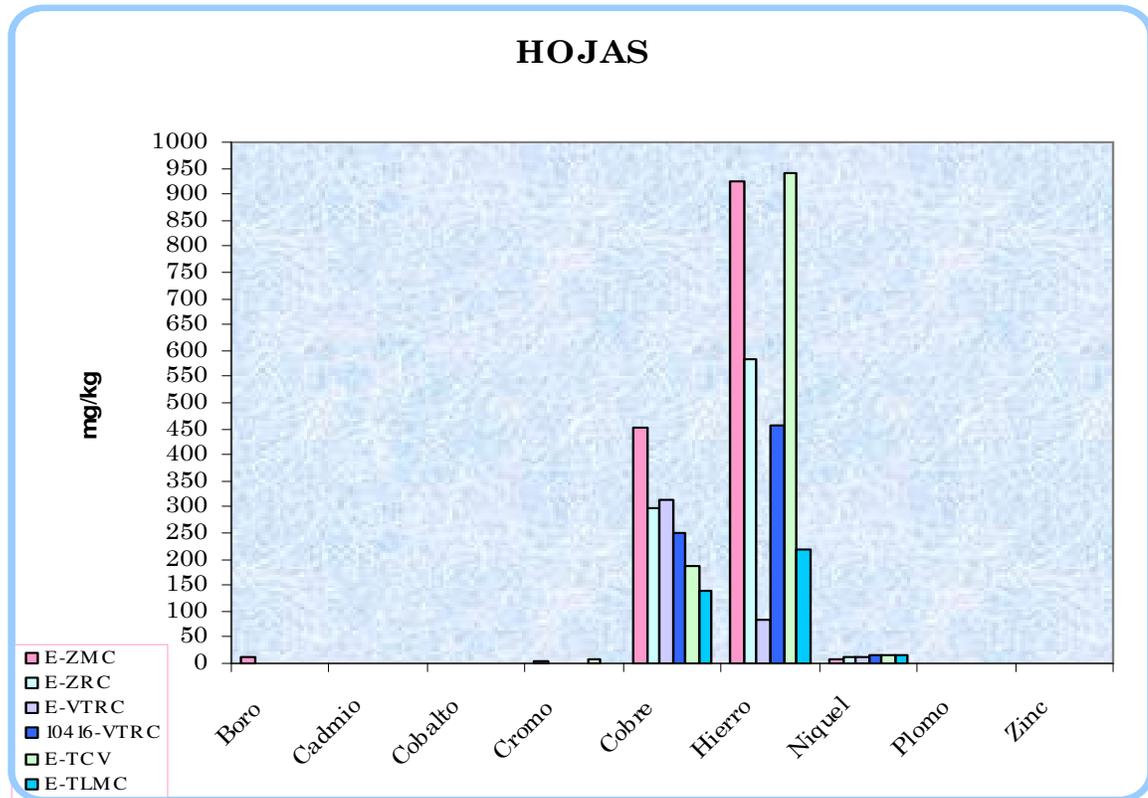
E-TCV > E-TLMC > E-ZRC > E-ZMC > 10416-VTRC > E-VTRC.

Gráfico 6. Distribución de metales pesados en los órganos de plantas de cebada



Muestras: E-ZMC: Zapotlán (MC) variedad Esmeralda, E-ZRC: Zapotlan (RC) variedad Esmeralda, E-VTRC: 10416-VTRC: Villas de Tezontepec (RC) Línea 10416, E-TCV: Villas de Tezontepec (RC) variedad Esmeralda, E-TCV: Tultengo (CV) variedad Esmeralda, E-TLMC Tultengo (LMC) variedad Esmeralda.

(Continuación)



Muestras: E-ZMC: Zapotlán (MC) variedad Esmeralda, E-ZRC: Zapotlan (RC) variedad Esmeralda, E-VTRC: 10416-VTRC: Villas de Tezontepec (RC) Línea 10416, E-TCV: Villas de Tezontepec (RC) variedad Esmeralda, E-TCV: Tultengo (CV) variedad Esmeralda, E-TLMC Tultengo (LMC) variedad Esmeralda.

Las muestras pertenecientes a E-TCV y E-TLMC presentaron valores por arriba de lo mencionado por Bellido (1991), la muestra perteneciente a E-ZRC fue la muestra que contuvo una cantidad de Fe más cercana a la



reportada (Tabla 3); con respecto a las muestras restantes, se encontraron contenidos de Fe inferiores a los reportados, estos contenidos de Fe no afectaron a la planta puesto que no se observó una clorosis, es decir las hojas de las plantas no estaban blancas, ni cesó el crecimiento de las mismas.

Dentro de los factores que propician la deficiencia de Fe o clorosis se encuentran: un pH alto y/o carbonatos, excesiva fertilización a base de fosfatos, desequilibrio de iones metálicos, tales como el cobre y el manganeso, alta proporción de cal, elevada humedad del suelo, temperaturas frías y altos niveles de HCO_3^- .

Los cereales tales como el trigo, la cebada y la avena, son las plantas más sensibles a la deficiencia de Cu, presentando a menudo enfermedades por la falta de este elemento (Montañez, 1979; Domínguez, 1988 y Tisdale y Nelson, 1991). Aun cuando es común la deficiencia de Cu, las muestras analizadas presentan contenidos muy elevados de dicho metal; sobrepasando los 7 mg/kg reportado para este elemento en granos de cebada (Bellido, 1991). Excesivas cantidades de cobre deprimen la actividad del hierro y pueden ocasionar síntomas de deficiencia del mismo, además de existir un riesgo potencial en las muestras que sobrepasan los 25 mg/kg (Tisdale y Nelson, 1991). Para inactivar grandes cantidades de Cu en los suelos se realiza un encalado (Fuentes, 1989 y Tisdale y Nelson, 1991).

La disponibilidad del Cu esta condicionada por varios factores (Tisdale y Nelson, 1991): el nivel de materia orgánica del suelo, el pH y la presencia de iones metálicos como el hierro, manganeso y aluminio.

De manera general los órganos que presentaron mayor contenido de Cu son las espigas, seguidas de las hojas y por ultimo los tallos (Grafico 6)

En lo que respecta al Zn, sólo algunas muestras de espigas y una muestra de tallos presentaron valores cuantificables (Gráfico 6), los cuales se consideran deficientes de acuerdo al valor de 31 mg/kg reportado para granos de cebada (Bellido, 1991).

La disponibilidad del Zn para las plantas esta condicionada por diversos factores del suelo (Tisdale y Nelson, 1991): el pH (el Zn es más disponible en suelos ácidos que en los alcalinos), el nivel de fósforo, el contenido en materia orgánica y encalados excesivos.

Las deficiencias de Zn en el grano, se ven agravadas por los procesos industriales como la molienda, que puede remover hasta el 50% de éste y otros minerales (Gooding y Davies, 1997). En la planta se manifiesta con algunos síntomas tales como: clorosis en las hojas jóvenes seguida por una gran reducción del crecimiento de los brotes, lo cual retrasa el espigado y la madurez; estos síntomas no fueron observados en las plantas muestreadas (Tisdale y Nelson, 1991).



Para corregir las carencias de este elemento se recomienda utilizar fertilizantes a base de Zn tales como: sulfatos, carbonatos o quelatos del metal (Tisdale y Nelson, 1991).

En cuanto al B, sólo algunas muestras de espigas presentaron valores cuantificables (Gráfico 6). Los principales factores que influyen en la deficiencia de B, son un pH alto, la lluvia, la textura y la humedad del suelo (extrema sequedad). Los cereales son poco sensibles a las deficiencias de B y presentan un desarrollo casi normal sin él, aunque si está disponible para las plantas, permite obtener un mejor rendimiento del cultivo (Montañez, 1979; Tisdale y Nelson, 1991).

En casos de deficiencia de B, el primer síntoma visual es el cese del crecimiento del bloque terminal, seguido inmediatamente de la muerte de las hojas jóvenes. Estos síntomas pueden prevenirse por aplicaciones de bórax comercial ($\text{Na}_2\text{B}_4\text{O}_7 \cdot 10\text{H}_2\text{O}$) al suelo antes de la plantación (Tisdale y Nelson, 1991).

En cuanto al Co, los órganos de las plantas de cebada presentaron valores por debajo del límite de detección. Las carencias de Co son comunes debido a que el contenido en los suelos es variable, pero generalmente bajo. Diversos factores influyen la disponibilidad del Co, entre los que se encuentran: el aumento de pH del suelo y los fertilizantes a los cuales no se les añaden Co (Tisdale y Nelson, 1991).

La deficiencia de dicho metal en los granos es importante porque se inhibe en ellos la producción de vitamina B_{12} , que es esencial en la nutrición del ser humano. La deficiencia de Co en la paja de cereales no es un problema cuando parte de esta paja es utilizada en la alimentación de los rumiantes, ya que en estos animales es suministrado directamente (Tisdale y Nelson, 1991).

Encuanto al Cr, las muestras de hojas pertenecientes a E-ZMC, E-ZRC, 10416-VTRC, E-TCV, E-TLMC, presentaron valores de: 2.05, 1.05, 0.15, 9.60 y 0.29 mg/Kg respectivamente; así como también la muestra de espigas perteneciente a E-TCV presento una concentración de 2.05 mg/Kg y la muestra de tallos de E-TLMC con una concentración de 0.18 mg/Kg.

Cabe destacar que las Normas Oficiales Mexicanas no tienen contemplados límites máximos permisibles de Cr en cereales. La toxicidad asociada con los contenidos de cromo en algunas muestras esta determinada por la forma predominante del elemento en las plantas; ya que la forma hexavalente es la más peligrosa para los seres vivos y la trivalente es necesaria en cantidades traza por el organismo, ésta última incide de manera natural en cereales, pero la acumulación en grandes cantidades, puede causar problemas en la salud de personas hipersensibles que lo consuman (ATSDR, 2000).

5.3.3. Metales pesados sin función biológica conocida



La presencia de estos metales tiene especial importancia, ya que son altamente tóxicos y presentan la propiedad de bioacumulación. De este grupo se analizaron el Cd, Pb y Ni.

Para el Cd y el Pb se encontraron valores por debajo del límite de detección (0.002 mg/L) (gráfico 6).

Los valores aceptados por diversas normativas se mencionan a continuación.

En México, la Norma Oficial Mexicana NOM-147-SSA1-1996, establece un límite máximo de 0.5 mg/kg de Pb en cereales y todos sus productos. La Directiva 466/2001 de la Comunidad Europea, establece que los productos vegetales, cereales y derivados destinados a consumo humano deben tener como máximo entre 0.05 y 0.2 mg/kg de Pb. Los límites legales para el Pb establecidos por el Reglamento 747/2001, establece como máximo 10 mg/kg en materias primas para la alimentación animal y hasta 40 mg/kg en forrajes verdes.

Los valores encontrados para el Ni se encontraron entre 2 – 17 mg/kg (Gráfico 6), los cuales contribuyen de manera apreciable al contenido de metales pesados. La acumulación de este elemento fue mayor en hojas y tallos. Valores de 211.40 y 345.18 mg/kg de Ni son considerados casos extremos de toxicidad en las plantas, induciendo la muerte (Díaz, *et al.*, 2001). Comparando los valores obtenidos de la acumulación de Ni en las muestras de los distintos órganos de la planta de cebada se considera que no se encuentran dentro de los valores considerados como extremos, pero no se descartan los posibles daños, a nivel microscópico, en la planta de cebada.

El Ni es fitotóxico cuando está presente en los cultivos en altas concentraciones, además de ocasionar la disminución del crecimiento de los granos, el contenido de clorofila y la acumulación de nutrientes (Díaz, *et al.*, 2001). La acumulación de este elemento en la planta de cebada es debida principalmente al uso de fertilizantes, aunque el pH es un factor importante en la disponibilidad de este elemento en los suelos (Tisdale y Nelson, 1991).

Las Normas Oficiales Mexicanas no tienen contemplados límites máximos permisibles de Ni en cereales, y en la bibliografía no se reporta el contenido de dicho metal en paja ni en grano de cebada, sin embargo es importante mencionar que:

El Departamento de Salud y Servicios Humanos (DHHS) de la Food & Drug Administration (FDA, en Estados Unidos, ha determinado que el níquel metálico y sus compuestos son sustancias carcinogénicas (ATSDR, 2003).



5.4. Análisis de hongos y aflatoxinas en espigas de cebada

Los granos de cebada, desde su formación en la planta hasta su utilización o consumo final, están expuestos a la colonización por una gran variedad de microorganismos, entre ellos, los hongos filamentosos o mohos, los cuales pueden deteriorarlos. Algunas de las especies fúngicas que contaminan los granos son potenciales productoras de micotoxinas (Pan de la Guerra, 2000).

5.4.1. Recuentos totales de mohos y levaduras

Al momento de ser recolectadas, gran parte de las plantas de cebada mostraron crecimiento fúngico aparente. El grado de contaminación fue mayor en las glumas de las espigas y en los nudos del tallo, donde se observaron colonias algodonosas que iban del color blanco al negro.

Todas las muestras de espigas de cebada presentaron elevados recuentos de mohos y levaduras (Tabla 23), siendo el contenido de mohos de 10^3 a 10^6 UFC/g y el de levaduras de 10^6 UFC/g. Entre los recuentos de cada tipo de grano se observaron notables diferencias, sin embargo, todos presentaron una mala calidad sanitaria que no permitiría su consumo directo.

| Tabla 23. Recuentos de mohos, levaduras y totales en espigas de cebada. | | | |
|--|----------------------|----------------------|-------------------|
| CÓDIGO | UFC/g TOTALES | DE LOS CUALES | |
| | | MOHOS | LEVADURAS |
| E-ZMC | 3.0×10^6 | 1.6×10^3 | 3.0×10^6 |
| E-ZRC | 4.4×10^6 | 5.5×10^5 | 3.9×10^6 |
| E-VTRC | 4.1×10^6 | 1.0×10^6 | 3.1×10^6 |
| 10416-VTRC | 3.1×10^6 | 2.4×10^5 | 2.9×10^6 |
| E-TLMC | 5.9×10^6 | 1.1×10^5 | 5.8×10^6 |

E-ZMC = Zapotlán (MC) variedad Esmeralda, E-ZRC = Zapotlán (RC) variedad Esmeralda, E-VTRC 10416 = Villa de Tezontepec (RC) línea 10416, E-VTRC = Villa de Tezontepec (RC) variedad Esmeralda, E-TLMC = Tultengo (LMC) variedad Esmeralda

M: Muestra

UFC/g en agar papa dextrosa al quinto día de incubación a 25°C

Los altos recuentos obtenidos, pueden asociarse mayormente a los hongos que colonizaron la planta en el campo. Esto se dedujo a partir de la contaminación fúngica aparente observada al momento de la recolección, ya que el almacenamiento en empaque individual, en condiciones de baja humedad relativa y a temperatura de refrigeración (8-10°C) son factores desfavorables para la obtención de elevados recuentos.



Como parte de sus disposiciones sanitarias, la Norma Oficial Mexicana NOM-147-SSA1-1996, establece como límite máximo de mohos en harinas de cereales 2×10^2 UFC/g.

Para obtener productos que cumplan con esta Norma, éstos deberían proceder de granos con una alta calidad microbiológica.

De acuerdo a lo anterior, todas las muestras de cebada analizadas deberían ser rechazadas para su procesamiento, a menos que se hubieran sometido a tratamientos de desinfección que redujeran los recuentos de mohos y levaduras al menos 1000 veces. Esto resulta muy difícil de conseguir pues los procedimientos de desinfección, pasando ciertos límites, suelen alterar las características químicas y sensoriales de los productos a los que se aplican. Debido a esto, es de esperarse que algunas muestras de cebada que se procesan procedan de granos altamente contaminados, escapando una o más veces de la vista de los supervisores de sanidad.

5.4.2. Géneros fúngicos identificados

La comunidad fúngica colonizadora de los granos de cebada analizados estuvo conformada principalmente por géneros fúngicos pertenecientes al grupo de hongos de campo: *Alternaria* spp., *Cladosporium* spp. y *Fusarium* spp. mientras que del grupo conocido como hongos de almacenamiento únicamente se identificó el género *Rhizopus* spp., lo que permite reforzar la idea de que la contaminación fúngica en el campo fue el origen de los altos recuentos obtenidos.

Los hongos de campo se establecen mayormente en los granos de las plantas cuando está en proceso de desarrollo, esto debido al alto porcentaje de humedad requerido (>20%) el cual no encuentran en etapas posteriores. Otros géneros pueden llegar a la planta antes de la cosecha y permanecer ahí sin desarrollarse significativamente, con la posibilidad de encontrarlos en la etapa de almacenamiento, donde pueden obtener condiciones óptimas que les permitan desarrollarse (Pan de la Guerra, 2000).

Nuestros resultados concuerdan con los reportados por Chong y Sheridan (1982), Lee *et al.* (1986) y Ghelfa (1996) quienes en estudios realizados en Nueva Zelanda, Korea y Uruguay, respectivamente, analizaron la incidencia de hongos en cultivos de cebada; encontrando la presencia de *Alternaria alternata*, *Cladosporium* spp., *Fusarium* spp. y *Rhizopus stolonifer*, entre otros, aunque en contraste con nuestro estudio donde para el grupo de hongos de almacenamiento sólo identificamos al género *Rhizopus* spp., ellos reportaron la presencia conjunta de géneros como *Penicillium* spp., *Aspergillus* spp. y *Mucor* spp., entre otros. De igual manera, los géneros predominantes y la incidencia de los mismos concuerda con lo reportado por otros autores para granos de cebada procedentes de los municipios de Apan, Tepeapulco, Singuilucan (De la Cruz, 2002), Tolcayuca (Romero, 2004) y Tlanalapa, (Ocampo, 2006) pertenecientes al estado de



Hidalgo. En dichos estudios se encontró que los géneros *Fusarium* spp. y *Alternaria* spp. fueron los géneros dominantes.

El género *Fusarium* representa numerosas implicaciones sanitarias y puede ser el causante de algunas bajas en los nutrientes del grano. Se ha observado que la presencia de *Fusarium graminearum* y *F. Culmorum* en la planta de trigo, conduce a la disminución del peso del grano y la disminución de sus reservas de nitrógeno (Gooding y Davies, 1997).

Todos los recuentos de mohos y levaduras obtenidos superan los valores reportados por Zvicevicius *et al.* (2005) para granos de cebada maltera (10^3 UFC/g) y para cebada utilizada como forraje (10^4 UFC/g), sin embargo, dichos valores son similares a los reportados por Ocampo (2006) para muestras de cebada recolectadas en Tlanalapa, Hidalgo. Los resultados obtenidos reflejan una mala calidad sanitaria de la cebada analizada, y por lo tanto, representan un riesgo sanitario para la salud de quienes la consuman.

En cuanto a los géneros fúngicos que se reportan a continuación, cabe señalar que *Micelia sterilia* corresponde a las colonias fúngicas en donde no se observó esporulación, aún después de su aislamiento y cultivo en los medios MA y CZ.

Los granos de cebada de E-ZRC ocuparon el tercer lugar en cuanto a su contaminación por mohos (5.5×10^5 UFC/g); presentando una flora predominantemente compuesta por *Cladosporium* spp. (Tabla 24) el cual es un contaminante común de muchos alimentos.

Tabla 24. Géneros de mohos aislados en espigas de cebada de E-ZRC

| GÉNERO | UFC/g |
|--------------------------|-------------------|
| <i>Micelia sterilia</i> | 0.5×10^5 |
| <i>Cladosporium</i> spp. | 5.0×10^5 |
| TOTAL | 5.5×10^5 |

Los granos de cebada de E-ZMC presentaron la misma población fúngica, pero en una proporción más baja, encontrándose dentro de las especificaciones mencionadas por Zvicevicius *et al.* (2005) para granos de cebada maltera (10^3 UFC/g) y para cebada utilizada como forraje (10^4 UFC/g), además de ser la muestra con menor contaminación por mohos, con respecto a las muestras analizadas (Tabla 25).

Tabla 25. Géneros de mohos aislados en espigas de cebada de E-ZMC

| GÉNERO | UFC/g |
|--------|-------|
|--------|-------|



| | | |
|--------------------------|-----------------------|--|
| <i>Micelia sterilia</i> | 0.6 X 10 ³ | |
| <i>Cladosporium spp.</i> | 0.9 X 10 ³ | |
| TOTAL | 1.6 X 10 ³ | |

Los granos de E-VTRC, presentaron la mayor contaminación fungica (1.0x10⁶ UCF/g) y en esta muestra se identificaron los géneros *Fusarium spp* y *Alternaria spp.* (Tabla 26), los cuales son productores potenciales de micotoxinas implicando un riesgo sanitario alto.

Tabla 26. Géneros de mohos aislados en espigas de cebada de E-VTRC

| GÉNERO | UFC/g | |
|--------------------------|------------------------|--|
| <i>Micelia sterilia</i> | 5.0 X 10 ⁵ | |
| * <i>Fusarium spp.</i> | 0.05 X 10 ⁵ | |
| <i>Cladosporium spp.</i> | 5.0 X 10 ⁵ | |
| * <i>Alternaria spp.</i> | 0.05 X 10 ⁵ | |
| TOTAL | 5.5 X 10 ⁵ | |

*Generos que incluyen especies productoras de micotoxinas

El género *Fusarium spp.* es un patógeno de cereales ampliamente distribuido en el mundo, causa pudrición de la raíz y tallos, fusariosis de la espiga y “punta negra” de cebada y trigo. La infección se produce cuando coinciden condiciones ambientales húmedas con un periodo de receptividad del huésped por el patógeno, durante y enseguida de la floración (Ghelfa, 1996). El conocimiento en México de la fusariosis es aun reducido, sin embargo, las observaciones de incidencias y severidades de dicha enfermedad han ido en aumento en las diferentes áreas de los Valles Altos de México, principal zona productora de cebada en el país, lo que representa una gran desventaja competitiva entre los mercados internacionales, ya que de no controlarse esta enfermedad, los productores e industrias se verán inmersos en situaciones de disminución en los rendimientos y aumento en los niveles de toxinas en el grano, efectos que en su conjunto provocan pérdidas económicas importantes, sin olvidar el fuerte impacto en la salud humana al consumir productos y subproductos con altos niveles de toxinas (Gilchrist *et al.*, 2004).



El género *Alternaria* contiene especies cosmopolitas que se encuentran en un amplio rango de materiales y productos. Como saprobias pueden deteriorar alimentos y forrajes, produciendo micotoxinas. Como patógeno reduce el rendimiento de las cosechas o afecta a los vegetales almacenados.

Alternaria es, después de las especies de *Cladosporium*, el moho cuyos esporos se encuentran suspendidos en el aire con mayor frecuencia. En los cultivos de cereales, las hojas y los granos son colonizados por especies de *Alternaria*; por lo que suelen ser aisladas de la mayoría de los granos en el momento de la cosecha (Carrillo, 2003).

Los granos correspondientes a 10416-VTRC ocuparon el cuarto lugar en contaminación por hongos (2.4×10^5 UFC/g) presentando una flora compuesta principalmente por *Cladosporium spp.* y *Fusarium spp.* (Tabla 27), estos géneros coinciden con los encontrados en la muestra perteneciente a E-VTRC, aunque en menor proporción en relación al género *Cladosporium spp.*, los riesgos en esta muestra suponen un riesgo sanitario alto para los posibles consumidores, además de ser causante de bajas en los nutrientes del grano. Se ha observado que la presencia de *Fusarium graminearum* y *F. Culmorum*, inducen la disminución de reservas de nitrógeno (Gooding y Davies, 1997).

Tabla 27. Géneros de mohos aislados en espigas de cebada de 10416-VTRC

| GÉNERO | UFC/g |
|--------------------------|--------------------|
| <i>Micelia sterilia</i> | 0.1×10^5 |
| <i>Cladosporium spp.</i> | 2.2×10^5 |
| * <i>Fusarium spp.</i> | 0.05×10^5 |
| TOTAL | 2.4×10^5 |

*Generos que incluyen especies productoras de micotoxinas

Por último, para los granos de E-TLMC (Tabla 28), nuevamente el género *Cladosporium spp.* fue el género predominante, *Alternaria spp.* se presentó en la misma proporción que la muestra perteneciente a E-VTRC; por otra parte, fue la única muestra donde se identificó un género fúngico que pertenece al grupo de hongos de almacenamiento: el género *Rhizopus spp.* aunque en una proporción tan baja que prácticamente no tiene una contribución importante en el recuento total. *Rhizopus spp.* es resistente al calor, por lo que suele reproducirse rápidamente durante el malteo en la etapa de secado (Ghelfa, 1996).

Tabla 28. Géneros de mohos aislados en espigas de cebada de E-VTRC

| GÉNERO | UFC/g |
|-------------------------|--------------------|
| <i>Micelia sterilia</i> | 0.01×10^5 |



| | |
|--------------------------|-----------------------------|
| <i>Cladosporium</i> | 1.0 X 10 ⁵ |
| <i>Rhizopus spp.</i> | 0.05 X 10 ² |
| * <i>Alternaria spp.</i> | 0.05 X 10 ⁵ |
| TOTAL | 1.1 X 10⁵ |

*Generos que incluyen especies productoras de micotoxinas

Cabe destacar que la contaminación de los granos de cebada y de malta con algunas especies de los géneros *Fusarium*, *Aspergillus*, *Eurotium*, *Nigrospora*, *Stemphylium*, *Penicillium* y *Alternaria*, se ha relacionado con el fenómeno del gushing de la cerveza, el cual se manifiesta por un vaciamiento explosivo de la cerveza embotellada, en un chorro espumoso y continuo, que cesa luego de algunos segundos. Este fenómeno constituye uno de los problemas más importantes en la industria cervecera y ha sido considerado por la Asociación Americana de Cebada Malteada como el principal efecto negativo producido por la contaminación de los granos de cebada y de malta con especies del género *Fusarium spp.* (Ghelfa, 1996).

En el estudio realizado se encontraron dos muestras con mohos del género *Fusarium spp.* y una con el género *Alternaria spp.*, lo que representa el riesgo de que produzcan micotoxinas y el posible traspaso de las mismas a la cerveza.

5.5. *Análisis del contenido de aflatoxinas en espigas de cebada*

Las aflatoxinas son las micotoxinas más ampliamente analizadas aunque no siempre son las de mayor incidencia en los alimentos, sin embargo, su acumulación en el organismo y su efecto crónico, son la razón para que se determinen en todo tipo de alimentos.

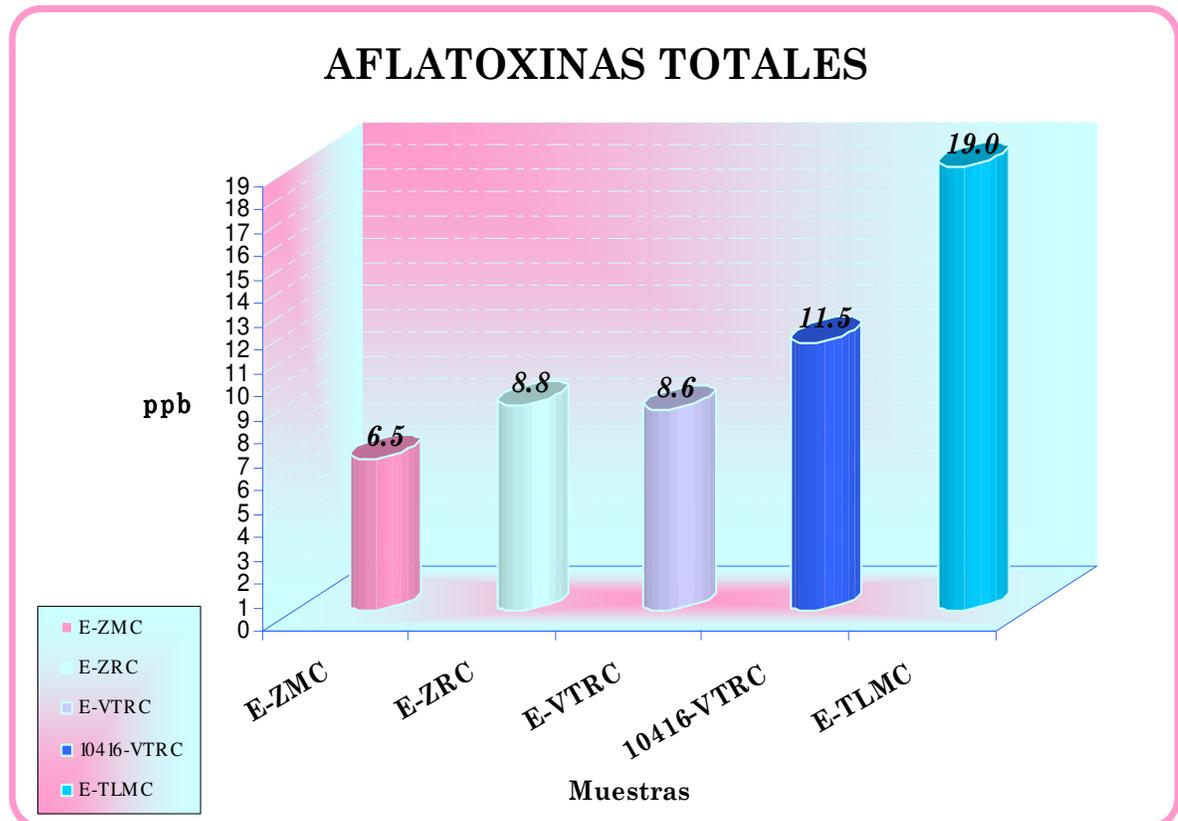
En México, las aflatoxinas son las únicas micotoxinas cuyos límites están legislados por las Normas Oficiales; razón por la cual en este estudio sólo se realizó la cuantificación de éstas micotoxinas (Gráfico 7).

La Norma Oficial Mexicana NOM-147-SSA1-1996 y NOM-188-SSA1-2000 establecen un máximo de 20 ppb de aflatoxinas totales en harinas de cereales, sémolas o productos hechos a base de ellos. Los contenidos de aflatoxinas totales encontrados en las muestras de cebada analizada fueron moderados (6.5 a 19 ppb) y ninguno excede el valor máximo establecido por la Norma Oficial Mexicana. Sin embargo, el reglamento 1525/98/CE de la



Comunidad Europea, por el que se fija el contenido máximo de determinados contaminantes en los productos alimenticios, establece que deben rechazarse todos los cereales cuya parte comestible contenga más de 4 ppb de aflatoxinas.

Gráfico 7. Concentración de aflatoxinas en espigas de cebada



E-ZMC = Zapotlán (MC) variedad Esmeralda, E-ZRC = Zapotlán (RC) variedad Esmeralda, E-VTRC 10416 = Villa de Tezontepec (RC) línea 10416, E-VTRC = Villa de Tezontepec (RC) variedad Esmeralda, E-TLMC = Tultengo (LMC) variedad Esmeralda

Algunos de los factores que tienen un efecto crucial para la producción de aflatoxinas, así como para otras micotoxinas, son el contenido de humedad del sustrato y la temperatura; tomando en cuenta que los granos cultivados en climas húmedos y calurosos de regiones tropicales y subtropicales son más propensos a la contaminación con micotoxinas que aquellos de regiones templadas.

La formación de aflatoxinas es estimulada por la presencia de ciertos aminoácidos, ácidos grasos y zinc (Pan de la Guerra, 2000).

Aunque los contenidos de aflatoxinas encontrados en las espigas, no excedían el límite establecido por las NOM-147-SSA1-1996 y NOM-188-SSA1-2000, no dejan de representar riesgos para el consumidor ya que un consumo regular de pequeñas cantidades de aflatoxinas, pueden conducir a largo plazo a una intoxicación crónica; con la manifestación de síntomas



como depresión de las funciones del metabolismo y daños hepáticos. Por otra parte, las dosis de aflatoxinas ingeridas por el ganado vacuno al consumir granos contaminados, traspasan la barrera sangre-leche, llegando a los productos lácteos que finalmente son consumidos por los humanos (Carrillo, 2003).

